II 90372/94,3

ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS

Heft 3
94. Jahrgang
Mai 2005

www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680

Elsevier GmbH, Urban & Fischer Verlag vorbehalten; http://www.elsevier.de/

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

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

Inhalt

Artikel

129 *Thecamoeba sphaeronucleolus* „knäult" Oscillatorien und fusioniert mit Artgenossen
Josef Brief

139 *Petalomonas sphagnophila*, eine Euglenide aus dem Schwingrasen von Moorseen mit endosymbiontischen Cyanobakterien
Eberhard Schnepf

147 Lebewesen wie von einem anderen Stern – Myxomyceten
Ernst-August Schlichting

153 Mikroskopische Gesellschaften und Vereinigungen organisieren das wissenschaftliche Leben
Norbert Gregor Günkel

161 Die Tönnchenwegwespe – Ein Makro-Mikro-Motiv
Erich Lüthje

165 Myxomyceten im Rasterelektronenmikroskop
Christine Kanow-Scheel, Jacqueline Heidemann und Norbert Hülsmann

175 Optische Aufheller: Leuchtende Werkzeuge für die Mikroskopie – Teil 1: Mechanismen und Substrate der Fluorochromierung
Eberhard Schnepf

186 Messen ohne Rechnen
Ernst Hippe

Rubriken

137
Aus der Industrie

138, 145, 159, 171
Nachrichten

151, 170, 174, 184, 188
Kurze Mitteilungen

169
Mikro-Lyrik

173
Neue Medien

181
Mikro-Kids

189
Buchbesprechungen

191
Aus den Arbeitsgemeinschaften

191, 192
Mikro-Markt

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV
www.elsevier.de/mikrokosmos werden mit dem Erscheinen dieses Heftes insgesamt vier Kurz-Portraits von bedeutenden Mikroskopikern aus den Bänden 14, 18, 20 (1920/21, 1924/25, 1926/27) wiedergegeben.

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

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

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

Umschlagabbildung: Handtellergroßes Plasmodium eines azellulären Schleimpilzes (Foto: N. Hülsmann). Siehe Artikel E.-A. Schlichting, S. 147–151, und Ch. Kanow-Scheel et al., S. 165–169.

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

Thecamoeba sphaeronucleolus „knäult" Oscillatorien und fusioniert mit Artgenossen

Josef Brief

Auf dem Boden einer Massenentwicklung von Cyanobakterien (Blaualgen) aus der Gattung *Oscillatoria* kam es in einem Terrarium sekundär zu einer ausgeprägten Vermehrung von Amöben der Gattung *Thecamoeba*. Neben allgemeinen Beobachtungen bot mir dies die Gelegenheit, die hier beschriebene etwas andere Phagocytosetechnik sowie eine bisher für diese Art nicht beschriebene Zellfusion, wohl im Sinne einer geschlechtlichen Fortpflanzung, zu studieren und zu dokumentieren.

Es gibt nur wenig Schlechtes, was nicht auch sein Gutes hat. Diese Erfahrung machte ich in diesem Sommer wieder. Ich hatte im letzten Jahr mit *Sphagnum* besetzte Sumpf- und Pflanzenterrarien angelegt, um auch während der Wintermonate Beobachtungen an *Biomyxa* machen zu können. Während der folgenden, wärmeren Jahreszeit kam es – möglicherweise bedingt durch den starken Lichteinfall und die hohe Temperatur in meinem Hobbylabor – in einem der Terrarien zu einer zunächst unerwünschten Massenentwicklung von Oscillatorien. Ich ließ den Dingen ihren Lauf, entnahm jedoch weiterhin auch diesem Terrarium regelmäßig Proben zur mikroskopischen Untersuchung. Nach wenigen Wochen bemerkte ich in schnell zunehmender Zahl *Thecamoeba sphaeronucleolus* auf dem Bewuchs aus Cyanobakterien (Blaualgen). Zeitweise konnte ich bis zu 70 Exemplare unter dem Deckglas zählen. Der Zusammenhang war schnell klar: Die Thecamöben ernährten sich von den Oscillatorien, und das ermöglichte mir die hier beschriebenen Beobachtungen.

Identifikation

Amöben der Gattung *Thecamoeba* haben nichts mit den beschalten Amöben (Testacea) zu tun, welche gelegentlich auch als Thekamöben bezeichnet werden. Es handelt sich vielmehr um Nacktamöben mit einer ausgeprägten Pellicula (Page, 1977) welche in der gegenwärtigen Systematik der Protisten unter Amoebozoa – Lobosa – Gymnamoebea eingeordnet werden (Hausmann et al., 2003). Sie können als Gattung leicht an ihrer Form und insbesondere an ihrer faltigen bis runzeligen Oberfläche erkannt werden. Selbst die Bestimmung der Art ist ohne große Schwierigkeit möglich (Page, 1977; Siemensma, 1987; Page und Siemensma, 1991). Page und Siemensma unterscheiden zunächst zwischen Arten mit einer glatten, leicht gefalteten Oberfläche im Ruhezustand und solchen mit einer deutlich raueren, gerunzelten Oberfläche (Abb. 1), wobei jedoch auch die gerunzelten Amöben in der Lokomotionsform etwas glatter werden (Abb. 2). Unter den rauen Thekamöben führen sie drei, anhand ihrer Zellkernmorphologie differenzierbare Arten auf, nämlich *Thecamoeba terricola*, *Th. verrucosa* und *Th. sphaeronucleolus*. Die hier beobachtete Art lässt sich aufgrund ihrer Oberfläche, des zentral im Kern gelegenen granulären Nucleolus (Abb. 3 und 4) sowie der Zell- und Kernmaße gut als *Thecamoeba sphaeronucleolus* identifizieren.

Phagocytosetechnik

Die häufig recht langen *Oscillatoria*-Fäden können nicht von der Amöbe in üblicher Weise einfach umflossen werden, vielmehr werden sie aktiv in die Zelle hineingezogen und müssen dort aufgerollt werden. Erst dann ist ihr Einschluss in einer Nahrungsvakuole möglich. Ich konnte vier aufschlussreiche Veröffentlichungen ausfindig machen, welche sich mit den

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

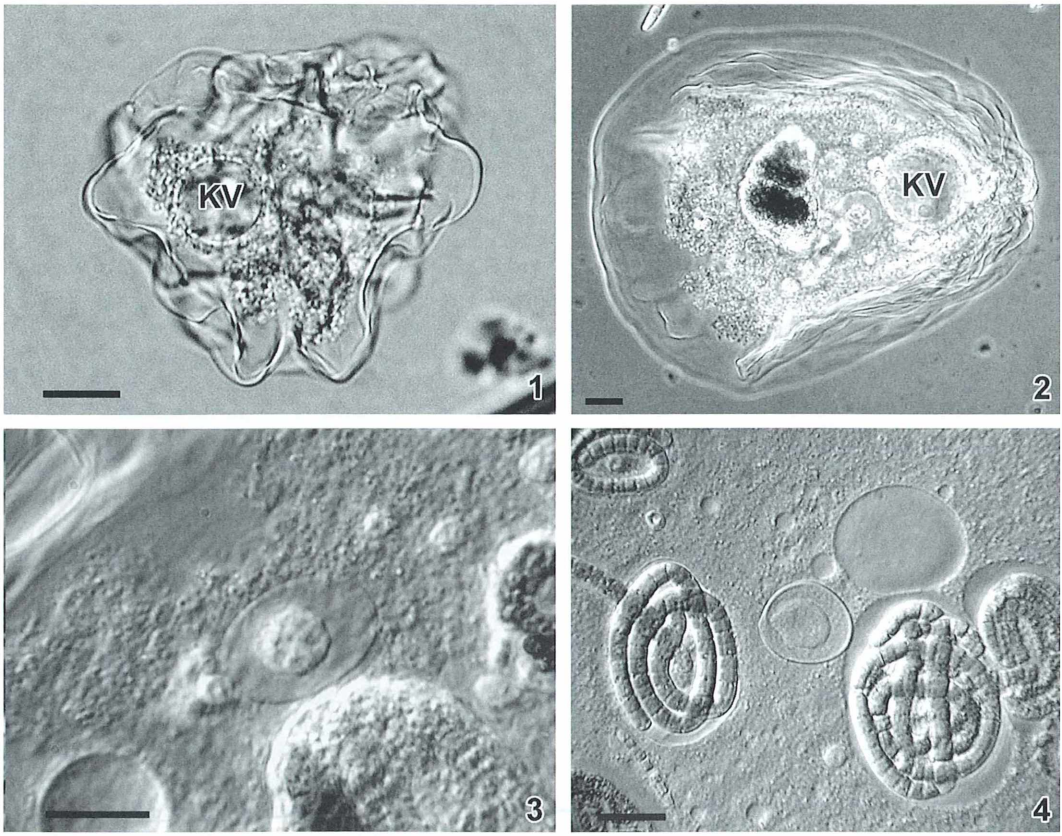
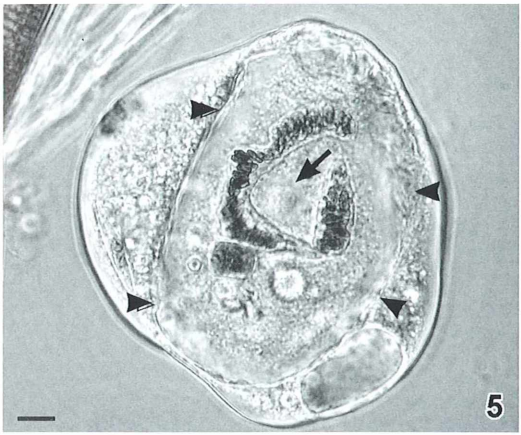


Abb. 1 und 2: *Thecamoeba sphaeronucleolus*. Phasenkontrast, Maßbalken 10 µm. – Abb. 1: Raue, warzige Ruheform. – Abb. 2: Lokomotionsform. Faltige Pellicula, Nukleus, Nahrungsvakuole und kontraktile Vakuole (KV) gut erkennbar. – Abb. 3 und 4: Zellkern und Nahrungsvakuolen von *Thecamoeba sphaeronucleolus*. Modifizierter Phasenkontrast, Maßbalken 10 µm. – Abb. 3: Zellkern bei höherer Vergrößerung. Gut erkennbare rau-granuläre Textur des Nukleolus. – Abb. 4: Zellkern und Nahrungsvakuolen bei durch Deckglasdruck gequetschtem Exemplar. Es zeigen sich die eng aufgerollten Oscillatorien in deutlich abgegrenzten Nahrungsvakuolen.

Besonderheiten dieser Amöbe, insbesondere auch mit ihrer auffälligen Phagocytosetechnik befassen (Haberey, 1973a, b; Mattes, 1924; Wittmann, 1950). Sehr ausführlich, unter Zuhilfenahme lichtmikroskopischer Zeitrafferaufnahmen hat sich Hanne Wittmann (1950) mit diesem Thema befasst. Sie benannte Zellstrukturen, welche die Aufnahme der langen *Oscillatoria*-Fäden ermöglichen sollen. Dabei beschreibt sie

- das Knäuelpseudopodium, das den Beutefaden konisch umfließt und das Einziehen unterstützt
- die Initialfaser, eine bei der Invagination der Oscillatorien gebildete Ektoplasmastruktur
- Pressbacken, welche der zeitweiligen Fixierung der Algenfäden dienen und
- die Zugfaser, eine vermeintliche Struktur im Zellinneren, welche das Aufrollen des bereits hereingezogenen Oscillatorienfadens bewirken soll.

Haberey (1973) konnte in einer später mit Hilfe elektronenmikroskopischer Techniken durchgeführten Studie die Theorie der Initial- und Zugfasern widerlegen. Es handelt sich seinen Untersuchungen zufolge bei den vermeint-



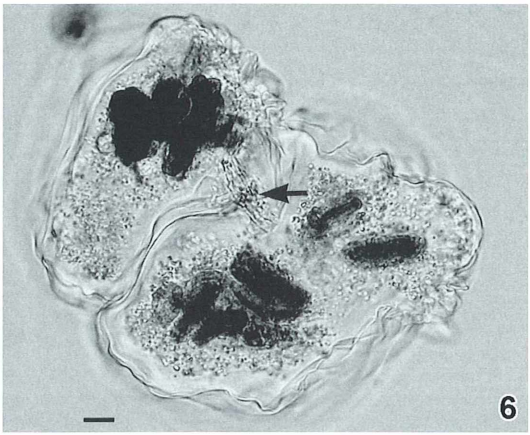


Abb. 5: Kannibalismus. Soeben vollständig von einem Artgenossen phagocytierte *Thecamoeba sphaeronucleolus*. Grenze der Nahrungsvakuole (Pfeilköpfe) und Zellkern der Beuteamöbe (Pfeil) gut erkennbar. Phasenkontrast, Maßbalken 10 µm. – Abb. 6: Amöbenpaar mit Plasmabrücke. Flächig aneinander gelagertes Amöbenpaar mit einer durch die Pelliculae hindurch die Amöben verbindenden Plasmabrücke (Pfeil). Maßbalken 10 µm.

lichen Fasern um optische Überlagerungsbilder cytoplasmatischer Grenzflächen. Es konnten jedoch sublichtmikroskopisch Triebkraft erzeugende Strukturen für den Einzugs- und Aufrollvorgang dokumentiert werden. Im Inneren des Einzugkanals entstehen dünne Cytoplasmaausläufer der Kanalwand, die von Haberey als Mikropseudopodien bezeichnet werden und direkten Kontakt zur Oberfläche der Algenfäden aufnehmen. Durch eine zunehmende Verwindung des Einzugkanals kann der Algenfaden aufgerollt und eingelagert werden. Das Grundplasma im Bereich der Kanalwand scheint kontraktile Eigenschaften zu haben, dessen morphologisches Korrelat in Form von Aggregaten aus filamentösem Grundplasmamaterial dargestellt werden konnte (Haberey, 1973).

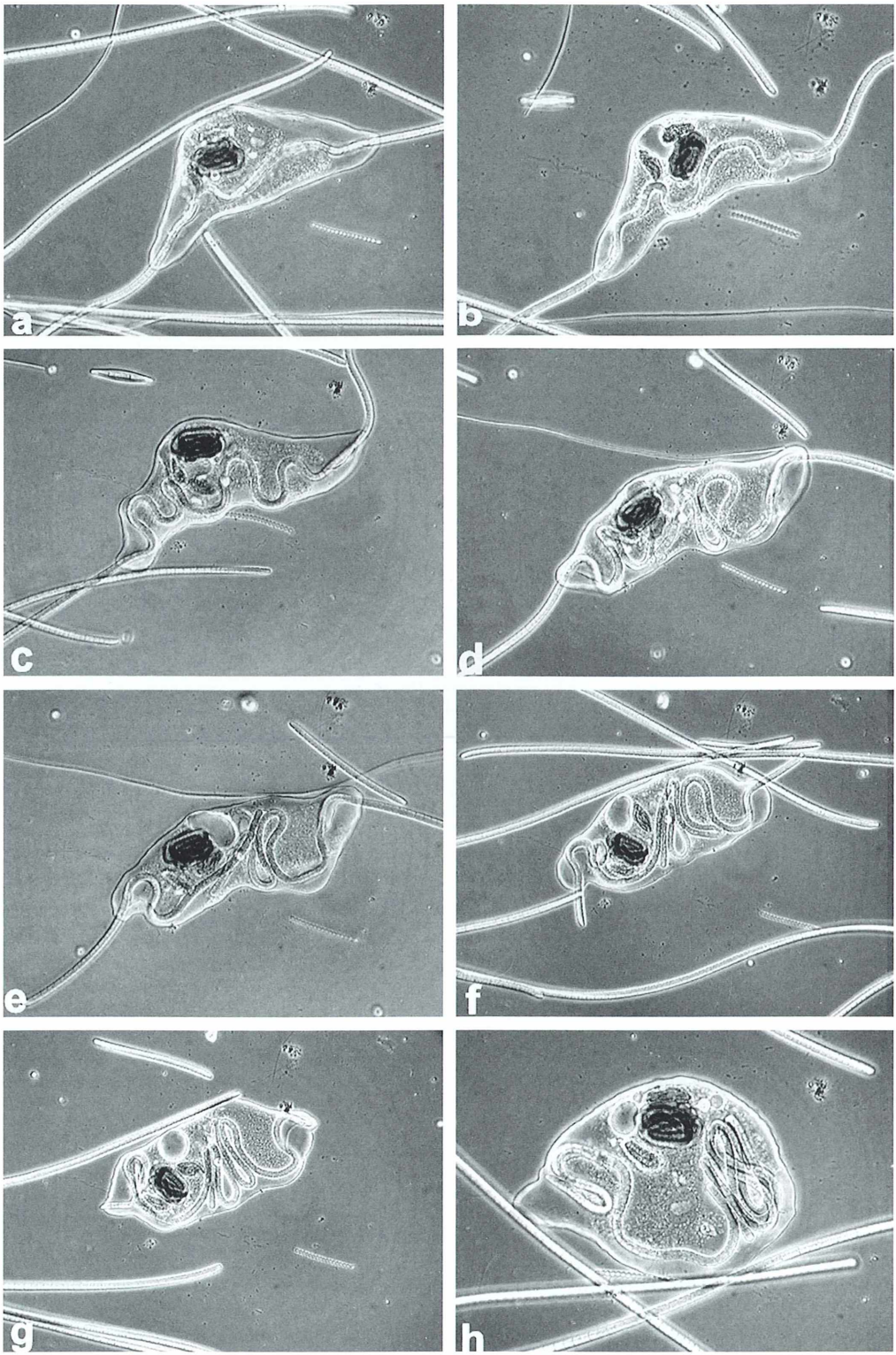
Kannibalismus und Zellfusion

Auf das Vorkommen von Kannibalismus unter den Thecamoebae geht Hanne Wittmann (1950) kurz ein. Die von ihr beschriebene und gezeichnete Phagocytose der artgleichen Amöbe verläuft in üblicher Technik und endet letztlich mit der in einer Nahrungsvakuole enthaltenen Beuteamöbe (Abb. 5). Zu einer Zellfusion oder Verschmelzung von Gameten bei *Thecamoeba sphaeronucleolus* konnte ich keine Literatur finden. Otto Mattes (1924) beschreibt zwar das gelegentliche Vorkommen von zwei Zellkernen in *Th. sphaeronucleolus*, konnte jedoch keine Verschmelzung von Zellen beobachten und führt daher die zweikernigen Tiere auf fehlerhafte Zellteilungen zurück. Der Kernteilung folge keine Zellteilung. Bei einer anderen Amöbenart, *Sappinia diploidea (= Amoeba diploidea)*, welche ebenfalls der Familie Thecamoebidae angehört (Page und Siemensma, 1991), wurde jedoch die Verschmelzung von Gameten ausführlich beschrieben (Hartmann und Nägler, 1908). Die von Hartmann und Nägler beobachteten zweikernigen Amöben umgeben sich jedoch während der Verschmelzung mit einer gemeinsamen Cystenhülle und es kommt zu auffallenden Kernveränderungen. Die zeichnerisch dokumentierten Abläufe zeigen keine Ähnlichkeit mit der in Abbildung 8 dargestellten Vereinigung zweier *Th. sphaeronucleolus*.

Beobachtung der Phagocytose

Wenngleich Thekamöben im Allgemeinen wegen ihres recht häufigen Vorkommens wenig Aufmerksamkeit erregen, fielen diese Amöben sofort durch die in ihren Nahrungsvakuolen eng aufgerollten, intensiv gefärbten Oscillato-

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



rien auf. Die Amöben wiesen im Ruhezustand eine rundliche Form mit sehr rauer, warzig gefalteter Oberfläche auf und maßen etwa 50–60 µm im Durchmesser (Abb. 1). Die Pellicula glättete sich beim Übergang der Tiere zur Lokomotionsform merklich, war aber noch immer rauer als bei vergleichbaren glatten Arten derselben Gattung (Abb. 2). In der Lokomotionsform maßen die Amöben 100 × 50 bis 150 × 100 µm. Sie wiesen gut erkennbare, solitäre Zellkerne von circa 12–13 µm auf. Die Nucleoli waren 8 µm groß, zentral im Kern gelegen und hatten eine lichtmikroskopisch raue, körnig wirkende Textur (Abb. 3 und 4). Auf den Objektträger gebracht, fand ich alle Amöben zunächst in ihrer kugeligen Ruheform vor. Erst nach etwa 10 Minuten gingen die Tiere allmählich in die Lokomotionsform über. Brachte ich mit den Amöben Oscillatorienfäden auf den Objektträger, so dauerte es nicht lange, bis die ersten Exemplare Kontakt mit den Blaualgen aufnahmen. Das erste Umschließen des Fadens durch die Amöbe konnte an jeder beliebigen Stelle der Alge stattfinden. Häufig liefen die Oscillatorien aus eigener Kraft durch die von der Amöbe gebildete Ummantelung hindurch und konnten so der Phagocytose entrinnen, insbesondere wenn der Angriff am Ende eines Algenfadens stattfand. Selbst bereits teilweise in Nahrungsvakuolen aufgerollten Fäden gelang gelegentlich ein Entkommen. Die Amöben waren in ständigem Kampf mit der Eigenbewegung der Oscillatorien. Hatte die Amöbe den Beutefaden umschlossen, so bildete sie an beiden Enden konische Pseudopodien aus (von Wittmann Knäuelpseudopodien genannt). Die Oscillatorie wurde sukzessive in die Amöben hineingezogen, in ihnen gefaltet und aufgerollt, um letztlich in einer Nahrungsvakuole verdaut zu werden (Abb. 7). Der gesamte in Abbildung 7 dokumentierte Phagocytosevorgang dauerte circa 20 Minuten.

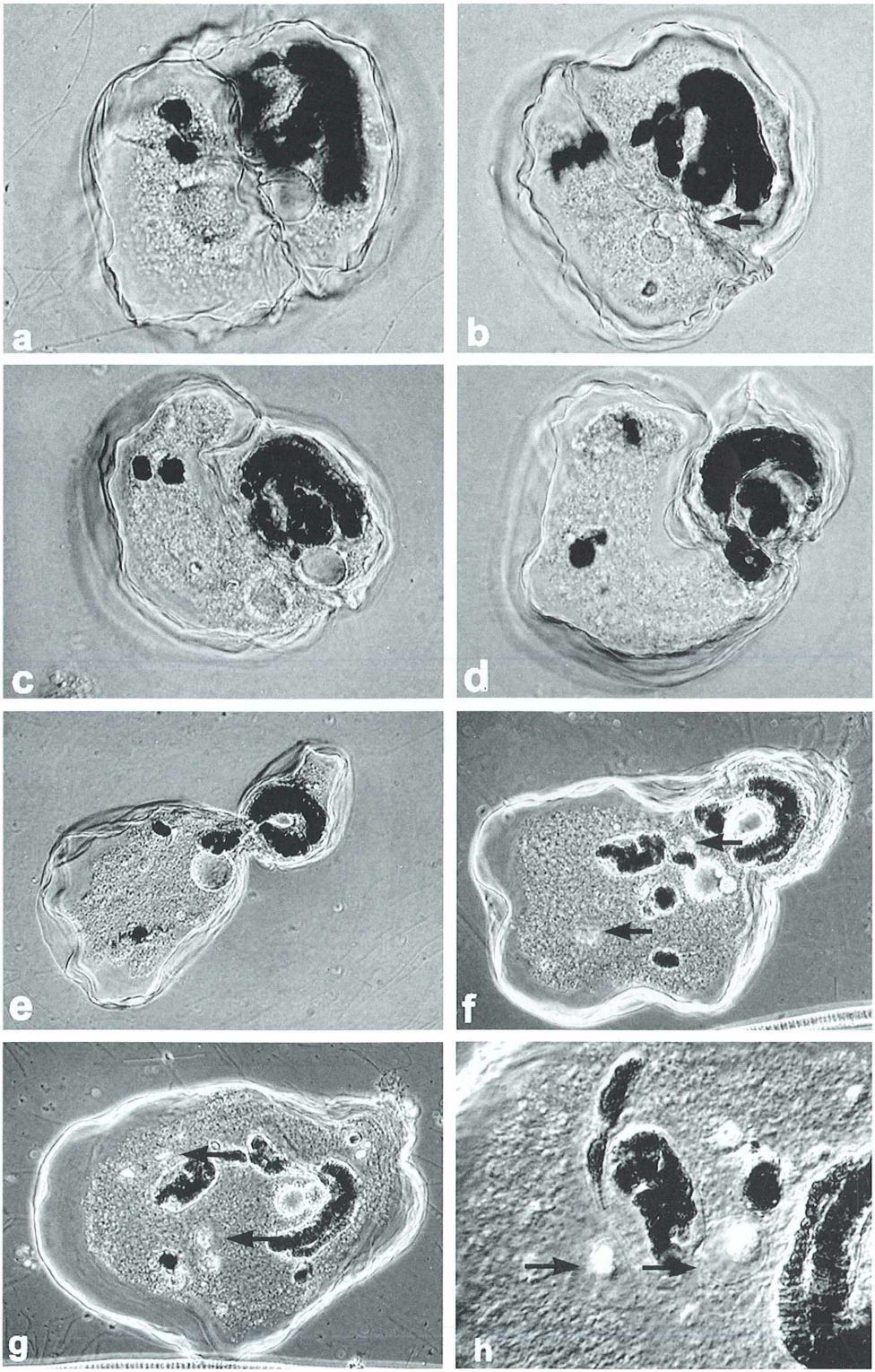
Beobachtung der Zellfusion

Während meiner oben beschriebenen Beobachtungen fielen mir auch einige Amöben auf, die sich wiederholt flächig aneinander lagerten und wieder lösten. Meist handelte es sich um einen Angriff auf Artgenossen und einen Phagocytoseversuch im Sinne des Kannibalismus, wie von Wittmann (1950) beschrieben (Abb. 5). In seltenen Fällen aber bildeten Amöbenpaare auch eine Plasmabrücke aus (Abb. 6), die zunächst ein wenig an die beginnende Konjugation von Ciliaten erinnerte. Es kam dabei zu einem deutlich erkennbaren, mehr einseitig gerichteten Cytoplasmastrom. Die ersten von mir so beobachteten Pärchen lösten sich jedoch nach geraumer Zeit wieder voneinander, ohne dass es etwa zu einem Austausch der ohnehin unverändert gebliebenen Zellkerne gekommen wäre. Ich hatte subjektiv den Eindruck, dass mein Stören durch Licht oder eventuell der Deckglasdruck die Trennung auslöste. Letztlich gelang es mir jedoch dann mehrmals diese Amöbenpärchen sehr vorsichtig und ohne Störung über längere Zeit zu beobachten. Dabei wurde eine der beiden Amöben schließlich völlig von der anderen Amöbe vereinnahmt (Abb. 8). Der gesamte Vorgang beanspruchte meist circa 2 Stunden. Zunächst dachte ich erneut an eine Art Kannibalismus. Doch war die aufgenommene Amöbe nicht von einer lichtmikroskopisch erkennbaren Membran im Sinne einer Nahrungsvakuole umschlossen. Vielmehr fand sich ihr Zellinhalt frei in der vereinigten Amöbe wieder und die Pelliculae verschmolzen miteinander. Die beiden im letzten Bild von Abbildung 8 gut erkennbaren Zellkerne (Abb. 8h) dürften wohl den Kernen der zweikernigen Amöben entsprechen, die auch Mattes (1924) beschreibt. Allem Anschein nach ist jedoch nicht, wie von Mattes angenommen, eine vergebliche Kernteilung, welcher keine Zellteilung mehr folgt, der Entstehungsmechanismus. Vielmehr scheint es sich bei den beiden Kernen um das Produkt einer Fusion zweier *Th. sphaeronucleolus* zu handeln.

Ich konnte die so verschmolzenen Amöben durch zwischenzeitliches Lagern in einer feuchten Kammer bis zu maximal sechs Tagen unter dem Deckglas am Leben erhalten. Bei der am längsten beobachteten Amöbe waren die beiden Kerne nach sechs Tagen noch unverändert im

◄ **Abb. 7 a–h: *Thecamoeba sphaeronucleolus* bei der knäulenden Phagocytose einer Oscillatorie. Deutlich erkennbare zunehmende Faltung des Oscillatorienfadens (a–c), seine Zerteilung (d) sowie letztlich die in einer Nahrungsvakuole aufgerollte Fadenhälfte (h). Der gesamte Vorgang beanspruchte etwa 20 Minuten. Phasenkontrast und modifizierter Phasenkontrast.**

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



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

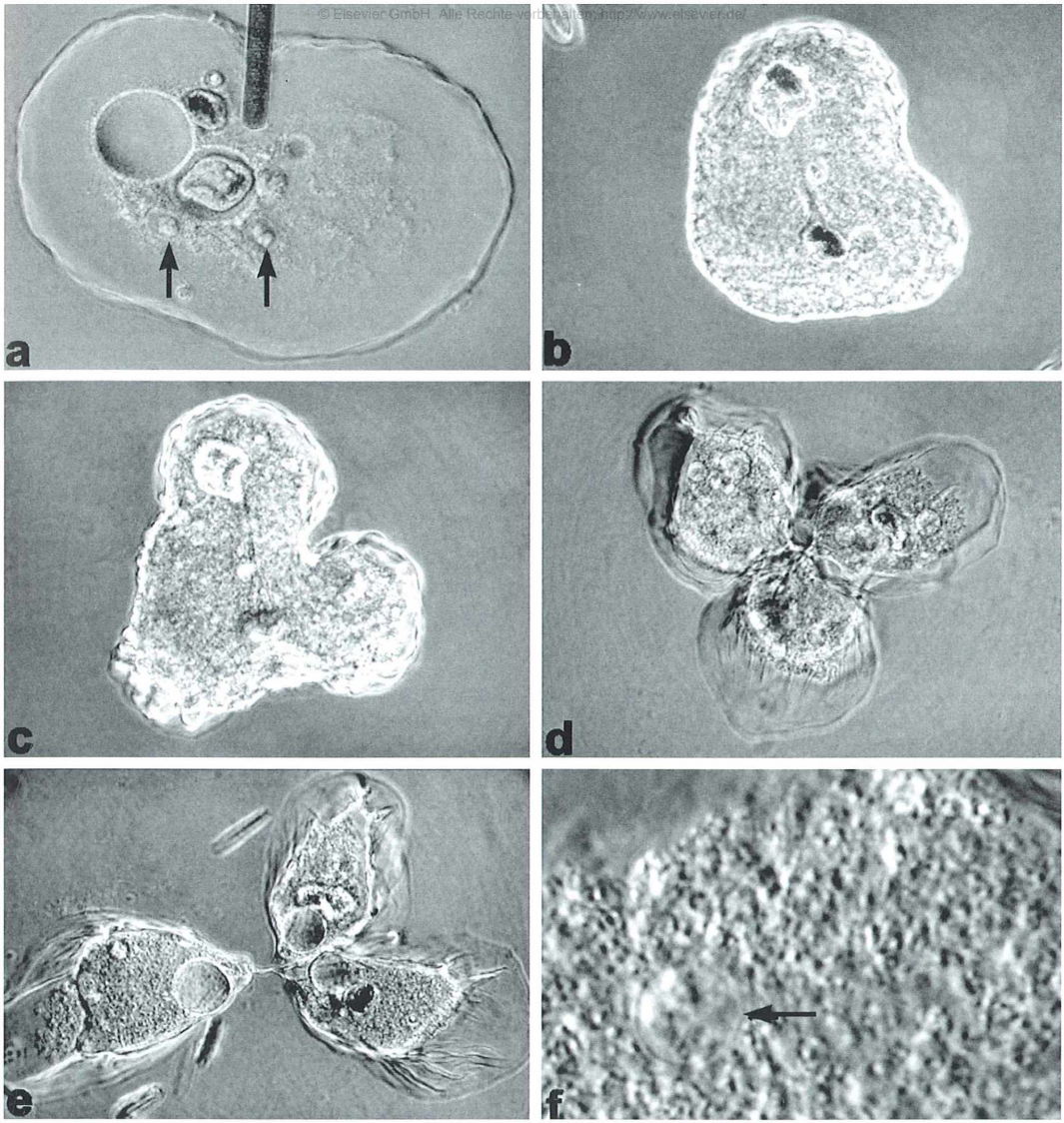


Abb. 9: Ablauf der Teilung einer zweikernigen *Thecamoeba* circa 14 Stunden nach der Zellverschmelzung. a *Thecamoeba sphaeronucleolus* nach Verschmelzung mit einem anderen Individuum. Die beiden Zellkerne (Pfeile) sind gut erkennbar. b Amöbe nach Übergang in einen ruheformähnlichen Zustand mit sehr verrukösser Oberfläche. Kerne werden zusehends schlechter darstellbar. Dauer etwa 30 Minuten. c–e Amöbe teilt sich nach völliger Auflösung der Kerne in diesem Fall in drei Tochterzellen. Dauer etwa 30 Minuten. f Ausschnitt aus einer der Tochterzellen 30 Minuten nach der Zellteilung. Die noch zarten Umrisse des in Neubildung befindlichen solitären Zellkernes werden bei hoher Vergrößerung erkennbar. Phasenkontrast und modifizierter Phasenkontrast.

◄ Abb. 8: Die Fusion zweier Individuen von *Thecamoeba sphaeronucleolus*. a Aneinander liegendes Pärchen noch ohne lichtmikroskopisch erkennbare Verbindung. b Der Pfeil zeigt auf die erste auszumachende Plasmabrücke. c Breitere Plasmabrücke und deutliche Volumenzunahme der linken Amöbe auf Kosten des rechten Exemplars. d–f Zunehmender Übergang der rechten Amöbe in das linke Individuum. g Amöbe nach der vollständigen Vereinigung. Die Pfeile zeigen auf die beiden Zellkerne. h Stark vergrößerter Ausschnitt aus der Amöbe mit zwei deutlichen, getrennten Kernen nach der Zellvereinigung (Pfeile). Phasenkontrast und modifizierter Phasenkontrast.

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

Plasma erkennbar. Drei der fünf von mir so beobachteten Tiere gingen zugrunde, bevor es zu weiteren Veränderungen der Zellen kam. Die beiden übrigen Amöben traten jedoch acht beziehungsweise 14 Stunden nach der Zellverschmelzung in eine Art Ruhestadium ein (Abb. 9b) Während dieser etwa 30 Minuten dauernden Phase lösten sich die beiden Kerne allmählich auf. Es folgte eine Zellteilung, welche ebenfalls eine knappe halbe Stunde in Anspruch nahm. In einem Fall war es eine Zweiteilung von für die Art typischem Ablauf, im anderen Fall fand eine Teilung in drei Tochterzellen statt (Abb. 9). Etwa 20 Minuten nach der Zellteilung konnte man in den Tochterzellen wieder die Bildung je eines neuen Zellkernes beobachten (Abb. 9f). Zusammenfassend denke ich, dass es sich bei meiner Beobachtung wohl um eine geschlechtliche Fortpflanzung handeln muss.

Handelt es sich hier um die Verschmelzung zweier isogamer Gameten, wie sie zum Beispiel für Amöbenarten der Gattung *Sappinia* beschrieben wird (Hartmann und Nägler, 1908)? Auch *Sappinia diploidea* gehört zur Familie Thecamoebidae, doch unterscheidet sich die von Nägler beschriebene Kopulation von *Sappinia* deutlich von meinen Beobachtungen an *Th. sphaeronucleolus*. Sexualität wurde bei der Vermehrung von *Th. sphaeronucleolus* bisher nicht beobachtet. Es sind Überraschungen dieser Art auch bei bereits gut bekannten und untersuchten Protisten, die immer wieder eine gute Motivation für weitere interessante Stunden am Mikroskop liefern.

Dank

An dieser Stelle möchte ich Herrn Professor Klaus Hausmann und Herrn Ferry Siemensma für ihre freundliche Beratung danken.

Literaturhinweise

Haberey, M.: Die Phagocytose von Oscillatorien durch *Thecamoeba sphaeronucleolus*. I. Lichtoptische Untersuchung. Archiv für Protistenkunde *115*, 99–110 (1973).

Haberey, M.: Die Phagocytose von Oscillatorien durch *Thecamoeba sphaeronucleolus*. II. Elektronenmikroskopische Untersuchung. Archiv für Protistenkunde *115*, 111–124 (1973).

Hartmann, M., Nägler, K.: Copulation bei *Amoeba diploidea* mit Selbstständigbleiben der Gametenkerne während des ganzen Lebenszyklus. Sitzungsberichte der Gesellschaft naturforschender Freunde Berlin *5*, 112–125 und Tafel 5 und 6 (1908).

Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology, 3rd edition. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.

Mattes, O.: Über Lebensweise, Morphologie und Physiologie von *Amoeba sphaeronucleolus* (Greeff) und *Amoeba terricola* (Greeff). Archiv für Protistenkunde *47*, 386–412 (1924).

Page, F. C.: The genus *Thecamoeba* (Protozoa, Gymnamoebia). Species distinctions, locomotive morphology and protozoan prey. J. Nat. Hist. *11*, 25–63 (1977).

Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoea. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Band 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

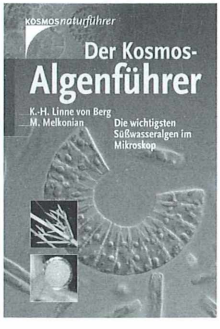
Röttger, R.: Praktikum der Protozoologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.

Siemensma, F. J.: De nederlandse Naaktamoeben (Rhizopoda, Gymnamoebia). Koninklijeke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Hoogwoud (NL) 1987.

Wittmann, H.: Untersuchung zur Dynamik einiger Lebensvorgänge von *Amoeba sphaeronucleolus* (Greeff) bei natürlichem Zeitmoment und unter Zeitraffung. Protoplasma *39*, 450–482 (1950).

Verfasser: Dr. Dr. Josef Brief, Tituscorso 2–4, D-60439 Frankfurt am Main, e-mail: drdrbrief@yahoo.com

KOSMOS
Erstmals mit Farbfotos!



- Die wichtigsten Süßwasseralgen Mitteleuropas im Mikroskop
- Sammeln, Bestimmen und Kultivieren
- Durchgehend mit Farbfotos illustriert

Linne van Berg/Melkonian
Der Kosmos-Algenführer
368 Seiten, 783 Farbfotos
€ /D 34,90; € /A 35,90; sFr 57,70
ISBN 3-440-09719-6

www.kosmos.de

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

Aus der Industrie

Neue Systeme von Carl Zeiss für die Fluoreszenzmikroskopie

Der Unternehmensbereich Mikroskopie der Carl Zeiss AG stellte am 20. Oktober 2004 gleich drei Produkte einer neuen Serie innovativer Systeme für die Fluoreszenzmikroskopie vor. Carl Zeiss bietet neue gerätetechnische Lösungen an, die der enorm gewachsenen Bedeutung der Fluoreszenzmikroskopie bei der Erforschung des Lebens gerecht werden. Bei den anspruchsvollen Aufgaben in der Praxis spielen zunehmend mikroskopische Untersuchungen an lebenden Zellen und Organismen die entscheidende Rolle. Damit steigen auch die Anforderungen an die Mikroskopsysteme.

Bei der im Life Science Bereich genutzten Fluoreszenzmikroskopie werden die interessierenden Objekte in den Zellen mit Fluoreszenzfarben markiert und mit Licht zum Leuchten angeregt. Um eine größtmögliche Schonung der Organismen zu erreichen, muss die Belastung durch die Fluoreszenzbeleuchtung auf ein Minimum reduziert werden. Die Verfolgung immer schnellerer Vorgänge in den Zellen über längere Zeit brachte bisher eine weitere Belastung der Probe mit sich. Sich überlappende Farbspektren einer zunehmenden Anzahl von Fluoreszenz-Markern erfordern noch genauere Nachweismethoden. Zudem werden von allen modernen Mikroskopsystemen automatisierbare Abläufe und einfache Bedienbarkeit erwartet.

Der Unternehmensbereich Mikroskopie von Carl Zeiss hat mit den drei neuen Mikroskopsystemen Axio Imager, SteREO Lumar.V12 und LSM 5 Live sein umfassendes Know-how und seine langjährigen Erfahrungen in der Fluoreszenz weiter ausgebaut, um noch besser die Anwenderwünsche zu erfüllen. Damit setzt Carl Zeiss sowohl in der klassischen Licht- und Stereomikroskopie als auch in der Laser Scanning Mikroskopie neue Maßstäbe.

Das System Axio Imager (Abb. 1) ist ein innovatives modulares Mikroskopsystem für die digitale Fluoreszenzmikroskopie von hoher Flexibilität und Einsatzbreite. Bereits mit der Grundausrüstung des Einstiegsmodells hat der Nutzer höchste Qualität bei Abbildung, Ergonomie und Komfort zu einem angemessenen Preis. Je nach Erfordernis kann Axio Imager mit zahlreichen Komponenten zu einem HighEnd-System ausgebaut werden. Beim Einsatz in der gehobenen Routine und anspruchsvollen Forschung wird das System mit brillanter Fluoreszenz, höchster Präzision, optimalem 3D-Imaging, komfortabler Ergonomie und richtungweisendem Bedienkonzept den gestiegenen Anforderungen in den Life Sciences gerecht.

Mit dem SteREO Lumar.V12 (Abb. 2) gewinnt die Fluoreszenz-Stereomikroskopie eine völlig neue Dimension. Ein neues patentiertes Optikkonzept sorgt nicht nur für hohe Auflösungen, sondern auch für sehr helle Fluoreszenzen bei höchstem Kontrast in einem bisher nie da gewesenen räumlichen Bildeindruck. Besonders bei Untersuchungen in der Zell-, Molekular- und Entwicklungsbiologie oder in der Molekulargenetik erhält man nun deutlich mehr Informationen aus den mikroskopischen Bildern. So erreicht beispielsweise die Darstellung fluoreszenzmarkierter mikrostrukturierter Substrate bei der Untersuchung von Zelladhäsion und Zellwechselwirkungen eine Qualität, wie sie bisher nur von klassischen Lichtmikroskopen erreicht wurde. Speziell in der kriminalistischen Spurensuche können mit den neuen Objektiven NeoLumar S menschliches Zellmaterial und geringste Sekretreste an forensischem Untersuchungsgut schnell und einfach nachgewiesen und als Ausgangsmaterial für die DNA-Spurenanalyse genutzt werden.

Das Laser Scanning Mikroskop LSM 5 LIVE (Abb. 3) ist ein Live Cell Imaging System speziell für die konfokale Fluoreszenzmikroskopie. Mit einem neuen

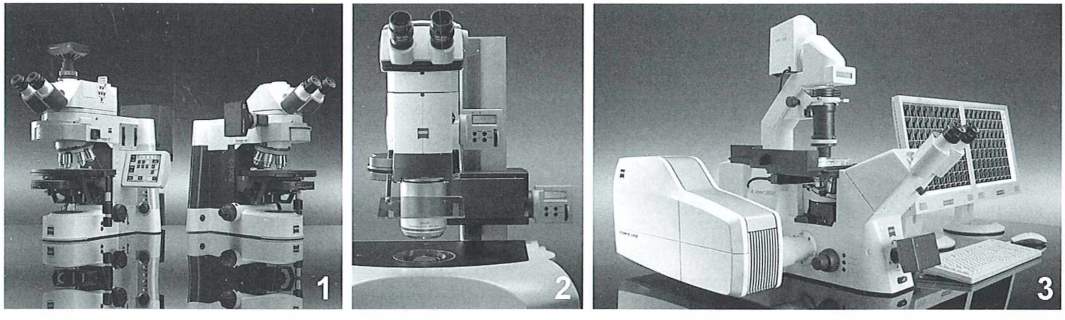


Abb. 1–3: Neue Fluoreszenzmikroskopsysteme von Carl Zeiss. – Abb. 1: Mikroskopsystem Axio Imager. – Abb. 2: Fluoreszenz-Stereomikroskop SteREO Lumar.V12. – Abb. 3: Laser Scanning Mikroskop LSM 5 LIVE.

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

optischen Konzept, das gezielt für Untersuchungen an Lebendpräparaten entwickelt wurde, unterscheidet es sich grundlegend von anderen Systemen. In seiner einzigartigen Kombination von Scangeschwindigkeit, Bildqualität und Sensitivität ermöglicht es exklusive Einblicke hinter die Kulissen zellulärer Prozesse. Mit bis zu 120 konfokalen Bildern „filmt" das LSM 5 LIVE etwa zwanzig Mal mehr Bilder pro Sekunde als jedes herkömmliche konfokale System bei voller Auflösung von 512 × 512 Bildpunkten.

Carl Zeiss hat sich zum Ziel gesetzt, mit dem auf die Fluoreszenzmikroskopie fokussierten Engagement an den Erfolg des Laser Scanning Mikroskops LSM 510 META anzuknüpfen. Nach diesem System, für dessen marktreife Entwicklung ein Team von Carl Zeiss für den Deutschen Zukunftspreis des Bundespräsidenten 2004 nominiert ist, bestand bereits kurz nach der Markteinführung vor drei Jahren eine so hohe Nachfrage der Anwender in aller Welt, dass eine zweite Fertigungslinie in Jena aufgebaut wurde.

Nachricht

Einzeller verantwortlich für Hitchcocks angriffslustige Vögel?

Alfred Hitchcocks Gruselschocker *Die Vögel* ist weltbekannt. Doch woher die Idee dazu stammt, wissen wohl die wenigsten. Prof. Dr. Øjvind Moestrup vom Institut für Algenkunde der Universität Kopenhagen brachte uns auf folgende Spur: Vermutlich wurde Hitchcock von einem Vorkommis in einer kleinen Stadt bei Santa Cruz inspiriert. Denn im Jahr 1961 attackierten dort Horden von Sturmtauchern die Stadt, indem sie auf Menschen einhackten und in Häuser sowie Autos schmetterten, wobei sie Fensterscheiben zerbrachen. Weiterhin war auffällig, dass die Tiere umher taumelten und Stückchen von Sardellen erbrachen. Nachweislich hat Hitchcock bei einer lokalen Tageszeitung um Kopien von Berichten über dieses Ereignis gebeten mit dem Hinweis, dass er sie für sein Archiv benötige. Zwei Jahre später erschien dann in den Kinos besagter Vogel-Thriller, literarisch basierend auf einer Kurzgeschichte von Daphne du Maurier.

Abb. 1: Alfred Hitchcock, der Autor des Horrorfilms *Die Vögel* mit einem seiner Hauptdarsteller (aus: www.tvtunesonline.com/cards/images/hitchcock.jpg).

Zunächst versuchte man seinerzeit die Desorientierung der Tiere durch starken Nebel zu erklären, in welchem die Lichter der Stadt angesteuert wurden. Erst mehr als 30 Jahre später fanden kalifornische Wissenschaftler eine mögliche und vielleicht plausiblere Erklärung für dieses seltsame und aggressive Verhalten. Vermutlich wurden die Vögel vom Gift einer marinen Alge geschädigt. Mit Regelmäßigkeit kommt es in den Gewässern von Monterey Bay und anderen Regionen der Erde zu mehrere Wochen andauernden Massenvermehrungen der toxischen Diatomee *Pseudo-nitzschia australis*. Das Gift dieser Alge – die Domoinsäure – ruft neurologische Schäden wie Verwirrung und Desorientierung hervor und kann in hohen Dosen sogar tödlich wirken. Das Gift reichert sich in der Nahrungskette an, wenn solche Algen von Fischen und anderen Meerestieren gefressen werden. Auch Menschen werden davon betroffen. So erkrankten mehr als 100 Bewohner der Prince Edward Insel 1987, nachdem sie entsprechend kontaminierte Muscheln gegessen hatten; vier von ihnen starben sogar.

Es ist allerdings unbekannt, wieso die Domoinsäure-Vergiftungen verhältnismäßig selten auftreten, obwohl die Alge *Pseudo-nitzschia* regelmäßig in größeren Blüten auftritt. Domoinsäure ist übrigens ein Strukturanalog von Glutaminsäure, die eine wichtige Überträgersubstanz von Signalen im zentralen Nervensystem ist. Redaktion MIKROKOSMOS

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

Petalomonas sphagnophila, eine Euglenide aus dem Schwingrasen von Moorseen mit endosymbiontischen Cyanobakterien

Eberhard Schnepf

***Petalomonas sphagnophila* wurde erst 1962 von Christen aus der Schweiz beschrieben (Christen, 1962b). Diese Euglenide lebt zwischen Torfmoosen von Moorgewässern. Sie hat eine sehr starre Pellicula, bemerkenswerte kontraktile Vakuolen und keine Chloroplasten, enthält aber immer kugelige Cyanobakterien in perialgalen Vakuolen. Diese Cyanobakterien variieren in Größe und Pigmentierung, sind aber auch dann nicht verschwunden, wenn die *Petalomonas*-Zellen 18 Tage lang durch Einschluss in Agarose an der Nahrungsaufnahme gehindert wurden. Es handelt sich also um eine primitive Form von Endocytosymbiose, ein Beispiel für einen frühen Schritt der symbiogenetischen Entstehung von Chloroplasten.**

Kürzlich publizierten Wiegreffe und Hausmann (2004) im MIKROKOSMOS einen Artikel über die Morphologie und Evolution der Eugleniden. Sie erwähnten darin die Gattung *Petalomonas*, die nach dem System von Leedale (1967) zur Ordnung der Sphenomonadales gehört. Die Flagellaten dieser Ordnung ernähren sich heterotroph, haben keine Chloroplasten und kein Stigma und eine, seltener zwei Geißeln ohne Geißelschwellung. Nach Christen (1962a) sind die *Petalomonas*-Arten durch abgeplattete Zellen mit einer starren, rigiden Pellicula und den Besitz einer Geißel ohne Staborgan charakterisiert. Larsen und Patterson (1991) weisen allerdings darauf hin, dass sich *Petalomonas* von *Atractomonas* und *Calymonas* nur durch die Zellform unterscheidet, was vielleicht nicht ausreichend ist, diese Gattungen von einander zu trennen. Die Sphenomonadales gelten als ursprüngliche, phagotrophe Eugleniden (Preisfeld et al., 2000; Triemer und Farmer, 1991; Wiegreff und Hausmann, 2004).

Das Vorkommen von Petalomonas sphagnophila

Die Gattung *Petalomonas* umfasst etwa 50 Arten (Larsen und Patterson, 1991). Eine davon ist die von Christen (1962b) beschriebene *Petalomonas sphagnophila*. Er entdeckte sie in der Schweiz in Hochmoorschlenken und Torfstichen. Kusel-Fetzmann und Url (1965) fanden sie in einem Schwingrasenmoor am Goggausee in Kärnten. Sie kommt auch im *Sphagnum*-Schwingrasen von Moorseen im Stechlinsee/Rheinsberg-Gebiet in Nordbrandenburg häufig vor und kann dort fast das ganze Jahr über, auch im Winter, beobachtet werden (Schnepf et al., 2002). Wahrscheinlich ist sie in Europa in den für sie geeigneten Biotopen – Schwingrasen und Moorschlenken – weit verbreitet. Die hier gezeigten Mikrofotos stammen von Proben aus dem Kleinen Barschsee östlich von Rheinsberg.

Man gewinnt *P. sphagnophila*, indem man *Sphagnum* (*S. fallax, S. palustre* im Kleinen Barschsee, Schnepf et al. 2002; *S. recurvum, S. magellanicum* in Kärnten, Kusel-Fetzmann und Url, 1965) auspresst. Man kann sie mehrere Monate im Presswasser am Leben halten, sogar im Dunkeln. Die meisten Begleitorganismen verschwinden eher. Lebende Flagellaten bewegen sich mit Hilfe einer Geißel, die aber leicht abgeworfen wird, und sie haben eine aktive kontraktile Vakuole.

Das im Juli 1999 gewonnene Presswasser mit *P. sphagnophila* war arm an Sauerstoff und Mineralstoffen und hatte einen pH-Wert von 4,4 (Schnepf et al., 2002). Der Geruch nach Schwefelwasserstoff (Kusel-Fetzmann und Url, 1965) deutet auf ein reduzierendes Milieu.

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

Der Bau von Petalomonas sphagnophila

P. sphagnophila ist eine in mehrfacher Hinsicht auffällige Euglenide. Sie ist relativ groß (meistens etwa 48–58 µm lang, 32–35 µm breit und 21–25 µm dick), ist bizarr geformt und enthält immer kugelige Cyanobakterien (Abb. 1). Die Zellen sind in Aufsicht breit-oval. Auf der Dorsalseite und der Ventralseite verlaufen ungefähr median jeweils tiefe Rinnen, die seitlich von kräftigen Kielen begrenzt werden (Abb. 4 und 5). Parallel dazu gibt es auf beiden Seite links und rechts noch einen weiteren Kiel, der auf der Unterseite kräftiger ausgebildet ist als auf der Oberseite. Zwei weitere Kiele bilden die beiden Zellflanken. Diese Kiele sind durch Cytoskelett-Elemente ausgesteift, die im Polarisationsmikroskop stark doppelbrechend sind (Abb. 2). Ihr relativer optischer Charakter ist positiv. Sie machen die Pellicula sehr rigide, so dass der Flagellat auch nach seinem Tod noch lange seine Form bewahrt.

Auf der ventralen Seite öffnet sich subapikal in der Fortsetzung der medianen Rinne der Kanal (Abb. 5 und 6), der zur oft nicht gut erkennbaren Ampulle führt (Abb. 7) und aus dem die Geißel austritt (Abb. 3 und 8). Diese ist etwa körperlang und beim Schwimmen meist nach

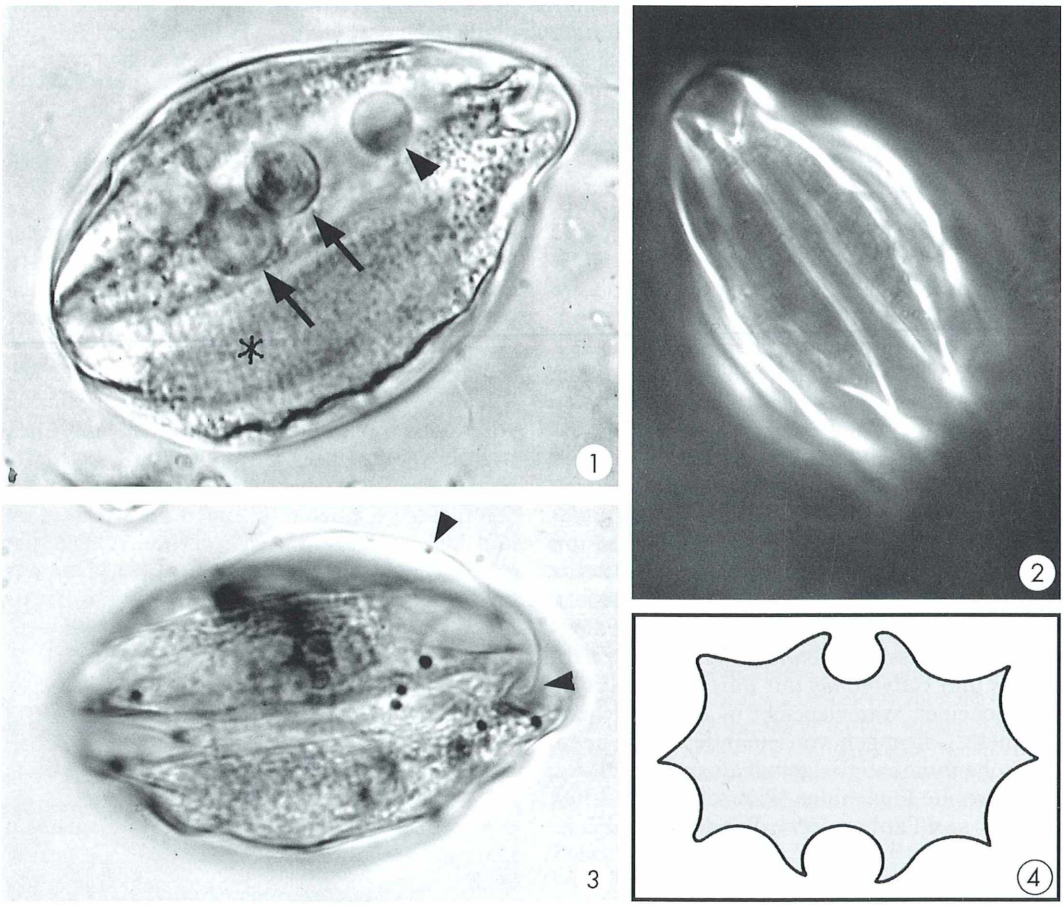
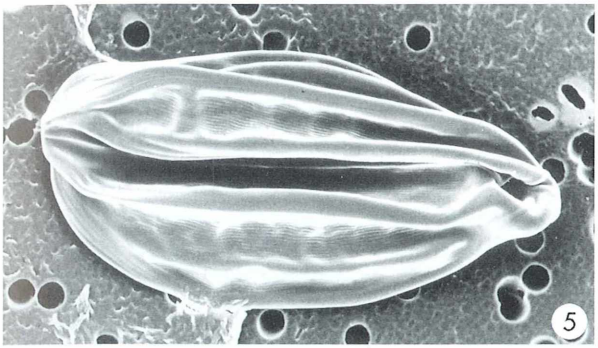
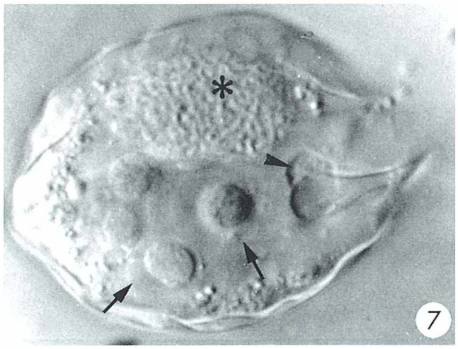


Abb. 1–16: *Petalomonas sphagnophila*, bis auf Abb. 3–6 lebende Zellen. – Abb. 1: Ventralansicht einer Zelle mit pulsierender Vakuole (Pfeilspitze), Cyanobakterien in perialgalen Vakuolen (Pfeile) und Zellkern (Sternchen). Vergr. 1400fach. – Abb. 2: Polarisationsmikroskopie. Die Kiele der Zelle sind mit doppelbrechenden Cytoskelett-Elementen ausgesteift. Vergr. 1400fach. – Abb. 3: Nach Fixierung/Färbung mit Jod-Jodkali ist die Geißel und ihr Austritt aus dem Geißelkanal gut sichtbar (Pfeilspitzen). Vergr. 1230fach. – Abb. 4: Zellquerschnitt (nach Christen, 1962b).





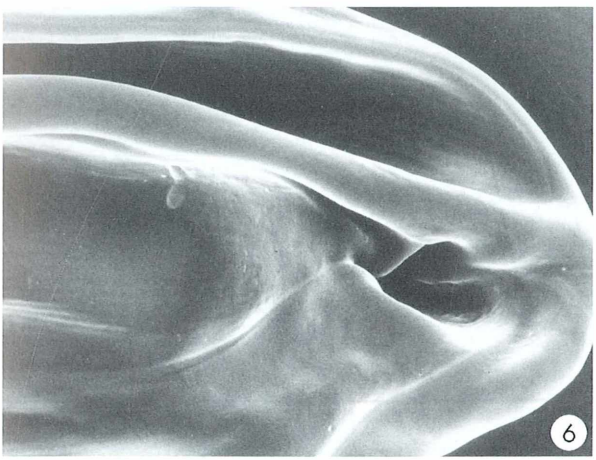


Abb. 5 und 6: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der Ventralseite mit Öffnung des Geißelkanals. Die Zellen sind bei der Präparation geschrumpft. Vergr. Abb. 5 1330fach, Abb. 6 5100fach. – Abb. 7: Differentialinterferenzkontrast, Dorsalansicht. Zellkern (Sternchen) und pulsierende Vakuole (Pfeilspitze) dicht neben der Ampulle, Cyanobakterien in perialgalen Vakuolen (Pfeile). Vergr. 1300fach.

vorn ausgestreckt. Sie biegt aber auch nach hinten um und wird bei längerem Mikroskopieren abgeworfen. Mit einer Fixierung/Färbung mit Jod-Jodkali lässt sie sich gut darstellen (Abb. 3). Die Zellkuppe ist, von dorsal gesehen, leicht nach links abgebogen.

Der Zellkern ist mit einer Länge von 30 µm und einer Breite von 12 µm sehr groß, liegt in der linken Zellhälfte und füllt diese weitgehend aus. Er enthält einen Nukleolus (Abb. 10 und 12) und hat unfixiert wegen der auch in der Interphase kondensierten Chromosomen eine scheinbar grob-granuläre Struktur (Abb. 7). Auch das Cytoplasma ist granulär. Größere Paramylum-Körner gibt es nicht. Im Polarisationsmikroskop kann man manchmal winzige doppelbrechende Stäbchen erkennen, bei denen es sich um Paramylum handeln dürfte.

Knapp 20 µm hinter der Zellkuppe liegt der Komplex der kontraktilen Vakuolen. Viele Zellen enthalten zwei solcher Komplexe. Sie liegen unmittelbar neben der Ampulle (Abb. 7 und 8). Nachdem eine Vakuole prall gefüllt ist, entleert sie sich in die Ampulle, die dabei etwas anschwillt. Die Expulsions-Vakuole verschwindet dabei völlig. Da wo sie sich befand, werden viele winzige Vesikel und Schläuche sichtbar (Abb. 9). Wenn die Zelle zwei Vakuolen hat, entstehen diese unabhängig voneinander aus zwei solchen Vesikelfeldern. Diese Vesikel vergrößern sich und fusionieren miteinander (Abb. 10). Die so entstandenen größeren Sammelvakuolen liegen oft dicht der Ampulle an bis sie sich schließlich abrunden und sich zu einer großen Expulsions-Vakuole pro Komplex vereinigen. Bei diesen Fusionen werden oft Membranreste in die Vakuole eingeschlossen (Abb. 11), die dann aber bald resorbiert werden. Ein Diastole/Systole-Zyklus dauert mehrere Minuten. Wenn eine Zelle zwei Vakuolen-Komplexe hat, entwickeln und entleeren sich diese unabhängig voneinander (Abb. 12 und 13). *P. sphagnophila* hat also eigentlich keine „pulsierende" Vakuole, denn das Wasser wird durch Vakuolen ausgeschieden, die sich immer wieder neu bilden.

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

Die Symbiose von Petalomonas sphagnophila

Andere Vakuolen liegen in der Zellmitte und im hinteren Teil der rechten Zellhälfte. Sie enthalten fast alle ein kugeliges Cyanobakterium, das sie aber meist nicht ganz ausfüllen (Abb. 1 und 14). Der Raum zwischen einem Cyanobakterium und der Vakuolenmembran hebt sich im Interferenzkontrastmikroskop weniger deutlich vom umgebenden Cytoplasma ab als der Inhalt der kontraktilen Vakuolen und ihrer Vorläufer.

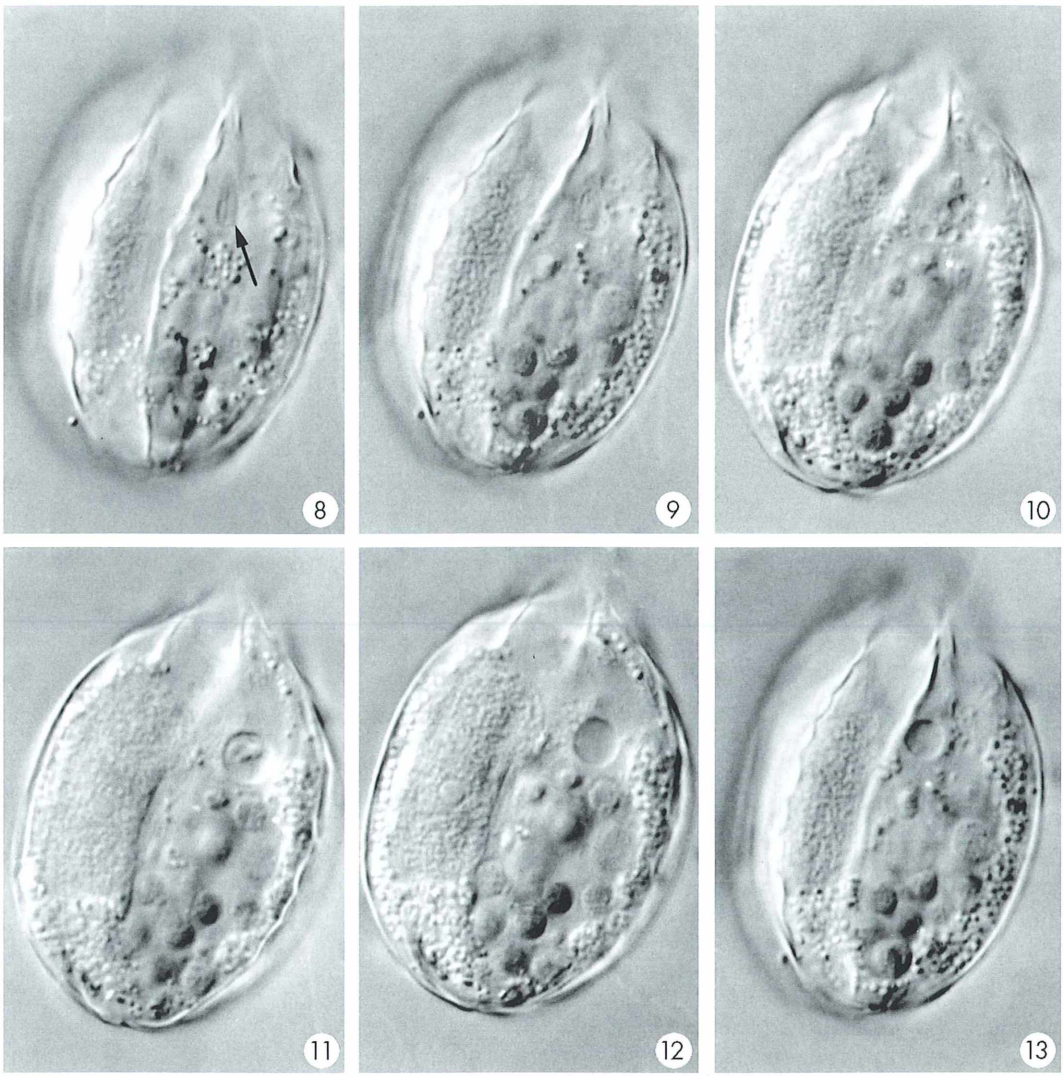
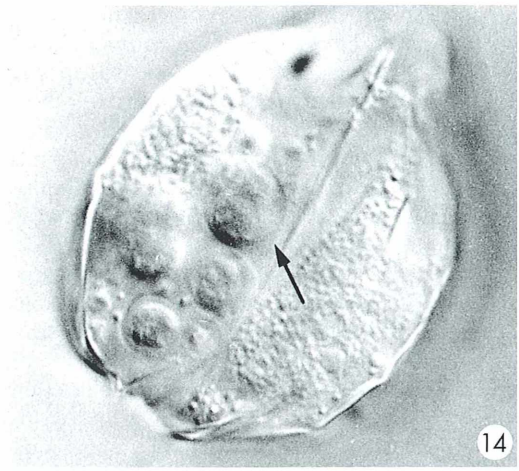


Abb. 8–13: Differentialinterferenzkontrast, Zelle in Dorsalansicht, Tätigkeit der pulsierenden Vakuole; Abstand zwischen den Aufnahmen 9–12 jeweils knapp drei Minuten. In Abbildung 10 und 12 ist der Nukleolus sichtbar. Vergr. 980fach. – Abb. 8: Ampulle mit Geißelansatz (Pfeil), rechts daneben kleine Vesikel. – Abb. 9 und 10: Die Vesikel vergrößern sich. – Abb. 11: Die Vesikel sind zu einer Vakuole fusioniert, in der Membranreste sichtbar sind. – Abb. 12: Die Membranreste in der Vakuole sind verschwunden, sie steht kurz vor der Entleerung. Links neben ihr bildet sich ein neues Vesikelfeld. – Abb. 13: Die rechte Vakuole hat sich entleert und ist verschwunden; eine neue Vakuole ist links entstanden, rechts von ihr ein neues Vesikelfeld.

Vermutlich sind die perialgalen Vakuolen mit Schleim gefüllt, der von den Cyanobakterien abgegeben wird. Eine *P. sphagnophila*-Zelle enthält etwa 6–20 Cyanobakterien, selten weniger, niemals gar keine. Gelegentlich scheinen zwei (sich teilende?) Cyanobakterien in einer perialgalen Vakuole zu liegen (Abb. 14).
Die Cyanobakterien sind recht unterschiedlich groß. Der Durchmesser variiert von 2,3 bis 6 µm. Sie sind blaugrün und fluoreszieren rot bei Anregung mit Blaulicht, was Chlorophyll anzeigt, und gelb bei Anregung mit Grünlicht, was Phycocyanin anzeigt (Schnepf et al., 2002). Die Farbintensität und die Intensität des emittierten Fluoreszenzlichtes schwanken von Alge zu Alge und sind auch innerhalb einer Alge nicht homogen. Anscheinend unterscheiden sich die Algenzellen in ihrem Erhaltungszustand. Residualkörper von völlig verdauten Algen wurden aber nicht beobachtet. Bei längerer Kultur bleichen die Algen etwas aus, behalten aber ihre Farbstoffe auch nach wochenlangem Aufenthalt im Dunklen. Die intrazellulären Cyanobakterien gleichen in Form, Färbung und Größe, auch in der Größenvariabilität, *Synechocystis*-ähnlichen Cyanobakterien, die gelegentlich frei lebend im *Sphagnum*-Presswasser gefunden werden können (Abb. 15).
Auch Christen (1962b) und Kusel-Fetzmann und Url (1965) bilden *Petalomonas sphagnophila* mit diesen Einschlüssen ab. Christen (1962b) beschreibt sie als *in Verdauung begriffene Nahrungsteilchen*. Wenn es sich um Nahrungsvakuolen handeln würde, wäre *P. sphagnophila* ein Nahrungsspezialist, der nur kleine, kugelige Cyanobakterien frisst. Dann sollten aber auch klar identifizierbare Verdauungsstadien und gelegentlich auch Individuen ohne Cyanobakterien vorkommen. Eine alternative Annahme ist, dass es sich bei den Cyanobakterien um Symbionten handelt, die permanent in den perialgalen Vakuolen leben und sich dort zusammen mit dem Wirt entwickeln und vermehren oder wenigstens nach einer phagocytotischen Aufnahme sehr lange am Leben blei-



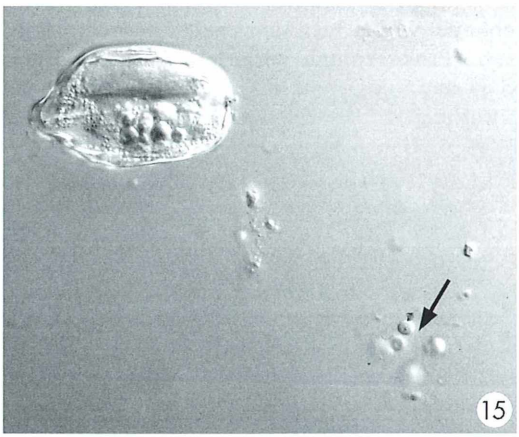


Abb. 14 und 15: Differentialinterferenzkontrast, Ventralansichten. – Abb. 14: Cyanobakterien in perialgalen Vakuolen; eine Vakuole scheint zwei Cyanobakterien einzuschließen (Pfeil). Vergr. 1200fach. – Abb. 15: Cyanobakterien, die den Endosymbionten gleichen, auch frei im Wasser (unten rechts, Pfeil). Vergr. 485fach. – Abb. 16: Zelle in Ventralansicht, Fluoreszenz der intrazellulären Cyanobakterien. Bestrahlt wurde außer mit kurzwelligem Licht (G 365, FT 395, LP 420) auch mit etwas normalem Licht, um den Zellumriss sichtbar zu machen. Vergr. 950fach.

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

ben, bis sie schließlich verdaut werden. Um das nachzuprüfen, habe ich *P. sphagnophila*-Zellen in Agarose eingeschlossen und sie so an der Aufnahme von neuen Cyanobakterien gehindert. Nach 18 Tagen waren die Flagellaten noch am Leben, wie an der Aktivität der kontraktilen Vakuole zu sehen war, und die Cyanobakterien waren zwar etwas bleicher geworden, aber nicht verdaut (Schnepf et al., 2002). Verdauungsprozesse in phagotrophen Protozoen dauern meist zwischen 20 Minuten und einigen Stunden (Hausmann und Hülsmann, 1996).

Es handelt sich also bei den Cyanobakterien von *P. sphagnophila* um permanente Endosymbionten oder um nicht permanente, aber langlebige, Kleptochloroplasten-ähnliche Einschlüsse, wobei hier sicherlich genetisch komplette Prokaryonten vorliegen, während echte Kleptochloroplasten ja genetisch inkomplette Chloroplasten sind, die von einem anderen eukaryontischen Organismus stammen. Sie werden von ihrem Wirt aufgenommen aber nicht gleich verdaut und bleiben lange photosynthetisch aktiv, was dem Wirt zu Gute kommt. Solche Kleptochloroplasten gibt es zum Beispiel in manchen marinen Schnecken, wo sie mehrere Monate lang funktionsfähig bleiben (Rumpho et al., 2000), in den marinen Ciliaten *Mesodinium rubrum* (Lebensdauer wohl einige Wochen, Gustavson et al., 2000) und *Strombidium* (Lebensdauer zwischen 12 Stunden und einigen Tagen) und in verschiedenen Dinoflagellaten (Übersicht bei Schnepf, 2004). Eine offene Frage ist, wie *P. sphagnophila* mit ihrer starren Pellicula die verhältnismäßig großen Cyanobakterien fressen kann.

Endocytosymbiosen mit Cyanobakterien sind selten. Sie kommen vor unter anderem bei Dinoflagellaten (z.B. *Ornithocercus*), Diatomeen (z.B. *Hemiaulus*) und bei *Geosiphon*, einem Pilz der zu den Glomerulomycota gehört (Übersicht bei Schnepf, 2004). Die Cyanellen der Glaucocystophyceen sind eigentlich keine Cyanobakterien mehr, sondern schon zu Plastiden geworden; ihr Genom ist wie bei einer Plastide stark reduziert (McFadden, 2001). Bei Moosen und Höheren Pflanzen liegen symbiontische Blaualgen meist extrazellulär. *Nostoc* in *Gunnera* ist eine Ausnahme (Übersicht bei Werner, 1992). Reinkulturen von *P. sphagnophila* könnten offene Fragen klären. Sie scheiterten bislang.

Danksagung

Ich danke Dr. Ines Schlegel und Dr. Dominik Hepperle, mit denen ich 1999 im Institut für Limnologie von stratifizierten Seen, Stechlin-Neuglobsow, kooperiert habe, für ihre Mitarbeit, Prof. Dr. T. Butterfass, Frankfurt, für die Identifizierung der Moose und Prof. Dr. D. Mollenhauer, Biebergemünd, für Literaturhinweise.

Literaturhinweise

Christen, H. R.: Zur Taxonomie farbloser Eugleniden. (4. Mitteilung über Eugleniden). Nova Hedwigia *4*, 437–464 (1962a).

Christen, H. R.: Neue und wenig bekannte Eugleniden und Volvocalen. Revue Algologique *3*, 162–202 (1962b).

Gustavson, D. E., Stoecker, D. K., Johnson, M. D, Van Heukelen, W. F., Sneider, K.: Cryptophyte algae are robbed of their organelles by the marine ciliate *Mesodinium rubrum*. Nature *405*, 1949–1052 (2000).

Hausmann, K., Hülsmann, N.: Protozoology, 2nd edition. Thieme Verlag, Stuttgart 1996.

Kusel-Fetzmann, E., Url, W.: Das Schwingrasenmoor am Goggausee und seine Algengesellschaften. Sitzungsber. Österr. Akad. Wiss., mathem.-naturwiss. Kl., Abt. I, *174*, 315–362 (1965).

Larsen, J., Patterson, D. J.: The diversity of heterotrophic euglenids. In: Patterson, D. J., Larsen, J. (eds.): The biology of free-living heterotrophic flagellates. Clarendon Press, Oxford 1991.

Leedale, G. F.: Euglenoid flagellates. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, New Jersey 1967.

McFadden, G. I.: Primary and secondary endosymbiosis and the origin of plastids. J. Phycol. *37*, 951–959 (2001).

Preisfeld, A., Berger, S., Busse, I., Liller, S., Ruppel, H. G.: Phylogenetic analyses of various euglenoid taxa (Euglenozoa) based on 18S rDNA sequence data. J. Phycol. *36*, 199–219 (2000).

Rumpho, M. E., Summer, E. J., Manhart, J. R.: Solar-powered sea slugs. Mollusk/algal chloroplast symbiosis. Plant Physiol. *123*, 29–38 (2000).

Schnepf, E.: Protoctists and microalgae: Antagonistic and mutualistic associations and the symbiogenesis of plastids. Progress. Bot. *65*, 3–51 (2004).

Schnepf, E., Schlegel, I., Hepperle, D.: *Petalomonas sphagnophila* (Euglenophyta) and its endobiotic cyanobacteria: a unique form of symbiosis. Phycologia *41*, 153–157 (2002).

Triemer, R. E., Farmer, M. A.: An ultrastructural comparison of the mitotic apparatus, feeding apparatus, flagellar apparatus and cytoskeleton in euglenoids and kinetoplastids. Protoplasma *164*, 91–104 (1991).

Werner, D.: Symbiosis of plants and microbes. Chapman & Hall, London 1992.

Wiegreffe, C., Hausmann, K.: Eugleniden – Morphologie und Evolution. Mikrokosmos *93*, 135–140 (2004).

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

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

Nachricht

Treffen des Darmstädter Mikroskopie-Forums 2004

An dem Wochenende vom 25.–27.06.2004 trafen sich in Darmstadt 16 Mikroskopiker, welche sich bisher nur über den Erfahrungsaustausch im Internet kannten (Abb. 1). Nach der Begrüßung in einem Hörsaal der TU Darmstadt durch den Organisator Dr. Kramer und ein paar Worten von Herr Linkenheld (Betreiber des Forums) stellten sich die Teilnehmer einzeln vor. Das Wochenende wurde durch folgende, abwechslungsreiche Schwerpunkte gestaltet:
Vorführung CLSM: Nach einer Einführung von Herrn Dr. Kramer über die Arbeitsweise eines Confocal-Laser-Scanning-Mikroskopes wurde die Anlage der TU Darmstadt von Doktorand Tobias Meckel vorgestellt (Abb. 2).
Vorführung Elektronenmikroskop und Ultramikrotom: Dr. Kramers hauptsächlicher Arbeitsplatz an der TU Darmstadt ist das Elektronenmikroskop (Abb. 3). Die extrem dünnen Schnitte (0,1 µm) für das TEM werden mit einem automatischen Ultramikrotom hergestellt. Durch eine Stereolupe kann dieser faszinierende Vorgang beobachtet werden.
Besichtigung Botanischer Garten Darmstadt: Seit 1897 ist der Botanische Garten an die TU Darmstadt angeschlossen und zeichnet sich durch die schöne

Abb. 1: Gruppenfoto der Teilnehmer des Mikroskopie-Forums 2004.

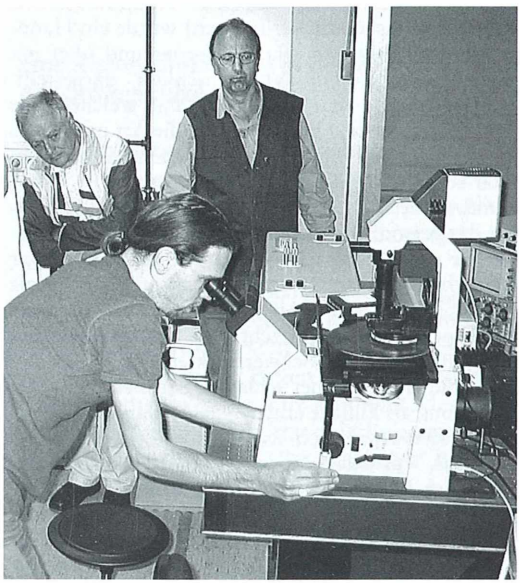


Abb. 2: Herr Meckel beim Fokussieren eines Präparates mit dem CLSM.

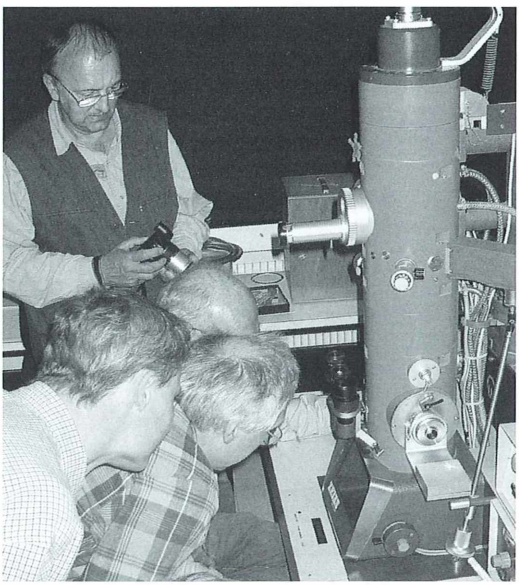
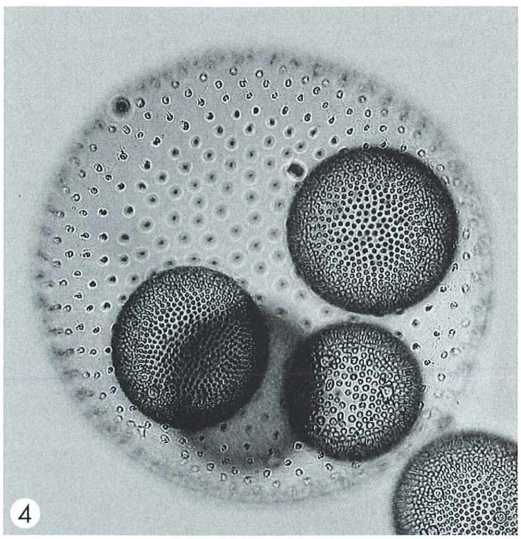


Abb. 3: Großes Interesse am Transmissions-Elektronenmikroskop.

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

Parkanlage aus. Im Laufe der Jahre wurde eine heute noch bedeutsame Sammlung ausländischer Gehölze zusammengetragen. Die Gewächshausanlage mit den verschiedenen Themengebieten (z.B. Farne, Karnivoren, Orchideen, Sukkulenten) bieten dem Besucher ein abwechslungsreiches Bild. In einem ökophysiologischen Versuchs-Gewächshaus können sämtliche Klimabedingungen simuliert werden. Wasserproben aus den Schwimmpflanzenbecken zeigen eine sehr schöne Artenvielfalt (*Volvox*, Wasserschlauch, grüne *Hydra*, usw.; Abb. 4 und 5).

Exkursion Hergershäuser Wiesen: Das Wetter zeigte sich von seiner schönsten Seite als die Mikroskopiker von Herrn Ullrich vom Naturschutzbund durch die Hergershäuser Wiesen geführt wurden. Das seit 1984 ausgewiesene Naturschutzgebiet mit Feuchtwiesen und Sandbereichen zeichnet sich durch eine Vielzahl an im Bestand gefährdeten Tier- und Pflanzenarten aus. Als Beispiel seien hier circa 160 zum Teil hoch spezialisierte Pflanzenarten, 29 Libellenarten und 40 Schmetterlingsarten zu nennen. Seit 2000 brütet der Weißstorch wieder in dem Gebiet – angezogen durch das reichhaltige Futterangebot (Laubfrösche, Kreuzkröten usw.). Durch Pacht und Kauf der umliegenden Äcker wird versucht, das schützenswerte Gebiet kontinuierlich zu vergrößern und vor allem den Nährstoffeintrag in das empfindliche System zu mindern. Plankton- und Aufwuchsproben aus dem Feuchtgebiet erwiesen sich als Fundgrube für die Mikroskopie.



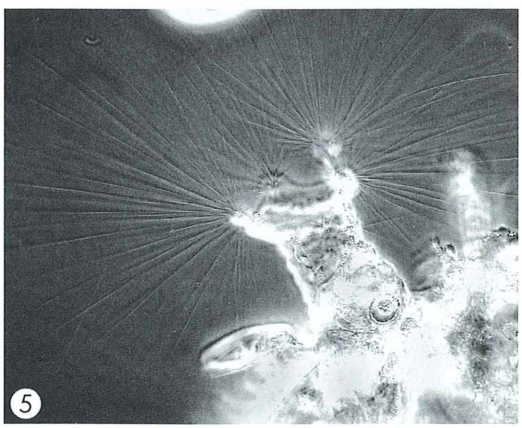


Abb. 4 und 5: Wasserproben aus dem Botanischen Garten Darmstadt. – Abb. 4: Wimperkugel *Volvox aureus* (Grünalge). – Abb. 5: Reusenrädertier (Foto: Dr. Kramer).

Übungsnachmittag Mikroskopieren: Freundlicher Weise stellte die TU Darmstadt dem Treffen einen Praktikumssaal mit 60 Mikroskopen (Axiostar von Zeiss) und 20 Stereolupen (Stemi 2000 von Zeiss) zur Verfügung. Zusätzlich baute Dr. Kramer noch ein Axioskop der Firma Zeiss mit einer Digitalkamera Canon G5 sowie angeschlossener Computeranlage auf. Die Axiostars waren mit Hellfeld, Dunkelfeld und Phasenkontrast ausgestattet. Das Axioskop bot außerdem Fluoreszenz und Varel. Auch die Stemi 2000 Stereolupen erwiesen sich als sehr gute Arbeitsgeräte und begeisterten durch den stufenlosen Zoom. Als Untersuchungsmaterial dienten die gesammelten Proben aus den Hergershäuser Wiesen, sowie aus dem Botanischen Garten. Außerdem wurden Pflanzenschnitte mit anschließenden Färbungen hergestellt.

Rasterelektronenmikroskop (REM): Dr. Uwe Schmidt von der Firma Wella lud die Teilnehmer des Forum-Treffens in die Forschungseinrichtungen der Firma ein. Nach einem interessanten Vortrag über den Aufbau des Haares und den drei Hauptkategorien (europäisch, asiatisch, afrikanisch) wurde ein Handquerschnitt durch ein Haar gefertigt und über ein Zeiss Standard mit Videoanschluss dargestellt. Hauptattraktion war das REM, mit welchem die Haaroberfläche und beispielsweise die Art und Weise wie sich Wasser und Haarkurwirkstoffe auf dem Haar verteilen, untersucht werden kann.

Gemeinsame Abende: Hauptanliegen des Treffens war das persönliche Kennenlernen, da man sich ja bisher nur online über das Forum kannte. Hierbei war der Nebenraum des Übernachtungshotels der ideale Ort für Diskussionen, Abschweifungen und Studium der Äppelwoikultur. Mitgebrachte Zeichnungen und Fotografien von den Schwerpunkten der Teilnehmer ließen die Herzen höher schlagen. Auch eine Zaubervorstellung als Einlage erntete viel Applaus.

Das Treffen erwies sich als ein voller Erfolg und verband das, was jeder sich wünschte: Nette Leute und Natur pur. Es wurde viele gelacht, diskutiert und gelernt. Es stellte sich heraus, dass eigentlich keiner Zeit zum Mikroskopieren hat, doch jeder viel Zeit damit verbringt.

Gerald Helbig, Jensenstraße 12, D-83209 Prien, e-mail: info@lebendkulturen.de

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

Lebewesen wie von einem anderen Stern – Myxomyceten

Ernst-August Schlichting

Sie sind nicht selten, trotzdem bekommt man sie fast nie zu Gesicht, und ihr Name löst stets Unbehagen aus – die Rede ist von den Schleimpilzen, oder wissenschaftlich Myxomyceten. Dass sie weitgehend unbekannt sind, ist zum einen auf ihre Winzigkeit, zum anderen auch wohl auf die Bezeichnung Schleimpilz zurückzuführen. Das ist wirklich schade, denn sie sind von unerwarteter Vielfalt und erlesener Schönheit. Leider ist die ungetrübte Freude an ihnen nur mit einer guten Lupe, besser noch mit einem Stereomikroskop möglich.

Myxomyceten sind weltweit verbreitet. Derzeit sind 1.000 Arten bekannt, in Deutschland um 300. Ganz genau weiß das niemand. Viele von ihnen wurden nur beim Suchen anderer Organismen rein zufällig entdeckt. Die Fruchtkörper der häufigsten Arten sind nur wenige Millimeter groß, einige sogar unter einem Millimeter. Da sie oftmals dicht gedrängt in kleinen Rasen auftreten, werden sie hin und wieder mit echten Baumpilzen verwechselt.

Eine kleine Einführung in die Wunderwelt der Schleimpilze

Myxomyceten gehören in vielerlei Hinsicht zu den interessantesten und mit Sicherheit auch zu den seltsamsten Lebensformen der Natur. Lange Zeit wussten die Taxonomen nicht einmal, in welches Reich sie sie stellen sollten, denn Schleimpilze haben Entwicklungsstufen, die teils pflanzlich, teils tierisch scheinen. Sie ähneln noch am ehesten den Stäublingen und wurden deshalb den Pilzen zugerechnet. Zweifellos haben sie einige Pilz ähnliche Merkmale, doch weiß man heute, dass sie keineswegs mit ihnen verwandt sind. Ihr gesamter Entwicklungszyklus ist außergewöhnlich und ohne jede Parallele in der Natur. Viele Biologen siedeln sie heute im Reich der Protisten an (Einzeller mit Zellkern).

Myxomyceten sind allgegenwärtig. Die größte Formenvielfalt wird bei den auf Holz lebenden Arten erreicht, wobei sie auch auf frischen, in weitaus größerer Zahl aber auf stark vermulmten Baumstämmen, Ästen und Stubben zu finden sind. Einige von ihnen bevorzugen ganz bestimmte Hölzer, andere dagegen sind nicht so wählerisch. Doch findet man sie nicht nur dort. Sie besiedeln auch alle anderen organischen Substrate. So gesehen haben sie tatsächlich etwas mit den Pilzen gemein. Doch hier trennen sich ihre Wege auch schon wieder. Während echte Pilze organische Substanzen direkt zerlegen und daraus Energie gewinnen können, ernähren sich Myxomyceten vor allem von Bakterien, aber auch von Protozoen, Algen, Schimmel- und höheren Pilzen. Der Naturfilmer Karlheinz Baumann, Mitautor eines umfangreichen Myxomycetenwerkes (Neubert et al., 1993–2000), zeigt mit eindrucksvollen Zeitrafferaufnahmen, wie zum Beispiel Ständerpilze vom Plasmodium eines Schleimpilzes überwuchert und dabei in wenigen Stunden vollständig aufgelöst wurden. Überall, wo organisches Material vergeht, folgen sie ihrer Nahrung, den Bakterien und anderen Reduzenten. Dieses Wissen ist der beste Hinweis zum Suchen dieser kleinen Exoten.

Lebenszyklus der Myxomyceten

Folgen wir nun ihrem Lebenslauf (Abb. 1) und beginnen logischerweise mit den so genannten Fruchtkörpern, die genau genommen keine Fruchtkörper sind und deswegen als Sporocar-

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

pien (Abb. 2 und 3) bezeichnet werden. Es sind gestielte oder aufsitzende Einzelfruktifikationen der Myxomyceten von arttypischer Form und Größe. Neben den Sporocarpien gibt es weitere Fruktifikationsformen in Kugel-, Halbkugel- oder polsterförmiger Gestalt (Abb. 4 und 5), Aethalien und Pseudoaethalien (Abb. 6) genannt, die eine Größe von einem bis zu mehreren Zentimetern erreichen.

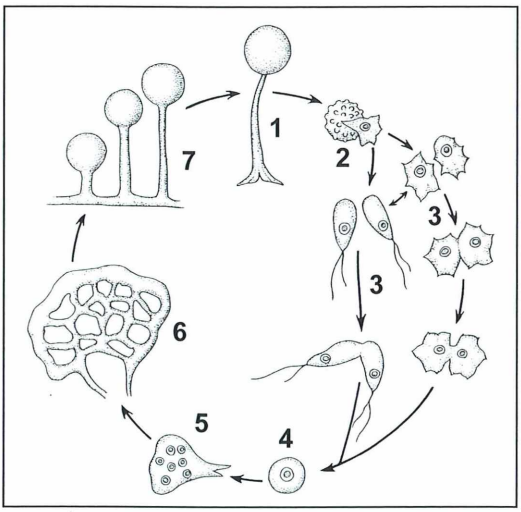
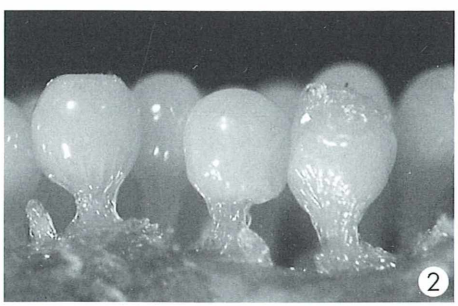
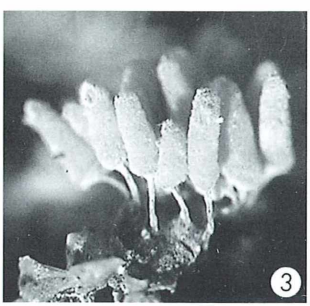


Abb. 1: Generalisierter Lebenszyklus eines azellulären Schleimpilzes: Vom Sporocarp (1) werden Sporen freigesetzt (2), aus denen, je nach Feuchtigkeitsgehalt der Umgebung Myxamöben oder Myxoflagellaten (3) mit einfachem (haploiden) Chromosomensatz schlüpfen. Diese Zellen können sich zunächst vervielfältigen, fusionieren aber letztendlich miteinander zu einer diploiden Zygote (4). Die Zygote entwickelt sich zum Plasmodium (5 und 6), aus dem in Abhängigkeit der Lebensbedingungen Sporocarpien entstehen (7) (nach Olive, 1975).

Sind sie reif, so platzt ihre äußere Haut, die Peridie, auf und entlässt Millionen von Sporen, die in der Hauptsache durch den Wind verbreitet werden. Doch auch Insekten und Regenwasser sorgen für ihren Weitertransport. Die meisten Sporen sind kugelförmig, zwischen 5 und 15 µm groß. Ihre Farbe variiert von weiß über grau, rosa, gelb, orange, rot und braun bis hin zu schwarz. Ihre Oberfläche ist mit Stacheln, Warzen oder einem mehr oder weniger stark ausgeprägten gratigem Netzwerk überzogen. Es wird angenommen, dass die so vergrößerte Oberfläche beim Transport durch die Luft die Sinkgeschwindigkeit verringert und somit den Ausbreitungsradius vergrößert. Es leuchtet ein, dass kleine Sporen zur Windverbreitung besser geeignet sind als große. Bei einigen Arten sieht man neben den kleinen tatsächlich auch deutlich größere Formate. Möglicherweise dienen diese der Standortsicherung am alten Platz, ähnlich wie bei den echten Pilzen schon beobachtet.

Sind die Sporen glücklich gelandet und ist das Umfeld günstig, zeigen sie, was wirklich in ihnen steckt. Auf vergänglichem, organischem Material mit ausreichender Feuchtigkeit schlüpfen aus ihnen Myxamöben oder Myxoflagellaten (Abb. 7), bewegliche Einzeller mit einfachem (= haploidem) Chromosomensatz. Ob Myxamöben oder Myxoflagellaten schlüpfen, hängt einzig von der Feuchtigkeit ihres Geburtsortes ab. Bei hoher Feuchtigkeit bis hin zu wässrigem Milieu, schlüpfen Myxoflagellaten, im andern Fall Myxamöben. An dieser Entwicklungsstelle sorgen sie für weiteres Staunen, denn wenn sich der Feuchtigkeitsgehalt ändern sollte, verwandeln sie sich von der einen in die





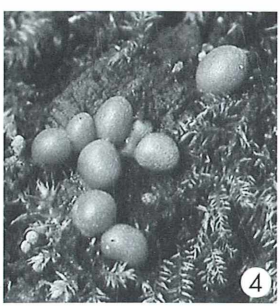
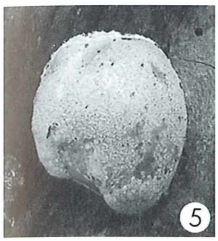
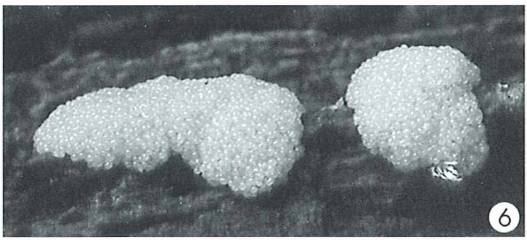


Abb. 2: Sporocarpien von *Trichia decipiens* var. *olivacea*. – Abb. 3: Sporocarpien von *Arcyria cinerea*. – Abb. 4: Sporocarpie von *Lycogala conicum*.





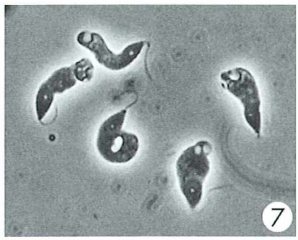


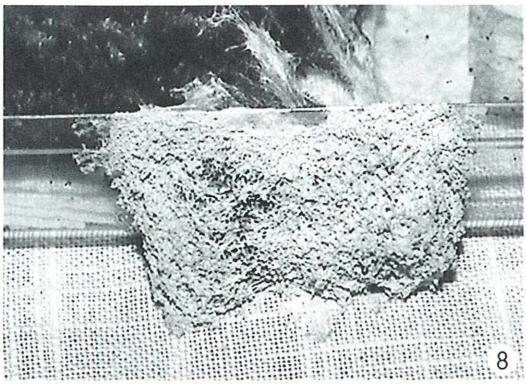
Abb. 5: Aethalium von *Enteridium lycoperdon* (Objekt ca. 5 cm groß). – Abb. 6: Pseudoaethalium von *Tubifera ferruginosa* (Größe des länglichen Objektes ca. 3 cm). – Abb. 7: Myxoflagellaten (Abbildung 7 von Dr. Manfred Tauscher).

andere Form, je nachdem, ob Schwimmen oder Kriechen für sie günstiger ist.
Sind die Lebensumstände weiterhin positiv und ausreichend Bakterien oder gelöste Stoffe vorhanden, so teilen sie sich und bilden Kolonien. Bei ungünstigen Verhältnissen wie Kälte, Trockenheit oder hellem Licht haben sie einen weiteren Trick auf Lager: Sie verkapseln sich unter Abgabe von Wasser zu Mikrozysten und warten auf bessere Zeiten. Wenn die Umstände sich wieder zum Guten ändern, oder die Schlechten gar ausgeblieben sind, verschmelzen Myxamöben und Myxoflagellaten zu Zygoten, dem ersten diploiden Stadium im Leben des Myxomyceten.

Das Plasmodium

Das so entstandene neue Lebewesen setzt nun den Entwicklungszyklus als Plasmodium fort und ist im gesamten Reich der Lebewesen einzigartig. Seine Konsistenz ist gallertartig und die Oberfläche zu ihrem Schutz von einer dünnen Schleimschicht bedeckt, die den Myxomyceten ihren typischen Namen gab – Schleimpilze. Es lebt ebenfalls von Bakterien, Protozoen, Pilzsporen, Algen, Schimmel- und höheren Pilzen und zeigt nun eine weitere Besonderheit. Obwohl die Zelle schnell wächst, teilt sie sich bei den so genannten azellulären Schleimpilzen nicht. Sie bleibt, auch wenn sie handtellergroß wird, eine einzige Zelle: Weltrekord in der Natur. Bei den zellulären Schleimpilzen wie beispielsweise *Dictyostelium* lagern sich vor der Sporangienbildung zahlreiche einzelne amöboide Zellen zu einem großen, sich koordiniert bewegenden und operierenden Gebilde zusammen.
Das Plasmodium der azellulären Schleimpilze besitzt keine Zellwand, sondern nur eine Zellmembran. Im Inneren des Plasmodiums allerdings spielen sich seltsame Dinge ab, die Zellkerne teilen sich millionenfach, und zwar synchron. Der Auslöser für diese punktgenaue, gemeinsame Teilung ist bis heute nicht geklärt. Um vorwärts zu kommen, wird eine hin und her pendelnde Cytoplasmaströmung benutzt, die in einer Bewegungsrichtung länger anhält und so eine Ausbreitung in diese Richtung ermöglicht. In Zeitrafferstudien ist dies besonders deutlich zu sehen. Das Plasmodium kriecht mit einer wulstigen Front fächerartig auf dem feuchten Substrat vorwärts, wobei es mit mehr oder weniger dicken Adern mit dem Rest Verbindung hält. Gefärbt ist es in Weiß-, Gelb- oder Rottönen (siehe Titelbild). Eine Artbestimmung während dieses Entwicklungszustandes ist nicht möglich.
Mit einem Zentimeter pro Stunde kommt es auch recht flott voran. Beim Autor wuchs das auf einem Moospolster mitgebrachte Plasmodium des Myxomyceten *Fuligo septica* (Gelbe Lohblüte) des Nachts über den 2,5 Zentimeter hohen Rand einer Plastikschale und außerhalb auf der darunter befindlichen Tischdecke weiter (Abb. 8).
Auch während dieses plasmodialen Zustandes kann der Myxomycet infolge widriger Umstände durch Kälte und Trockenheit in Schwierigkeiten kommen. Doch auch hier weiß er sich zu helfen. Er teilt sich in mehrere Stücke und verhärtet sich zu hornartiger Beschaffenheit, den Sklerotien. So geschützt kann er noch nach Jahren den Zyklus dort fortsetzen, wo er ihn unterbrochen hat.
Bei den Plasmodien unterscheidet man drei Typen. Das deutlich sichtbar auf dem Substrat lebende Phaneroplasmodium (Abb. 9), das durch seine lebhafte Weiß-, Rot- oder Gelbfärbung auffällt, ist deswegen auch das meist unter-

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



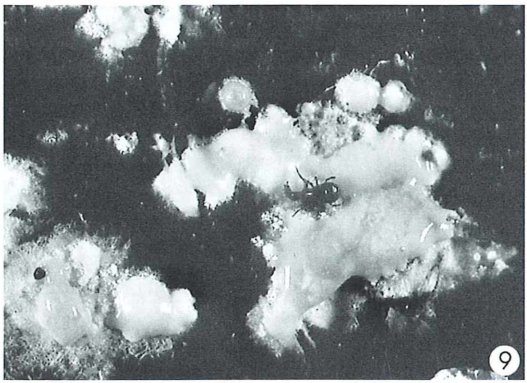
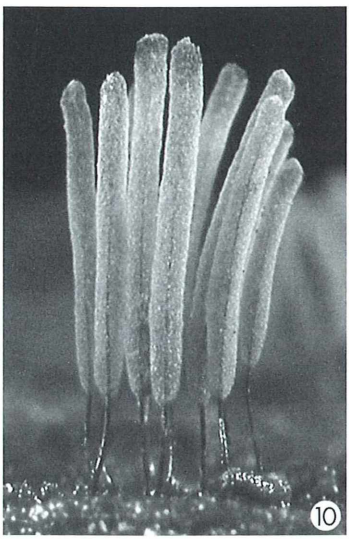
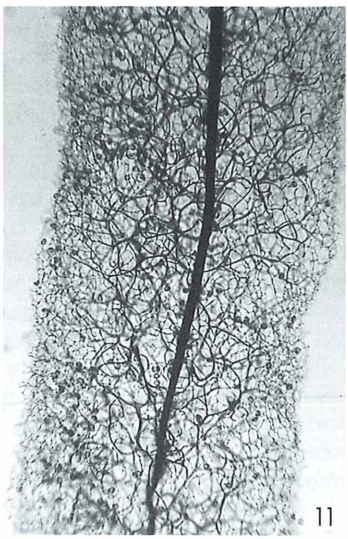


Abb. 8: Über den Rand einer Plastikschale gewachsenes Plasmodium von *Fuligo septica*. – Abb. 9: Plasmodium eines unbekannten Myxomyceten.





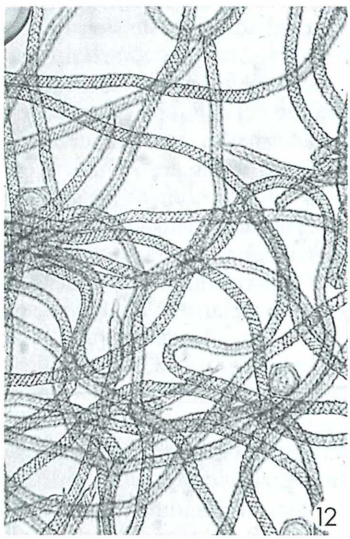


Abb. 10: Sporocarpien von *Stemonitis axifera*. – Abb. 11: Detail der Sporocarpie von *Stemonitis axifera*. – Abb. 12: Capillitium von *Trichia persimilis*.

suchte. Das Aphanoplasmodium lebt verborgen im Substrat. Zwischen diesen beiden gibt es auch Übergänge. Der dritte Typ ist das Protoplasmodium. Es bildet sich nur zu einem winzigen Tröpfchen aus, dem außerdem auch noch jeder Bewegungsdrang fehlt. Es bildet davon auch nur eine einzige Fruktifikation. Da sie aber häufig in Gruppen auftreten, bilden sich trotzdem große Kolonien. Die Fruktifikationen bilden sich bevorzugt innerhalb weniger Stunden nach einer Regenperiode mit anschließenden warmen Tagen aus.

Fruktifikation von Stemonitis

Da hier aus Platzgründen nicht auf die Vielfalt an Fruktifikationsformen eingegangen werden kann, sei als Beispiel die Entwicklung bei *Stemonitis* geschildert. Bei größerem Interesse verweist der Autor auf das sehr ausführliche, dreibändige Werk *Die Myxomyceten* (Neubert et al., 1993–2000), das auch als Bestimmungsbuch hervorragend geeignet ist.

Zurück zu *Stemonitis*. Das bis jetzt unsichtbar im Holz lebende Aphanoplasmodium kriecht

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

an die Oberfläche und lebt hier in Form einer weißen, Gelatine ähnlichen Masse, die kleine Knospen ausbildet. Auf winzigen Stielen wachsen aus ihnen milchigweiße Stäbchen in die Höhe, in deren Innern man einen dunklen Strich durchschimmern sieht. Es ist die zur Columella gewachsene Verlängerung des Fußes, die dem Winzling Stabilität verleiht.
Diese Sporocarpie ist nun etwa zwei Zentimeter hoch und färbt sich bei weiterer Reifung von weiß nach braun um (Abb. 10). Später platzt ihre Schutzhülle, die Peridie und die Sporen werden vom Wind mitgenommen. Unter dem Stereomikroskop erkennt man bei diesen kleinen, Baum ähnlichen Sporocarpien ein feines Netzwerk, das Capillitium. Es ist ein Geflecht aus feinsten Fäden, das aus der Columella wie die Äste eines Baumes heraus wächst (Abb. 11), das sich dann am Ende allerdings wieder zu einem schlauchartigen Netz zusammen fügt. Ihre Funktion: Sie sollen verhindern, dass die Sporen zusammenkleben und auch nur portionsweise abgegeben werden. Capillitium (Abb. 12) und Sporen sind sichere Indikatoren bei der Bestimmung von Myxomyceten. Allerdings benötigt man dazu ein Durchlichtmikroskop.

Hier schließt sich nun der Kreis, und der ungewöhnliche Lebenszyklus beginnt von vorne. Nur wenige Organismengruppen leben so nah bei uns und sind doch so unbekannt wie die Myxomyceten. Darin und in der beeindruckenden Ästhetik ihrer Fruchtkörper liegt die Faszination dieser außergewöhnlichen Lebewesen.

Dank

Herrn Dr. Manfred Tauscher, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, danke ich für die Anregung zur Veröffentlichung dieser Arbeit, für die Durchsicht des Manuskriptes sowie für die Überlassung der Abbildung 7.

Literaturhinweise

Neubert, H., Nowotny, W., Baumann, K.: Die Myxomyceten, Band 1–3, Karlheinz Baumann Verlag, Gomaringen 1993, 1995, 2000.
Olive, L.: The Mycetozoans. Academic Press, London 1975.

Verfasser: Ernst-August Schlichting, Triftstr. 16, D-31036 Eime

Kurze Mitteilung

Pflanzliche Zellwand und Widerstand

Die Zellwand der höheren Pflanzen ist aufgrund der komplexen Zusammensetzung ihrer Polysaccharide Gegenstand der Forschung. Man nimmt an, dass ihre Komponenten bei der Abwehr gegen pathogene Infektionen eine entscheidende Rolle spielen. Signalmoleküle werden während der Infektion freigesetzt und lösen die Abwehrreaktionen der Wirtspflanzen aus. Außer als physische Barriere spielt die Zellwand also auch eine Rolle bei der Wechselwirkung zwischen dem pathogenen Organismus (z.B. Pilze, Bakterien) und den von Zellwänden umgebenen Wirtszellen. Die Zellwände mit ihren verschiedenen, beispielsweise kovalenten, Bindungen bilden ein Netzwerk, das dem Eindringen von Pathogenen Widerstand entgegensetzt. Zudem sind die Zellwände ein dynamisches Reservoir von antimikrobiellen Proteinen und sekundären Pflanzenstoffen, die das Wachstum vieler Pathogene hemmen können. Manche Pathogene scheiden bei ihrem Angriff in der Wand der Wirtszellen Enzyme wie Polygalakturonasen und Pektat-Lyasen aus, welche die Zellwand-Polysaccharide abbrechen. Diese Abbauprodukte wiederum können als Auslöser für die Abwehrreaktionen dienen: Sie können also Faktoren der Krankheitsresistenz sein. Daher ist es wichtig, dass man die neueren Auffassungen über den Bau der Zellwand kennt, wie diese in dem Schema von

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

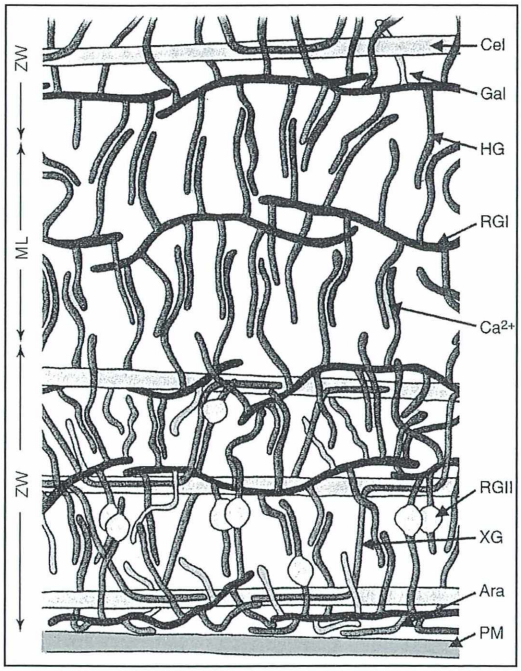


Abb. 1. Schematisches Modell zur Organisation der Polysaccharide in der pflanzlichen Zellwand (ZW) und der Mittellamelle (ML). PM ist die Plasmamembran.
Die Zellulose-Mikrofibrillen (Cel) sind miteinander durch Hemizellulosen, hauptsächlich Xyloglukan (XG) verbunden; diese sind durch Wasserstoffbrücken an die Fibrillen gebunden. Rhamnogalakturonan I (RG I) liegt parallel zur Zellulose. Homogalakturonan (HG), Arabinan (Ara), Galaktan (Gal) und Rhamnogalakturonan II (RG II) sind mit ihren Seitenketten an das hochmolekulare Rhamnogalakturonan I gebunden. Die Rhamnogalakturonan II-Moleküle bilden die Verbindung zwischen den verschiedenen Pektin-Molekülen durch Borat-Ester (nicht im Schema angegeben). Zusätzlich bilden Kalziumionen (Ca^{2+}) starke Bindungen zwischen den Säuregruppen der nicht veresterten Homogalakturonan-Moleküle (HG). Da angenommen wird, dass die Homogalakturonane in methylierter Form vorliegen, kann der Grad der Querverbindungen durch die Expression der Pektin-Methylesterasen kontrolliert werden (nach Vorwerk et al., 2004).

Abbildung 1 zusammengefasst ist. Strukturell ist entscheidend, dass die Zellulose-Mikrofibrillen über Hemizellulosen in der Wand zu einem Geflecht miteinander verbunden sind.

Die chemische Zusammenstellung der pflanzlichen Zellwand ist von Pflanzenart zu Pflanzenart verschieden. Eine typische Wand einer dikotylen (zweikeimblättrigen) Pflanze enthält etwa 30% Zellulose, 30% Hemizellulosen, 35% Pektine und 1–5% Strukturproteine. Die Wand einer typischen (monokotylen) Grasart hingegen enthält 25% Zellulose, 55% Hemizellulosen und nur 10% Pektine. Über die strukturellen Unterschiede im Aufbau der Zellwände verschiedener Pflanzenarten ist relativ wenig bekannt.

Das angreifende Pathogen modifiziert die Zellwand. Das Eindringen des Pathogens führt also zu einer durch Enzyme bedingten Freisetzung von Polysaccharid-Fragmenten, die in das wässrige Milieu der Zellwand hineindiffundieren. Diese Bruchstücke können als latente Signalmoleküle fungieren und an die Oberfläche diffundieren. Sie können auch an Rezeptoren binden und die Abwehrreaktionen auslösen.

Erfolgreiche pathogene Organismen haben oft Mechanismen entwickelt, welche die Produktion oder Rezeption aktiver reaktionsauslösender Stoffe vermeiden. Aus Studien an Mutanten ergab sich, dass Zellen bereits auf Änderungen der mechanischen Eigenschaften der Zellwände reagieren können. Dies deutet darauf hin, dass Sensoren aus der Plasmamembran in die Zellwand hineinreichen, die in Wechselwirkung mit den Polysacchariden und/oder anderen Molekülen der Wand treten. Die Zellwand ist also als Ort des Widerstandes gegenüber Infektionen eine entscheidende Barriere.

Literaturhinweis

Vorwerk, S., Somerville, S., Somerville, C.: The role of plant cell wall polysaccharide composition in disease resistance. Trends in Plant Science 9, 203–209 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Mikroskopische Gesellschaften und Vereinigungen organisieren das wissenschaftliche Leben

Norbert Gregor Günkel

Sie haben eine lange Tradition, die Gesellschaften und Vereinigungen für Mikroskopie. Was auf den ersten Blick aussehen mag wie schlichte Vereinsmeierei, hat handfeste Motive und ist in seiner Bedeutung kaum zu überschätzen. Denn die Gesellschaften organisieren das wissenschaftliche Leben für Profis und Amateure gleichermaßen – allerdings mit Unterschieden. Gäbe es sie nicht, müssten die Zusammenschlüsse erfunden werden.

Die grundsätzlichen Ziele solcher Gesellschaften – ob nun königlich in London oder bürgerlich in irgendeiner anderen Stadt – hat der Initiator der Deutschen Mikrologischen Gesellschaft, Raoul H. Francé, 1907 in einem Aufruf beschrieben: *Aber ich weiß, alle schrecken zurück, wenn es ihnen an Rat und tatkräftigem Beistand fehlt zu den ersten Schritten... Schließen wir uns also zusammen! ... Gründen wir eine mikrologische Gesellschaft, die den Gebrauch der Mikroskope volkstümlicher machen will und die ganze große Vertiefung der neueren Wissenschaft vom feinen Bau und Leben der Pflanzen und Tiere dem Verständnis näher rücken wird* (zitiert nach Henkel, 1989). Francé zielt also auf eine Wirkung nach innen für die Mitglieder (Rat und Beistand) und nach außen (das Mikroskop volkstümlicher machen, das Wissen vertiefen). Beide Intentionen haben sich bis heute in den Gesellschaften mehr oder weniger ausgeprägt erhalten. Geblieben aus dieser Initiative ist auch der MIKROKOSMOS, das Publikationsorgan der Gesellschaften.

Wobei eine Tatsache des Nachdenkens wert ist: Das Mikroskop ist eines der wenigen Instrumente (das einzige gar?), für das eigene Gesellschaften gegründet wurden (Bennett, 1989). Die Gesellschaften für Mikroskopie widmen sich ja nicht einem spezifischen Forschungsgebiet (wie etwa die Astronomen – es gibt keine Teleskopischen Gesellschaften), sondern der Nutzung eines Gerätes in sehr unterschiedlichen Forschungsrichtungen, wie die Royal Microscopical Society auf ihrer Homepage (Abb. 1) herausstellt. Zu erklären ist das wohl mit der universellen Nutzbarkeit des Instruments, das in seiner ganzen Bandbreite der Anwendungen auch vom Amateur einen eher professionellen Umgang fordert und von daher schon nach spezifischen Qualifikationen verlangt.

Patronage

An erster Stelle erfüllen die Gesellschaften einen wichtigen Zweck, den die Royal Microscopical Society treffend Patronage nennt. Sie will Wissenschaftler organisieren, spezielle Theorien und instrumentelle Techniken fördern. Diese Förderung und Unterstützung der Wissenschaften im weitesten Sinn steht als Grundgedanke hinter allen wissenschaftlichen Gesellschaften. Dazu gibt es eine ganze Reihe von Möglichkeiten, die den Gesellschaften zur Verfügung stehen.

Das Grundanliegen der Gesellschaften und Vereinigungen hat sich bis heute ungebrochen erhalten: Den Kontakt und den Austausch zwischen Interessierten zu ermöglichen. Dazu dienen, wie die Übersicht im MIKROKOSMOS in jeder neuen Ausgabe zeigt, die regelmäßigen Treffen der Vereinigungen. Dass das keine Veranstaltungen zur gegenseitigen Bewunderung werden (wie man es Fotoclubs häufig nachsagt), zeigen die Themen der Vorträge, die bei diesen Gelegenheiten geboten werden. Die Bandbreite

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

ist weit gesteckt. Was diese Veranstaltungen dabei noch wertvoller macht: Es kommen immer wieder auch Vortragende aus der Welt der Wissenschaft, welche die Mitglieder teilhaben lassen an ihrem Forschungsgebiet. Ein Einzelner wäre wohl kaum im Stande, einen führenden Experten zu sich nach Hause zu holen – bei einer Mikroskopischen Gesellschaft sieht das schon anders aus. Ganz abgesehen von dem Umstand, dass etliche Profis ja Mitglieder der einen oder anderen Gesellschaft sind. Auch daran lässt sich deren Stellenwert ablesen.
Dass solche Treffen natürlich auch die Gelegenheit sind, sich unter den Mitgliedern auszutauschen, ist selbstverständlich. Mit Vereinsmeierei hat das nichts zu tun. Die Mikroskopie ist ein anspruchsvolles Hobby, das hohe Anforderungen stellt, gleichgültig, um welches Gebiet man sich kümmert. Gerade weil man nicht davon ausgehen kann, dass auch der Nachbar in der Straße mikroskopiert, sind solche Möglichkeiten umso wichtiger. Abgerundet wird das von den Mitteilungsblättern, die etliche Vereinigungen herausgeben. Dass dafür immer wieder Zeit und Geld geopfert werden, beweist, wie notwendig und wichtig diese Mitteilungen (oder wie immer sie heißen mögen) sind.

Noch sehr viel wichtiger sind die Konferenzen, die die Organisationen der Profis abhalten. Hier werden aktuellste Forschungsergebnisse vorgestellt. Dabei zu Wort kommen zu dürfen mit einem Vortrag oder wenigstens einer Poster-Präsentation, ist schon eine Auszeichnung für einen jungen Forscher. Dass nicht nur nebenbei die Gelegenheit zum Gespräch untereinander besteht, macht für viele Teilnehmer erst den wirklichen Reiz dieser Veranstaltungen aus, die ja oft mit beträchtlichem Aufwand für Reise- und Übernachtungskosten verbunden sind.

Publikationen

Mit der Kommunikation auf der gleichen Bedeutungsebene stehen die Publikationen der Gesellschaften, die sich nicht nur an die Mitglieder richten, sondern an die wissenschaftliche Welt. Die Vereinigungen bieten ihren Mitgliedern und anderen Forschern eine Möglichkeit, ihre Ergebnisse zu veröffentlichen. Das nahe liegendste Beispiel ist auch hier der MIKROKOSMOS, der seit mehr als 90 Jahren ein Forum bietet – auch wenn er nicht mehr von einer Gesellschaft herausgegeben wird, wie es

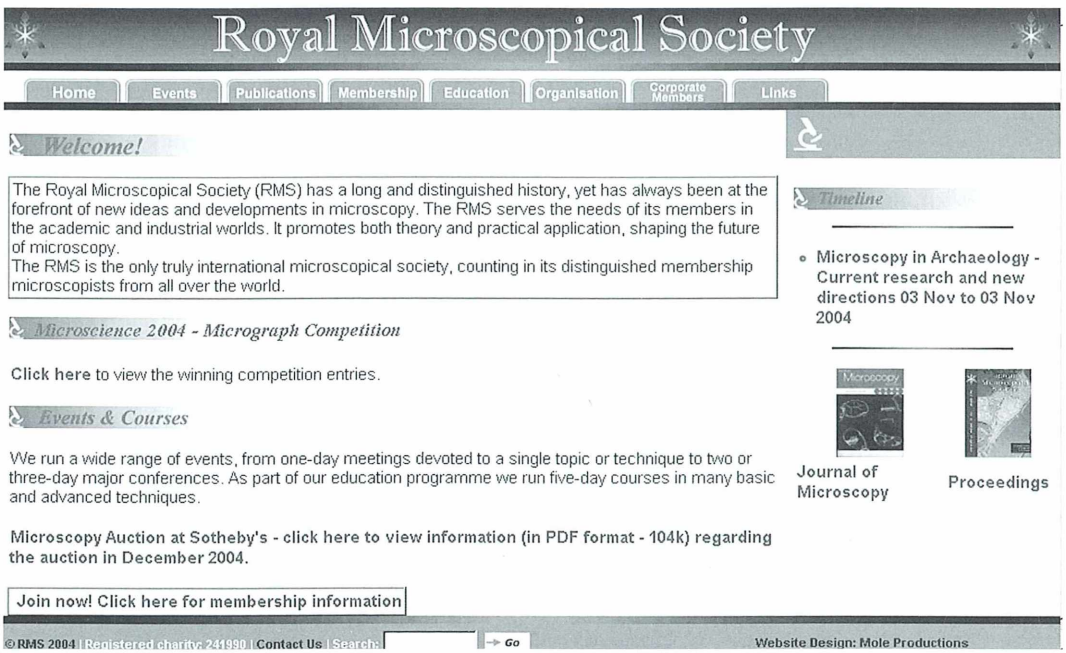


Abb. 1: Die Homepage der Royal Microscopical Society (www.rms.org.uk/index.shtml).

© Elsevier GmbH

bei anderen wissenschaftlichen Zeitschriften der Fall ist. Auch hier gilt: Ein Einzelner hätte nicht die Möglichkeit für ein solches Unterfangen. Aber die Gesellschaften sind natürlich nicht auf Zeitschriften beschränkt. Die Society of Protozoologists etwa hat schon in der zweiten Auflage ihr schwergewichtiges Werk *Illustrated Guide to the Protozoa* (Abb. 2) veröffentlicht – möglich nur, weil die Autoren ehrenamtlich daran mitgearbeitet haben.

Aber Publikationen richten sich nicht nur nach außen, sondern viele Gesellschaften geben auch eher interne Mitteilungsblätter heraus, die mehr oder weniger ausschließlich der Information der Mitglieder dienen. Manche Organisationen wie der Quekett-Club (Abb. 3) leisten sich beides. Das interne Info-Blatt kann vom einfachen Terminkalender bis zur anspruchsvollen Veröffentlichung reichen, in der auch wissenschaftliche Arbeiten präsentiert werden – dann ist die Grenze zur wissenschaftlichen Publikation fließend.

Die Gesellschaften ermöglichen aber auch das wissenschaftliche Arbeiten. Der Kampf um eigene Räume steht bei den Rückblicken auf die Geschichte mancher Vereinigung weit oben auf der Themenliste (Schmid, 1960; Rühmann, 1961). Anfang und Mitte des vergangenen Jahrhunderts waren viele Mikroskopiker zu Hause noch sehr beengt, viel Platz für ein Labor gab es in den meisten Wohnungen nicht. Das hat sich heute wohl verändert, schaut man auf die Ergebnisse einer Mitgliederbefragung der Mikrobiologischen Vereinigung München (Henkel, 1996). Danach haben 77 Prozent der Mikroskopiker einen Arbeitsplatz zu Hause, 37 Prozent gar ein eigenes Zimmer für ihr Hobby.

Dennoch haben etwa die Wiener lange und letztlich erfolgreich für neue eigene Räume gekämpft, die dem Krieg zum Opfer gefallen waren. Dass die Vereinigung deshalb aber nichts an Bedeutung verloren hat, machen andere Ergebnisse aus dieser Umfrage deutlich. Danach sind bei den Wienern der Material- und Präparatetausch für die Mitglieder sehr wichtig und natürlich die Bibliothek, die 500 Bände enthält, zum Teil aus der Zeit von vor 1900 – für den Hobby-Forscher heute kaum noch zu beschaffen. Eine solche Präsenz-Bibliothek spart viele Wege und Mühen – sie vermisst der Mikroskopiker, der keiner nahen Gesellschaft angehören kann, am schmerzlichsten. Nicht umsonst setzt der Quekett-Club die Bibliothek ganz oben auf seine Lise der Vorteile durch eine Mitgliedschaft (Abb. 4).

Der Münchner Verein – ausgestattet mit einer informativen Homepage (Abb. 5) – besitzt darüber hinaus zwölf Mikroskope, sechs Stereolupen, Exkursionsmikroskope und Mikrotome. Die Gerätschaften werden an die Mitglieder ausgeliehen. Da können dann Instrumente für die eine oder andere Spezialaufgabe zur Verfügung stehen, die der Einzelne sich nur dafür kaum anschaffen würde oder könnte. Bei der Beschaffung von Materialien können die Ver-

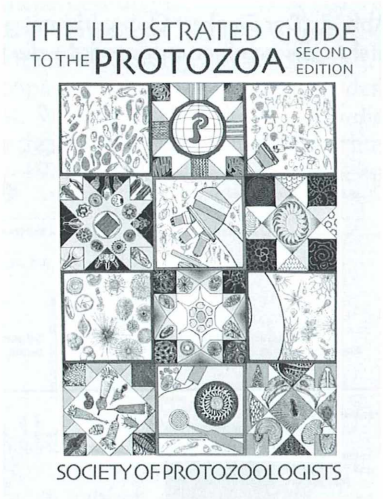


Abb. 2: Wissenschaftliche Gesellschaften veröffentlichen wichtige Werke wie den *Illustrated Guide to the Protozoa*, herausgegeben von der amerikanischen Society of Protozoologists.

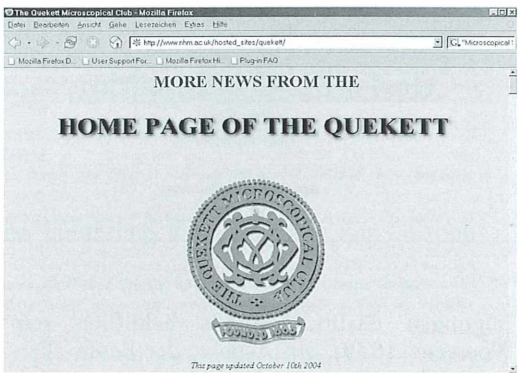


Abb. 3: Auch der Quekett-Club ist natürlich im Internet vertreten (www.nhm.ac.uk/hosted_sites/quekett/).

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

On this page we'd like to tell you more about the advantages of joining The Quekett:

- The lending library - there is an extensive library available, all of which can be accessed by post
- Borrowing slides - you can borrow slides from the Club's comprehensive collection
- The 'Gossip' meetings - these are usually held on the second Tuesday in the month at the Natural History Museum
- Lectures - there is a full program of lectures, varying from talks on forensic microscopy to the microscopy of food
- Excursions - excursion leaders will guide you to interesting locations and help you make the most of them
- Local meetings - one day meetings are organised by local groups, ranging from Dorset to the Midlands.
- The annual weekend - one weekend in the year the Club organises a 3 day meeting in different parts of the country.
- The Annual Exhibition - this is the Big One! Held in October at the Natural History Museum, members make a special effort to mount exhibits ranging from magnificent Victorian instruments to live material and video microscopy.
- Publications - you get two editions of the Journal, and two editions of the Bulletin each year.

Abb. 4: Der Quekett-Club wirbt mit guten Argumenten um Mitglieder. Diese Vorteile bieten auch – mehr oder weniger ausgeprägt – die anderen Vereinigungen.

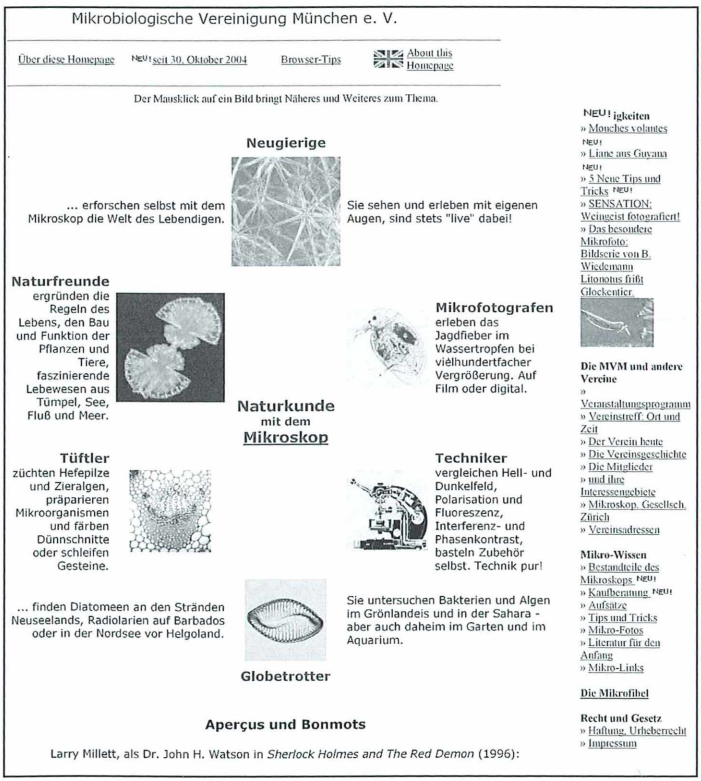


Abb. 5: Sehr informativ und übersichtlich gestaltet ist die Homepage der Mikrobiologischen Vereinigung München (www.mikroskopie-muenchen.de).

einigungen darüber hinaus behilflich sein (Woessner, 1959), ein Aspekt, der heute allerdings nicht mehr unter den Leistungen erwähnt wird.

Schließlich haben die Gesellschaften im Rahmen ihrer Patronage auch die Aufgabe, die Interessen der Mitglieder nach außen zu vertreten. Das beginnt mit dem Kontakt zur Kommune (Schmid, 1960) und endet mit der Vertretung der Wissenschaften gegenüber Gesellschaft und Politik, wie es etwa die Max-Planck-Gesellschaft in Deutschland leistet.

© Elsevier GmbH

Die Abhaltung von Kursen zur Einführung in die mikroskopische Technik ist eine weitere wichtige Aufgabe der Gesellschaften. Dennoch wünschen sich 50 Prozent der Münchener Mitglieder noch mehr gemeinsames Arbeiten. Hier wirken die Vereinigungen auch stark nach außen, indem sie ihre Kurse nicht nur den eigenen Mitgliedern, sondern auch der Öffentlichkeit zugänglich machen. Die Wiener Mikroskopiker (Abb. 6) haben zum 50-jährigen Bestehen denn auch stolz Bilanz gezogen: Mehr als 600 Vorträge, 200 Exkursionen und 300 Kurse wurden abgehalten.

Bei den Profis

Bei den professionellen Mikroskopikern geht die Patronage noch weiter als bei den Liebhabern. Neben den bereits erwähnten Publikationen und der Kommunikation geht es hier auch darum zu entscheiden, welche Methoden anerkannt werden. In den Veröffentlichungen und bei Kongressen werden Theorien kritisch beleuchtet und neue entworfen – denken wir etwa an die Neuklassifikation der Protozoen, die über Jahre hinweg diskutiert wurde. Diese Arbeit wäre ohne die Plattformen der wissenschaftlichen Gesellschaften gar nicht möglich gewesen. Wissenschaft lebt vom Austausch – und die Vereinigungen organisieren ihn. So werden die Gesellschaften und ihre Publikationen nicht zuletzt zu einem Filter für anerkannte wissenschaftliche Leistungen.

Für besondere Leistungen verleihen manche Gesellschaften Auszeichnungen. Die New Yorker Microscopical Society etwa vergibt den Abbe-Preis an Wissenschaftler, die sich um die Mikroskopie besonders verdient gemacht haben (Grave, 1977). Ihr Ashby-Preis geht an

Schmid: Mikrographische Gesellschaft Wien 329

PRÄSIDIUM
DER
MIKROGRAPHISCHEN GESELLSCHAFT
WIEN, IX/2, ALSERSTRASSE 50
(TELEPHON 22144).

Aufruf an alle Stände!

Der Naturwissenschaft gehört die Zukunft!

Insbesondere aber hat für die heutige Zeit die uns zunächst umgebende Welt im kleinsten Raum an Interesse gewonnen, ist doch unsere irdische Hülle, unser Körper selbst, aus Billionen kleiner Gebilde, „Zellen" genannt, zusammengesetzt, und schon wer nur seinen eigenen Körper kennen lernen will, muß sich hiezu des *Mikroskopes* bedienen. Aber nicht nur die Kenntnis des eigenen Körpers vermittelt das Mikroskop, auch die übrige Umwelt erschließt sich erst dem *bewaffneten* Auge und offenbart dem Kundigen stets neue Wunder! „Der Luft, dem Wasser, wie der Erden entwinden tausend Keime sich", sagt Goethe und es ist gewiß für Jedermann interessant, diese Keime kennen zu lernen. Auch hiezu bietet das Mikroskop die einzige Gelegenheit! — Wer ohne viel Kosten in diese Kleinwelt, in diesen Mikrokosmos, eingeführt sein will, ob Reich oder Arm, ob Fabrikant oder Arbeiter, ob Jung oder Alt, der trete in die

Mikrographische Gesellschaft

ein, der ein mit allen Hilfsmitteln der Wissenschaft zur Erforschung der Welt im kleinsten Raum ausgestattetes *Laboratorium* zur Verfügung steht und der Ärzte, Advokaten, Chemiker, Fabrikanten, Kleingewerbetreibende, Beamte und Offiziere, Studenten und Arbeiter, Gelehrte und Lernbegierige als eifrige Mitglieder angehören.

Gegen einen monatlichen Beitrag von nur 1 Krone

erhalten die Mitglieder der Mikrographischen Gesellschaft ohne weitere Kosten **mindestens eine illustrierte Fachzeitschrift** und können unentgeltlich auf mikroskopischem Gebiete lernen, arbeiten und forschen, wobei ein geselliges Band alle Mitglieder ohne Ansehen der Person als Gleichgesinnte verbindet.

Mündliche oder schriftliche Beitrittsanmeldungen nehmen entgegen:
Paul **Frenzel**, Gastechniker, Wien, VI., Theobaldgasse 11, Telephon 10496 und
Otto **Oppeln**, Photograph, Wien, VIII., Alserstraße 55.

Abb. 6: Mit diesem Aufruf warb die Wiener Mikrographische Gesellschaft im Jahr 1910 um neue Mitglieder.

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

Mitglieder, die sich in der Arbeit für die Society besondere Verdienste erworben haben.

Wissenschaftliche Gesellschaften haben aber auch oft die Kraft, Standards in ihrem Wissensgebiet zu setzen. Die berühmten 3 × 1 Zoll für den Objektträger (Abb. 7), welche die Royal Microscopical Society einst vorschlug, sind nur das bekannteste Beispiel.

Nicht zuletzt geht es bei den Profis auch darum, den wissenschaftlichen Nachwuchs zu fördern. Der kann nicht nur über das normale Angebot der Gesellschaften in den Wissenschaftsbetrieb hineinwachsen, sondern es gibt auch spezielle Fördermöglichkeiten, etwa materielle Unterstützung für die teure Fahrt zum Kongress und das günstige Abonnement der Zeitschrift. Auch die Vermittlung von Praktika wird angeboten.

Abb. 7: Das noch heute gültige Maß für die Objektträger wurde einst von der Royal Microscopical Society festgelegt.

Also nur Vorteile? So pauschal sicher nicht, denn die Vereine können nur funktionieren, wenn sich die Mitglieder mit viel Engagement auch tatsächlich einbringen. Das fängt mit der Zahlung des Beitrags an und geht über die Teilnahme an den Treffen bis zur Übernahme eines Ehrenamtes im Vorstand. Das raubt manche Zeit, was nicht direkt der eigentlichen wissenschaftlichen Arbeit dient. Aber die Geschichte der wissenschaftlichen Gesellschaften beweist, dass sich dieses Engagement vielfach auszahlt – durch Möglichkeiten, die der einzelne alleine nicht hätte.

Dank

Ohne die Möglichkeit, in der Bibliothek der Limnologischen Fluss-Station der Max-Planck-Gesellschaft in Schlitz arbeiten zu dürfen, wäre dieser Aufsatz nicht entstanden. Deshalb danke ich Prof. Dr. Peter Zwick für sein Entgegenkommen.

Literaturhinweise

Bennett, J. A.: Social history of the microscope. Journal of Microscopy *155*, 267–280 (1989).

Francé, R. H.: Die Aufgaben der Deutschen mikrologischen Gesellschaft. Mikrokosmos *1*, 1 (1907/08).

Grave, E.: 100 Jahre New York Microscopical Society. Mikrokosmos *66*, 99–100 (1977).

Henkel, K.: Mikrobiologische Vereinigung München. Die älteste deutsche Mikroskopiker-Vereinigung wird 80 Jahre alt. Mikrokosmos *78*, 143–144 (1989).

Henkel, K.: Umfrage. Mikrokosmos *85*, 53–54 (1996).

Rühmann, D.: 50 Jahre Mikrokosmos – 50 Jahre Mikrobiologische Vereinigung Hamburg. Mikrokosmos *50*, 2–3 (1961).

Schmid, J. A.: 50 Jahre Mikrographische Gesellschaft Wien. Mikrokosmos *49*, 328–330 (1960).

Woessner, E: Eine Mikroskopiker-Gemeinschaft in Zürich. Mikrokosmos *48*, 367–368 (1959).

Verfasser: Norbert Gregor Günkel, Rudloser Straße 59, D-36367 Wartenberg. e-mail: nguenkel@aol.com

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

Nachrichten

Mikroskope und ihre Erfinder

Im *Laborjournal* 11/2004 findet sich neben einer ausführlichen Liste über Anbieter von Labormikroskopen (mit Angabe der wichtigsten Gerätebestandteile und -funktionen) ein einleitender Abschnitt zur Geschichte der Lichtmikroskopie, den wir hier wiedergeben. Infos zum *Laborjournal* (Einzelpreis 2,– €) findet man unter www.laborjournal.de; Tel.: 07 61/28 68 93.

Es gibt nur wenige Klischees, die so haarscharf daneben liegen wie das vom Biologen und seinem angeblich liebsten Werkzeug, dem Mikroskop. Falsch ist: Der typische Lebenswissenschaftler hockt ständig vor der Linse. Richtig ist aber auch: Nie war Mikroskopieren so modern und komfortabel wie heute.

Seitdem im 14. Jahrhundert ein griesgrämiger Franziskanermönch namens Francis Bacon seinen Mitbürgern halbkugelige Plankonvexlinsen als Brille (beryll) empfahl, hat sich viel getan in Sachen Mikroskop (aus dem Altgriechischen: mikros = klein, skopein = beobachten), vor allem in den letzten 400 Jahren. Um 1590 schraubten zwei Lehrlinge in Middelburg/Holland angeblich das erste Mikroskop zusammen. In Hans Janssens Brillenschleifer-Werkstatt war das. Learning-by-doing würde man heutzutage die erfolgreiche Bastelei nennen. Sammler würden ein Vermögen für eines dieser Instrumente bezahlen, wäre nur eines von ihnen erhalten geblieben. Man vermutet, dass sie aus drei gegeneinander verschiebbaren Röhren bestanden und immerhin 3- bis 9fach vergrößerten.

Dass erst Galileo Galilei um 1610 das Mikroskop erfunden haben soll, ist eine schier unausrottbare Legende. Richtig ist vielmehr, dass der Toskaner sein Fernrohr zu einem Mikroskop umfunktionierte, indem er die Rohre auseinander zog, sich ansonsten aber eher um die theoretischen Grundlagen verdient machte. Auch Sternguckerkollege Johannes Kepler gilt bei einigen als Erfinder des Mikroskops, das sich erst ab Mitte des 17. Jahrhunderts als ernsthaftes, wissenschaftliches Instrument etablierte. Namen wie den des barocken Jesuitenmikroskopikers Athanasius Kircher (1602–1680), des Erythrozyten-Erstbeschreibers Marcello Malpighi (1628–1694), des genialen Zeichners Robert Hooke (1635–1703) oder des Bakterienentdeckers Antoni van Leeuwenhoek (1632–1723) sollte jeder Biologe zumindest schon mal gehört haben.

Über die Hochzeiten des Lichtmikroskops im 18. und 19. Jahrhundert informieren einschlägige Webseiten im Internet. Bei www.amuseum.de/mikroskopie/mikroskopvortrag1.htm oder unter www.biologie.uni-hamburg.de/b-online/d03/03.htm etwa ist jede Menge zu erfahren über Leute wie den Physiker Ernst Abbe, den Universitätsmechaniker Carl Zeiss oder den Glastechniker Otto Schott, die Mitte des 19. Jahrhunderts in Jena entscheidende Weichenstellungen bewirkten: Abbe entdeckte eingedicktes Zedernöl als ideales, homogenes Immersionsmedium und produzierte in Zusammenarbeit mit Schott neue, fantastisch verbesserte Mikroskop-Optiken aus Borat-, Phosphat- und Silicatgläsern. Aus dieser Zusammenarbeit gingen Mikroskope hervor, die auch heute noch angesichts ihrer 0,2 Mikrometer-Auflösung verblüffen.

Redaktion MIKROKOSMOS

10. Internationale Mikroskopie-Tage in Hagen vom 5.–7.11.2004

18 Jahre sind vergangen, seit die Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen von zwei Mikroskopikern der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V., Gerhard Göke und Jürgen Stahlschmidt, ins Leben gerufen wurden. Bei der ersten Tagung 1986 kamen etwa 60 Interessierte zusammen, um sich im Umgang mit dem Mikroskop zu üben und neueste Entwicklungen in der Gerätetechnik kennen zu lernen. Seitdem hat sich die Veranstaltung zu einer wichtigen Institution mit stetig wachsenden Teilnehmerzahlen entwickelt (Abb. 1 und 2).

Auch beim zehnten Mal fühlten sich über 160 Teilnehmer aus Deutschland, Holland, Frankreich, der Schweiz und Österreich durch das abwechslungsreiche und interessante Programm und durch die zahlreichen Aussteller angesprochen. Neben Mitarbeitern der Firmen Nikon und Zeiss, die neue Geräteentwicklungen vortrugen und ausstellten, waren es beinahe ausschließlich MIKROKOSMOS-Autoren, die das Programm bestritten.

Der Themenrahmen war wie immer breit gefächert. Es gab eine kurzweilige und wissenschaftlich hoch

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

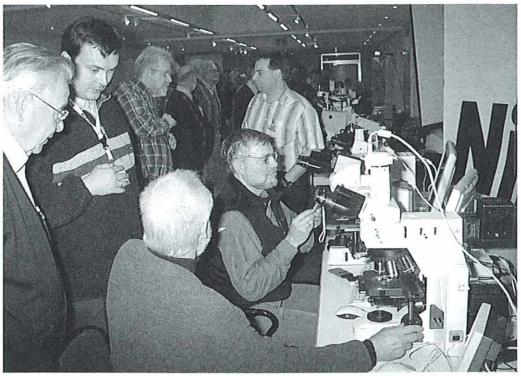


Abb. 1: Teilnehmer der 10. Mikroskopie-Tage in Hagen beim Diskutieren und Erproben moderner Lichtmikroskope.

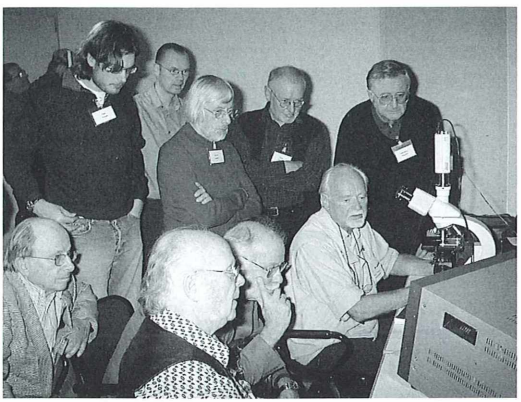


Abb. 2: Prof. Lenzenweger am Videomikroskop.

interessante Mischung von mikrotechnischen und biologischen Vorträgen, bei denen auch die ästhetischen Betrachtungen nicht zu kurz kamen. Neben den qualitativ ausgezeichneten Beiträgen aller Referenten waren am Samstag besonders herausragend Herr Prof. Lenzenweger aus Österreich mit seinen anschaulichen und wissenschaftlich fundierten Ausführungen zu seinem Spezialgebiet, den Zieralgen, und die mikrofotografischen Leckerbissen der Eheleute Christina und Manfred Kage. Die Veranstalter hatten dazu auch die Hagener Bürger eingeladen, die von diesem Angebot gerne Gebrauch machten.

Überschattet wurde die Veranstaltung leider vom Tode des Mitbegründers der Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen, Gerhard Göke, der am 3.11.2004 verstarb. Die Veranstalter bedanken sich auch auf diesem Wege noch einmal bei allen, die Verständnis für einige äußerst kurzfristige Änderungen im Programmablauf hatten und tatkräftig mit Ersatzvorträgen eingesprungen sind.

Ursprünglich war geplant, diese Veranstaltungsreihe mit den 10. Internationalen Mikroskopie-Tagen in Hagen auslaufen zu lassen. Aus den Reihen der Teilnehmer wurde jedoch immer wieder auf die Einmaligkeit und die nicht verzichtbare, aber auch nicht vergleichbare kommunikative Komponente der Hagener Mikroskopie-Tage hingewiesen, so dass sich die Veranstalter Jürgen Stahlschmidt und Andreas Koch für eine weitere Nachfolgeveranstaltung entschieden.

Die Hagener Internationalen Mikroskopie-Tage waren von Anfang an sehr erfolgreich und werden sicherlich auch in Zukunft den Zuspruch der internationalen Fangemeinde und neuer Teilnehmer erhalten.

Jürgen Stahlschmidt, Hagen

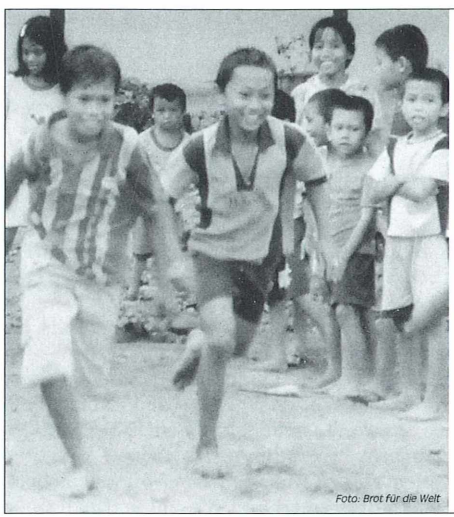


Foto: Brot für die Welt

Indonesien: Versöhnungsarbeit zwischen Muslimen und Christen

Liebe zum Frieden

Friedliches Zusammenleben ist auf Sulawesi nicht mehr selbstverständlich. Tausende starben bereits bei Kämpfen zwischen Muslimen und Christen. Die christliche Gereja Toraja-Kirche öffnet sich deshalb in ihrer Friedens- und Versöhnungsarbeit den Religionen und Volksgruppen: Sie lädt gezielt alle, und nicht mehr nur die eigenen Anhänger, zu landwirtschaftlichen Schulungen, Hygiene-Seminaren und Konflikt-Workshops ein und übt so neu die ersten Schritte eines friedvollen Miteinanders.

„Brot für die Welt": Den Frieden entwickeln. Helfen Sie mit.

Brot für die Welt
www.brot-fuer-die-welt.de

Postbank Köln
Konto 500 500-500
BLZ 370 100 50
Postfach 10 11 42
70010 Stuttgart

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

Die Tönnchenwegwespe – Ein Makro-Mikro-Motiv

Erich Lüthje

Wer seine Augen für die kleinen Wunder der Natur offen hält, kann ihr im häuslichen Umfeld durchaus begegnen – der kohl(raben)schwarzen Wegwespe *Auplopus carbonarius* (Syn. *Pseudagenia carbonaria*). Mit etwas Geduld und Beobachtungsglück bieten sich dann per Makrokamera, Stereolupe und Mikroskop interessante Einblicke in die Vielfalt des Insektenlebens.

Es bedarf keiner Fänge und Tötungen, um mit der langbeinigen, stets etwas gehetzt wirkenden Schönheit näher bekannt zu werden. Sie ist im Siedlungsbereich am häufigsten (Bellmann, 1995) und fällt im Gelände durchaus ins Auge. Neben ihrem nervösen Flügelzittern deuten zwei weitere markante Merkmale auf diese Wespe hin: Ihre Beute sind Spinnen, und ihre Nestanlage besteht – anders als bei allen übrigen heimischen Wegwespen, die ihre Nester bekanntlich im Boden graben – aus kunstvoll getöpferten Lehmtönnchen. Seit vielen Jahren biete ich wohnungssuchenden Wildbienen und anderen Hautflüglern in meinem Garten mit Lehm gefüllte Holzkisten als Nistgelegenheit, woher auch meine Bekanntschaft mit der Töpferwegwespe ihren Ausgang nahm.

Ein kunstvoller Nestbau

Ist die Wegwespe an der senkrecht montierten Lehmkiste gelandet, gräbt sie alsbald an einer Speichel durchtränkten Stelle ein Klümpchen Lehm ab (Abb. 1). Mit dem Baumaterial zwischen den Kiefern fliegt sie rasch auf und entschwindet dem Blick des Beobachters. In meinem Falle endete damit bislang auch stets die Direktübertragung. *Der Nistplatz liegt aber stets verborgen, etwa unter einer Holzverschalung* (...) (Bellmann, 1995). Auch wenn es etwas tröstlichere Standortbeschreibungen gibt (*Ebenso können die Nester offen an Steinen, Holz oder Gemäuer gehaftet werden*; Witt, 1998), habe ich diese Wegwespe noch nicht beim Töpfern ihres Nestes beobachten können. Mehrfach indes fand ich fertige Nestanlagen, beispielsweise buchstäblich zwischen Tür und Angel unseres Gartenhäuschens. Das Gebilde auf Abbildung 2 wurde im August 2003 bei Nistkastenkontrollen in Ostholstein (Schleswig-Holstein) gesammelt. Die *Auplopus*-Nester fanden sich sowohl in Vogel- als auch Fledermauskunsthöhlen (leg. Hildegard Dieterich, Plön). Die großen Öffnungen in zwei der Tönnchen deuten darauf hin, dass die Wegwespen erfolgreich geschlüpft sind. Dazu kommt es aber nicht immer, wie die Untersuchungen der anderen Nesttönnchen zeigten (ab Januar 2004).

Das Innenleben der Tönnchen

Unter der Stereolupe öffnete ich der Reihe nach mehrere Neströhren. Zum Vorschein kam zu-

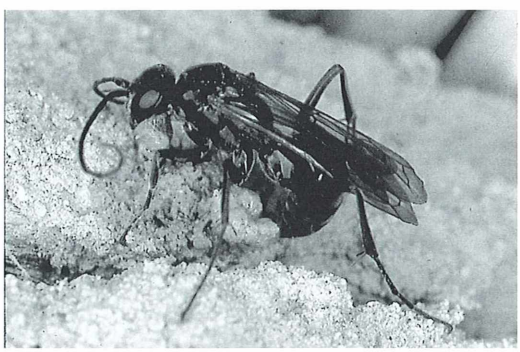
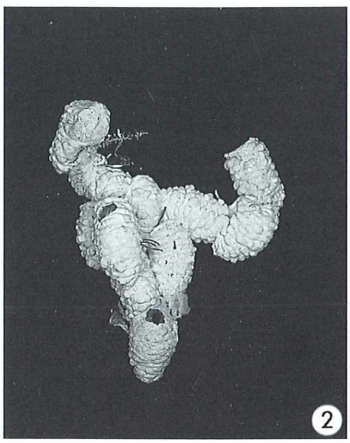
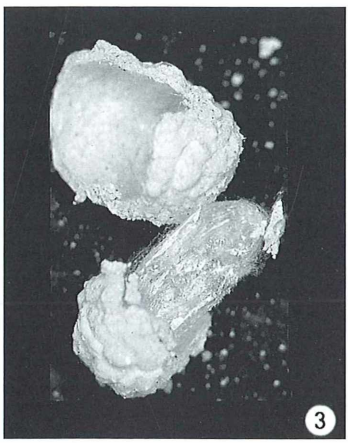


Abb. 1: Tönnchenwegwespe *(Auplopus carbonarius)* beim Lehmgraben an einer künstlichen Nisthilfe. Olympus OM2n, 38 mm Makroobjektiv, Ringblitz.

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

meist ein seidiger Kokon (Abb. 3). In zwei Fällen enthielt das zarte Gebilde eine intakte *Auplopus*-Made (Abb. 4), welche ihren Nahrungsvorrat aufgefressen hatte. Man nennt diesen Entwicklungszustand Praepupa (Vorpuppe oder Ruhelarve). Andere freigelegte Ruhelarven waren verendet, vermutlich infolge des zu warmen Aufbewahrungsortes (geheiztes Arbeitszimmer). Abbildung 5 zeigt die eindrucksvollen Fresswerkzeuge einer (abgestorbenen) Praepupa. Ein weiteres Detail ist an einer ebenfalls abgestorbenen Larve auf Abbildung 6 zu erkennen: *Nachdem der Futtervorrat verzehrt ist (...), beginnt die Larve sich in einen Kokon einzuspinnen. (...) Der am Ende geschlossene Mitteldarm dient während der gesamten Larvalentwicklung als Speicherplatz aller Verdauungsprodukte. Eine einmalige Abgabe (Defäkation) des gesamten Kotes (als sogenanntes Meconium) findet entweder direkt vor dem Einspinnen in die Zelle oder während bzw. mit Fertigstellung des Kokons statt* (Witt, 1998). Dieses (schwarze) Meconium ist auf Abbildung 6 am Körperende der eingetrockneten Ruhelarve zu sehen. In anderen Lehmtönnchen fand ich lediglich das Larvenfutter, eine Spinne, vor (Abb. 7). *Alle Arten fangen Spinnen, die sie in einem kurzen Kampf überwältigen und dann durch einen Stich ins Nervensystem lähmen. Stets wird nur eine Spinne als Nahrung für eine Larve erbeutet* (Bellmann, 1995). *Die erbeuteten Spinnen, meist Sack- (Clubionidae) oder*





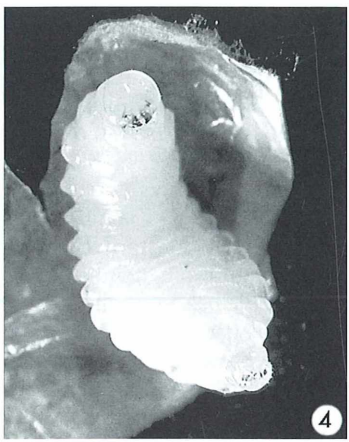


Abb. 2: Nestanlage der Tönnchenwegwespe aus einem Vogelnistkasten (August 2003). OM2n, 50 mm Makroobjektiv, Ringblitz. – Abb. 3: Geöffnetes Nest der Tönnchenwegwespe mit Kokon. OM2n, 50 mm-Makroobjektiv an der Olympus-Stereolupe SD 30, Ringblitz. Vergr. 4,2fach. – Abb. 4: *Auplopus*-Made im geöffneten Kokon. Mikroskopobjektiv Winkel-Zeiss Göttingen „00", Einlegeblende, Leitz-Okular 5×. Vergr. 5,5fach.

Abb. 5: Kiefer der *Auplopus*-Made. Mikroskopobjektiv Leitz 10/0,25, Einlegeblende, Projektiv 0,7×, 1 Blitz. Vergr. 35fach. – Abb. 6: Verendete *Auplopus*-Made im geöffneten Kokon mit Meconium. Mikroskopobjektiv Leitz 4/0,1, Einlegeblende, Projektiv 0,7×, 1 Blitz. Vergr. 7,4fach.

© Elsevier Gmb

Glattbauchspinnen (Drassodidae), werden an den Spinnwarzen gefaßt und (...) zu der Zelle transportiert. (...) In vielen Fällen werden den Spinnen zur Erleichterung des Beutetransports die Beine abgebissen (Witt, 1998). An einer dieser Beutespinnen konnte ich auch die abgestorbene junge Wespenlarve entdecken. Ihre Entwicklung muss sehr bald durch den Tod abgebrochen worden sein.

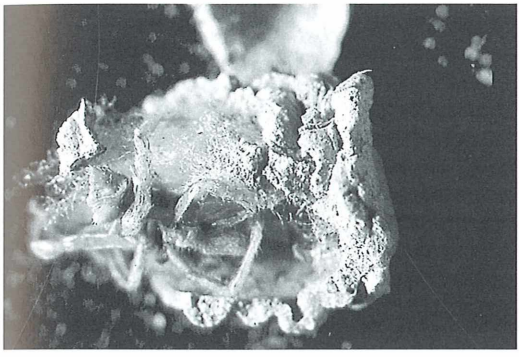


Abb. 7: Vorratsspinne (z.T. bei der Freilegung zerstört) im *Auplopus*-Nest. Mikroskopobjektiv Winkel-Zeiss Göttingen „00", Einlegeblende, Projektiv 0,7×, 1 Blitz. Vergr. 8fach.

Ungebetene Gäste in den Tönnchen

Bei den meisten Nestzellen förderte die Untersuchung eine große Zahl lebender Parasiten (Larven, Puppen und Erwachsene) zutage (Abb. 8–12). Bei den Larven war oftmals ein dunkler Darminhalt zu erkennen; viele Kotwürstchen im Wirtskokon zeugten überdies von guter Verdauung der Schmarotzer. Unter dem Mikroskop erwies sich der Kot als Konglomerat feiner Krümel, die im polarisierten Licht aufleuchteten und bisweilen an Stärkekörner erinnerten. Natürlich fiel eine Nachweisprobe mit Jodjodkalium negativ aus. Neben den Parasiten befand sich in den Kokons

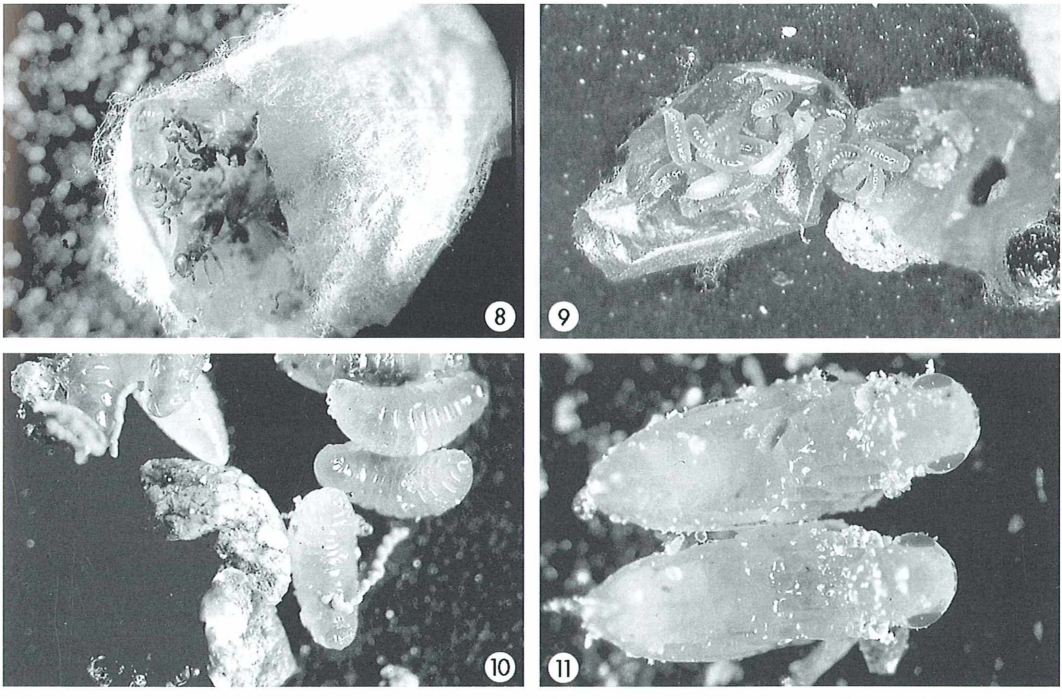


Abb. 8: Parasitierter *Auplopus*-Kokon mit Erzwespenlarven, Kot und Imago. Optik wie Abb. 4. Vergr. 5,5fach. – Abb. 9: Erzwespenlarven im geöffneten *Auplopus*-Kokon. Optik wie Abb. 3. Vergr. 4,2fach. – Abb. 10: Verendete *Auplopus*-Larve, Erzwespenlarven aus geöffnetem Kokon. Mikroskopobjektiv 2,5/0,05, Einlegeblende, Projektiv 0,7×, 1 Blitz. Vergr. 9fach. – Abb. 11: Erzwespenpuppen (mit roten Augen) aus *Auplopus*-Kokon. Mikroskopobjektiv Carl Zeiss Jena 8/0,2, Einlegeblende, Leitz-Okular 5×, 2 Blitze. Vergr. 18fach.

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

Abb. 12: Imago der parasitischen Erzwespe beim Fühlerputzen. Optik wie in Abb. 3, aber mit stärkerer Lupenvergrößerung; Ringblitz. Vergr. 15fach.

die verendete Wirtsmade, nicht aber die Vorratsspinne. Was hier nach der Parasitierung im Einzelnen geschehen sein mag, ist aus dem Tatortbild nicht ganz leicht zu erschließen, aber wohl in folgenden Rahmen zu stellen: „*Zahlreiche Schlupfwespenlarven leben auch als Eindringlinge in Gallen und Insektennestern. Derartige ungebetene Gäste, die kommen, um mitzuessen, werden im allgemeinen als „Inquilinen" bezeichnet. Echte Inquilinen greifen ihren Wirt, den eigentlichen und ursprünglichen Bewohner der Galle oder des Nestes, nicht an, sondern fressen mit ihm gleichzeitig an den vorhandenen Nahrungsstoffen. Häufig ist es allerdings unmöglich, eine scharfe Trennung zwischen Parasiten und Inquilinen zu ziehen, da manche Arten ihr Leben als Inquilinen beginnen, später aber, wenn sie schneller wachsen als ihr Gastgeber, die ganze zur Verfügung stehende Nahrung für sich verbrauchen und dadurch den Hungertod ihres Wirtes hervorrufen oder schließlich diesen selbst auffressen*" (Klots und Klots, 1959). Junge Parasiten-Imagines waren braun, ältere schwärzlich mit gelben Beinabschnitten; ihre Fühler waren deutlich gekniet (Abb. 12). Mit Stereolupe und Mikroskop konnte ich die etwa 1,5 Millimeter großen Hautflügler als Zehrwespen (Erzwespen, Chalcididae) bestimmen. Nähere Angaben sind einem Laien kaum möglich: *Die Familie ist die weitaus artenreichste und schwierigste, daher noch am wenigsten bekannte der Ordnung der Hymenoptera* (Hedicke, 1930)

Aufnahmetechniken

An den Lehmkisten fotografierte ich die Wegwespen bei der Baumaterialentnahme mit 50 mm und 38 mm Makroobjektiven (Olympus OM2n) und Ringblitz. Während der Präparation der Nester an der Stereolupe machte ich mit dem 50 mm Objektiv Aufnahmen durch das Okular der Lupe. Den Ringblitz hatte ich mit Tesafilm an der Lupenoptik befestigt. Die Mehrzahl der Aufnahmen entstand am Mikroskop in Auflichtfotografie (Lüthje, 2004). Je nach verwendetem Projektiv/Okular beziehungsweise Objektiv ergaben sich Vergrößerungen von circa 2,5fach bis 36fach. Die Beleuchtung erfolgte mit ein bis drei Kamera gesteuerten Blitzen.

Literaturhinweise

Bellmann, H.: Bienen, Wespen, Ameisen. Kosmos-Naturführer, Franckh-Kosmos-Verlags-GmbH, Stuttgart 1995.

Klots, A. B., Klots, E.: Insekten. In: Knaurs Tierreich in Farben. Droehmer'sche Verlagsanstalt Th. Knaur Nachfahren, München 1959.

Lüthje, E.: Auflichtmikroskopie mit optischen Veteranen. Mikrokosmos *93*, 151–154 (2004).

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

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

Fachhandel für optische Instrumente
OPTIC MAKARIO
Optische u. feinmechanische Fachwerkstatt
41061 Mönchengladbach Aachener Str.61
Tel. 02161/175711 www.optik-makario.de
Wir reparieren:
Mikroskope, Teleskope, Spektive, Ferngläser, Fotoobjektive, Zielfernrohre, Nachtsichtgeräte, Polarisatoren u.a.
professionell • preiswert • präzise
Mikroskop Service

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

Myxomyceten im Rasterelektronenmikroskop

Christine Kanow-Scheel, Jacqueline Heidemann und Norbert Hülsmann

Der Berliner Grunewald ist ein stark frequentiertes Ausflugsgebiet im Südwesten der Stadt. In einer Senke abseits der Spazierwege wachsen auf abgestorbenem Holz lohgelbe Schleimpilzplasmodien und verschiedene Sporocarpien. Diese wurden im Rahmen eines Praktikums an der Freien Universität Berlin gesammelt und für das Rasterelektronenmikroskop (REM) präpariert. Die dabei verwendeten Methoden und die erarbeiteten Ergebnisse werden hier vorgestellt.

Der Berliner Grunewald ist ein stadtnahes Ausflugsgebiet. Das etwa 3.300 ha große Areal umfasst Seen, mehrere kleinere Tümpel sowie ausgedehnte Areale mit Altkiefern-Eichen-Mischbestand und einer Strauchschicht von Traubenkirsche und Vogelbeere, unterbrochen von zahlreichen Wanderwegen.

Beschreibung des Fundortes

Die Myxomyceten fanden sich etwa zwei Gehminuten abseits eines Waldweges in einer ca. 1.500 m² großen Lichtung. Da der Fundort eine Senke bildet, ist es hier feuchter als in der Umgebung. Im Gegensatz zum sonstigen Waldboden mit einer Rostbraunerde aus Geschiebesand dominiert hier eine klumpende, schwarzbraune Humusauflage. Mehrere abgestorbene und vermodernde Baumstämme und Äste lassen ein nur schwer zu durchdringendes Dickicht entstehen. Die Identifizierung der Baumarten war wegen des fortgeschrittenen biologischen Abbaus nicht mehr zweifelsfrei möglich. Auf diesem berindeten Holz wuchsen die Myxomyceten.
Am Tag des Fundes im Dezember 2004 herrschte eine milde Temperatur von 5 °C vor. Eine Woche zuvor hatte es allerdings bereits Dauerfrost gegeben. Daher war das Auffinden von Plasmodien und gerade aufplatzenden Fruchtkörpern (Sporocarpien) ungewöhnlich, da Myxomyceten, die nicht kälteresistent (nivicol) sind, bei Frost in einen Ruhezustand übergehen (sklerotisieren) und erst im Frühjahr ihren Lebenszyklus fortsetzen (Olive, 1975; Neubert et al., 1993, 1995, 2000). Am Fundort fanden sich zahlreiche, teils handtellergroße gelbe Plasmodien sowie verschiedene Sporocarpien.

Präparation

Um Objekte im REM zu betrachten, müssen sie zuvor fixiert und anschließend vollständig entwässert und getrocknet werden. Danach erfolgt eine Beschichtung (Besputterung) mit einem Edelmetall.
Die Fixierung dient dem möglichst schnellen Abtöten der Organismen und sollte eine Momentaufnahme des vitalen Zustandes darstellen. So bleiben Struktur und Lage der Organellen weitgehend erhalten. Zur Fixierung verwendet man Glutardialdehyd (GA) oder das giftigere Osmiumtetroxid. Am Zoologischen Institut der FU Berlin wurde zur chemischen Fixierung 2,5% GA in 0,1 M Phosphatpuffer nach Sörensen verwendet, welches zu einer Quervernetzung der Proteine führt. Die gewählte Pufferkonzentration soll Schwellungen oder Schrumpfungen des Plasmodiums durch unterschiedliche Osmolaritäten des Innen- und Außenmilieus verhindern.
Im REM herrscht Hochvakuum vor. Somit müssen die Objekte vollständig entwässert werden, damit sie nicht platzen. Dazu wird nach der Fixierung zunächst eine Entwässerungsreihe mit Äthanol oder Aceton in steigender Konzentration von 10% bis 100% durchgeführt und das Objekt anschließend vollständig getrocknet. Dazu führt man eine Kritische-Punkt-Trocknung durch, bei der zunächst Äthanol oder Aceton gegen flüssiges Kohlenstoffdioxid ausgetauscht werden. Unter Begasung mit Argon erfolgt nun im Niedervakuum die Besputterung durch ein Edelmetall (hier wurde Gold verwendet). Durch Anlegen einer Hochspannung wird eine Glimmentladung gestartet, wobei das Argon ionisiert wird. Die freigesetzten Argonionen werden beschleunigt und tref-

Copyright © 2000 Elsevier GmbH. Urheberrechtlich geschützt. www.elsevier.de/

fen auf das Gold. Aus diesem lösen sie Atome heraus, die sich auf dem Objekt ablagern (Besputterung) und eine gleichmäßige, nur wenige Nanometer dicke Goldauflage entstehen lassen. Die Gold-Besputterung erhöht die elektrische Leitfähigkeit des Objekts, welches von Natur aus sehr arm an metallischen Verbindungen ist. Dadurch erhält man im REM eine höhere Ausbeute von Sekundärelektronen, die beim Beschuss des Präparates mit Primärelektronen freigesetzt werden und für die Bildentstehung verantwortlich sind.

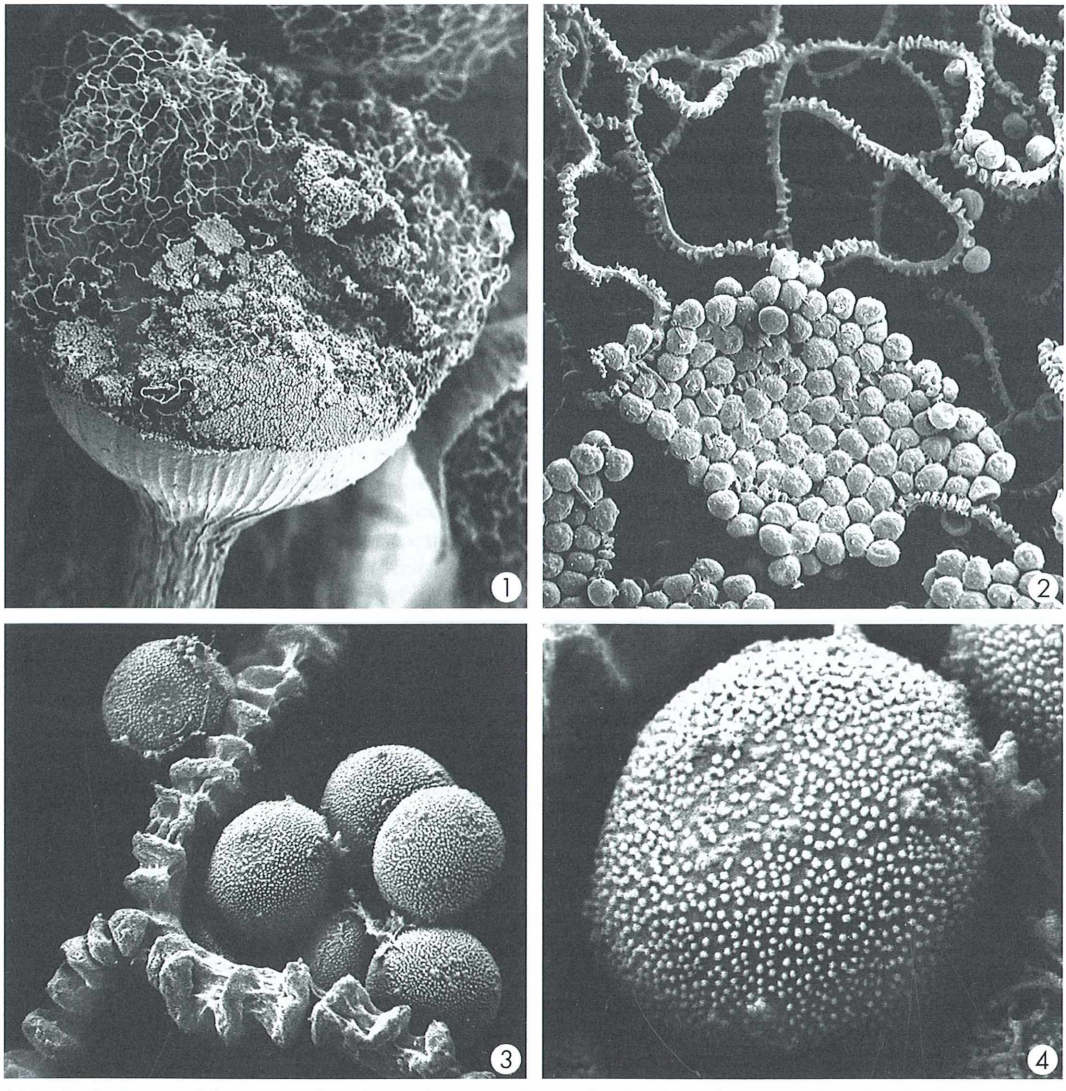


Abb. 1–4: Rasterelektronenmikroskopische Darstellung der Strukturelemente eines Fruchtkörpers (Sporocarp). – Abb. 1: Sporocarp. Der obere Teil der Peridie ist zerfallen, sichtbar ist nur noch die kelchförmige Basis, die ein ausgedehntes Capillitium mit Sporen umrahmt. Ungefähr in der Mitte der Abbildung ist ein rautenförmiges Aggregat von Sporen erkennbar. Vergr. 60fach. – Abb. 2: Bei stärkerer Vergrößerung dieses Aggregats werden die dicht gepackten Sporen deutlich, die am Capillitium haften. Vergr. 470fach. – Abb. 3: Das Netzwerk des Capillitiums zeigt eine auffällige Ornamentierung. Vergr. 1600fach. – Abb. 4: Die stark vergrößerte Spore weist an ihrer Oberfläche einen unregelmäßigen Besatz mit Noppen auf. Vergr. 7400fach.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck und Verwendung in Text und Data Mining nur mit Genehmigung.

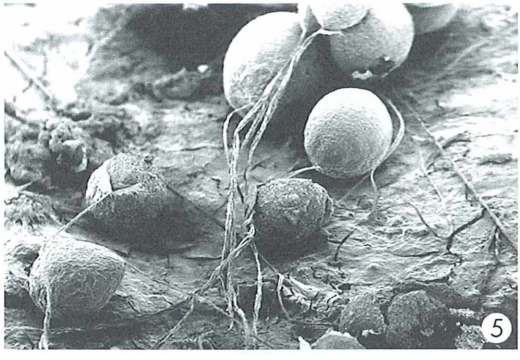
Es wurden drei Präparationen durchgeführt.

1. Präparation – Sporocarpien herkömmlich fixiert

Die im Grunewald gefundenen Sporocarpien und Plasmodien wurden direkt vor Ort in 2,5% GA fixiert, um Fremdeinwirkungen durch den Transport ins Institut möglichst gering zu halten. Hierfür hatten wir zuvor Schnappdeckelgläser mit GA in Puffer vorbereitet. Im Institut erfolgte dann die oben beschriebene Präparation. Zur Entwässerung wurde Aceton verwendet.
Abbildung 1 zeigt im Übersichtsbild einen Fruchtstand (Fruktifikation, Sporocarp) eines unbekannten Myxomyceten. Als besondere Fortsetzung des Stiels ist eine relativ breite, kelchförmige Erweiterung (Peridie) sichtbar, aus der das netzartige Capillitium herausragt. Dieses ist ein nicht-zelluläres Fadensystem im Inneren des Sporocarps. Es bildet sich während der Ontogenese aus dem erstarrenden Restplasma, das an der Sporenbildung nicht beteiligt ist. Seine Entstehung wird durch die Ablagerung von Baumaterial in besonderen Vesikeln eingeleitet (Sitte et al., 2002). Bereits in der Übersicht ist das Netzwerk des Capillitiums gut erkennbar. Die Sporen sind daran geheftet und eng gepackt (Abb. 2).
Bei mittlerer Vergrößerung wird die Struktur des Capillitiums sichtbar (Abb. 3). Es erscheint als skelettartiges Netzwerk und ist stark in sich gedreht und ornamentiert. Bei einigen Arten ist es zu hygroskopischen Bewegungen befähigt und setzt dadurch die Sporen frei (Baumann, 1988). Die Ultrastruktur der Sporen wird erst bei starker Vergrößerung erkennbar (Abb. 4). Eine Spore misst etwa 7 µm im Durchmesser und weist eine raue, genoppte Oberfläche auf. Möglicherweise bietet diese unregelmäßige Oberfläche dem Wind eine gute Angriffsfläche und erleichtert – in Analogie zu den Pollenkörnern der Samenpflanzen – den Transport der Sporen.

2. Präparation – Sporocarpien direkt besputtert

Sporocarpien sind austrocknungsresistente Stadien, die ohne die oben beschriebene Präparation direkt bearbeitet werden können. Dazu wurden weitere Sporocarpien gesammelt und im Institut zur Lufttrocknung aufbewahrt. Es erfolgte ohne eine vorbereitende Fixierung, Entwässerung oder Kritische-Punkt-Trocknung die direkte Besputterung mit Gold. Indem auf die chemische Fixierung verzichtet wurde, konnten am REM lebende Sporocarpien betrachtet werden. Der Vorteil dieser Arbeitsmethode liegt darin, dass das Risiko von Artefakten begrenzt wird und die Lebensfähigkeit des Objektes erhalten bleibt. Die im Präparat enthaltenen und hier abgebildeten Sporen sind also theoretisch noch zur Entwicklung neuer Myxamöben oder Myxoflagellaten fähig (siehe Artikel von Ernst-August Schlichting, Seite 147).
Abbildung 5 zeigt ein Übersichtsbild von circa 1 mm großen Fruchtkörpern, die auf der Oberfläche eines Rindenstückchens gebildet wur-



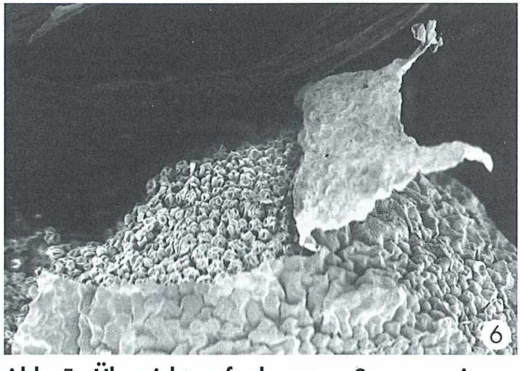


Abb. 5: Übersichtsaufnahme von Sporocarpien, die auf einem Rindenstück gebildet wurden und jeweils einem langen und gewundenen Stiel aufsitzen. Vergr. 10fach. – Abb. 6: Vergrößerte Darstellung des Sporocarps. Unter der aufgeplatzten und teilweise aufgerollten Peridie, die eine runzelige Oberfläche aufweist, werden die Sporen erkennbar. Vergr. 130fach.

Copyright © 2000 Elsevier GmbH, Urban & Fischer Verlag, www.elsevier.de/

den. Die Sporocarpien sind in der Natur bläulich-schwarz gefärbt und haben eine kugelförmige Gestalt. Sie befinden sich auf einem langen, gewundenen, zerbrechlich wirkenden Stiel. Mit diesem Stiel erreichen die Fruchtkörper größere Abstände vom Substrat. So können die abgegebenen Sporen leichter vom Wind verdriftet werden.
Das Aufplatzen eines Sporocarps ist offensichtlich ein nur kurz währendes Ereignis (Abb. 6). Der Fruchtkörper, der naturgemäß von einer membranösen Peridie umgeben wird, platzt an mehreren Stellen durch hygroskopische Bewegungen – möglicherweise Quellmechanismen – auf und entlässt schrittweise Tausende von etwa 10 µm messenden runden Sporen.

3. Präparation – Fixierung der Plasmodien

Auf dem Titelbild wird ein etwa handtellergroßes Plasmodium wiedergegeben. Dieses Plasmodium befand sich ebenfalls in der anfangs beschriebenen Senke im Berliner Grunewald. Das Plasmodium stellt den nicht-zellulär gegliederten, zellwandlosen Vegetationskörper der Myxomyceten dar. Es ist vielkernig (polyenergid), wobei jeder Zellkern seine eigene Beeinflussungszone besitzt. Da die Zellkerne sich synchron teilen, sind Plasmodien ein interessantes Objekt zum Studium des Zellzyklus.
Das Plasmodium ist stark von Adern durchzogen (Titelbild). Im vorliegenden Fall erkennt man zwei Hauptadern, die miteinander in Verbindung stehen. Über diese Adern hält das Plasmodium Kontakt zu seinen anderen Bereichen. Weiterhin dienen die Adern dem Stofftransport. Unter dem Binokular lässt sich in den Adern eine lebhafte, hin- und herpendelnde Protoplasmaströmung (Pendelströmung) beobachten, welche der Verteilung der Nahrungsstoffe und der amöboiden Fortbewegung dient. Vor Ort wurde mit einem Skalpell aus der oberen Hauptader ein Stück herauspräpariert und direkt in 2,5% GA gegeben. Im Institut erfolgte dann die eingangs beschriebene Präparation der Probe. Die isolierte Ader hat einen Durchmesser von einem Millimeter und weist eine zerfurchte Oberfläche auf (Abb. 7). Im oberen linken Bildteil erkennt man eine davon abzweigende kleinere Ader. Im umgebenen Plasmodium sind Einbuchtungen (Invaginationen) sichtbar.

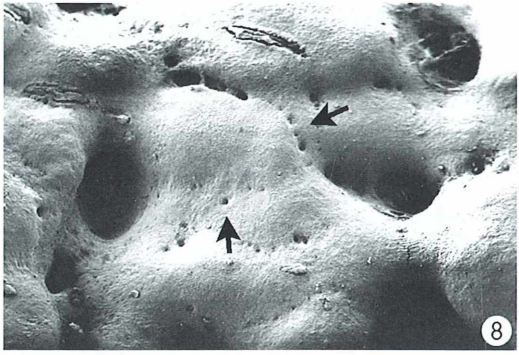


Abb. 7 und 8: Dargestellt sind Teile des Plasmodiums von der Umschlagabbildung. – Abb. 7: Plasmodium mit Ader. Vergr. 13fach. – Abb. 8: Erkennbar sind kleinere Invaginationen (Pfeile), die Anfangsstadien der Nahrungsaufnahme (Endocytose) darstellen. Vergr. 30fach.

Ein Ausschnitt aus einem solchen Vegetationskörper ist in Abbildung 8 dargestellt. Das Plasmodium besteht bei den nicht-zellulären Myxomyceten aus einer einzigen polyenergiden Riesenzelle, die über die soeben beschriebenen Adern den Kontakt innerhalb der entfernten Bereiche herstellt und Informationen über die Umwelt, zum Beispiel über das Nahrungsangebot, weitergibt. Es hat eine glatte Oberfläche, in die größere und kleinere Invaginationen eingelassen sind. Die voluminöseren Einbuchtungen haben einen Durchmesser von circa 0,3 mm und sind nebeneinander angeordnet. Sie würden sich in der Natur weiter vergrößern und anschließend verbinden, sodass zwischen diesen Arealen eine neue Ader entstehen könnte. Die kleineren Einbuchtungen dienen hingegen zur Aufnahme von Nahrung und stellen somit Stadien der Endocytose dar.

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

Literaturhinweise

Baumann, K.: Schleimpilze in ihrem Lebensraum. Film D 1677 des IWF, Göttingen 1988.

Neubert, H., Nowotny, W., Baumann, K.: Die Myxomyceten Deutschlands und des angrenzenden Alpenraumes unter besonderer Berücksichtigung Österreichs. Band 1. Ceratiomyxales, Echinosteliales, Liceales, Trichiales; Band 2. Physarales; Band 3. Stemonitales. Baumann Verlag, Gomaringen 1993, 1995, 2000.

Olive, L.: The Mycetozoans. Academic Press, London 1975.

Sitte, P., Weiler, E. W., Kadereit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C.: Strasburger – Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002.

Stephenson, S. L., Stempen, H.: Myxomycetes – A handbook of slime molds. Timber Press, Portland 2000.

http://www.bgbm.org/BGBM/museum/expo/2003_2/

http://www.plant.uga.edu/mycology-herbarium/myxogal.htm#arcden1

Verfasser: Christine Kanow-Scheel, Jacqueline Heidemann und Dr. Norbert Hülsmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, AG Protozoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin; e-mail: ch.kanow@arcor.de, jacqueline_heidemann@yahoo.com, hulsmann@zedat.fu-berlin.de.

Mikro-Lyrik

Ein Buch zu(m) Schwärmen

Die im MIKROKOSMOS behandelten Themen sollten einen Bezug zum mikroskopischen oder makroskopischen Bereich aufweisen. Fachbücher über Einzeller und kleine Vielzeller gibt es zahlreiche, ebenso Fachbücher zu Präparierverfahren und optischen Techniken. Ich möchte dagegen auf einen Roman zu sprechen kommen.

Das 998 Seiten mächtige Werk von Frank Schätzing heißt *Der Schwarm* und wurde 2004 vom Verlag Kiepenheuer und Witsch herausgegeben. In diesem äußerst spannenden Monumentalwerk bringen Tierattacken und Umweltkatastrophen die Welt an den Rand des Zusammenbruchs – Wale attackieren gezielt Schiffe und Menschen, Schwärme von giftigen Quallen führen zu Todesfällen, der Kontinentalabhang rutscht aufgrund von Massen sich in den Boden fressender Würmer ab und ruft riesige Wellen hervor, die halb Europa vernichten usw. Die Gründe dafür bleiben zunächst rätselhaft. Gibt es einen Zusammenhang zwischen all diesen seltsamen Vorkommnissen? Dann treten die ersten Einzeller auf den Plan. Ein Koch stirbt unter mysteriösen Umständen, nachdem ein Hummer vor seiner Nase regelrecht explodiert war. Ein Wissenschaftler fand in den Resten einen toxischen, sehr aggressiven Dinoflagellaten, der *Pfiesteria piscicida* ähnlich war, ein Einzeller, der bei Massenentwicklung Fischsterben hervorrufen kann. Das nun gefundene Wesen allerdings hatte sich anscheinend auf die Vergiftung von Menschen spezialisiert.

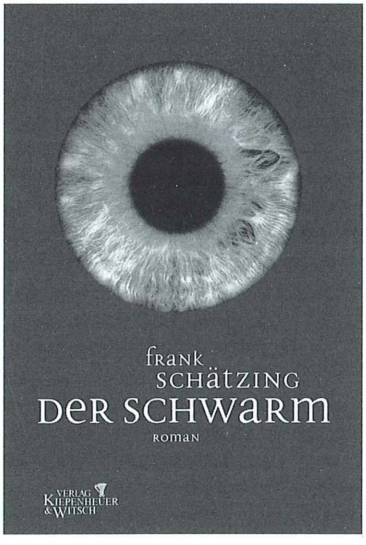


Abb. 1: Umschlagbild von Frank Schätzings Roman *Der Schwarm*.

Aber das war nur ein kleiner Teil der Wahrheit. Einigen Wissenschaftlern fiel schließlich auf, dass sich in allen seltsam verhaltenden Tieren statt innerer Organe eine Gallerte mit tödli-

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

chen Eigenschaften befand. In einem Versuchsbecken eines Sicherheitslabors wird solche Gallerte aus infizierten Krabben frei gesetzt: *Der Panzer brach auf. Etwas Milchiges flutschte nach draußen und hing einen Moment zitternd über dem zerstörten Tier. „Mein Gott" entfuhr es Oliveira. Das Ding hatte mit nichts Ähnlichkeit, weder mit einer Qualle noch mit einem Tintenfisch. Es war ganz und gar formlos.* Die Gallerte war nichts Totes, sondern bestand aus eigenständigen, äußerst formvariablen Wesen, denen *Pfiesteria* nichts anhaben konnte. Die Erkenntnis der Wissenschaftler: *Die Gallerte steuert die Krabben, die Pfiesterien sind die Fracht.*

Neben einer Terrorismus-Theorie zur Erklärung der seltsamen Tierattacken und Katastrophen könnte auch unbekanntes, intelligentes Wesen dafür verantwortlich sein, wie Dr. Johanson zu beweisen versuchte. Konnten die Gallertwesen diese Yrr genannten Unbekannten sein? Aber, wie die Biologin Dr. Oliviera erschüttert herausfand, war die Gallerte noch nicht einmal ein einziger Organismus, sondern bestand aus einem Kollektiv von Amöben: *„Blödsinn" zischte Oliviera. „Du verarscht mich doch Kleines. Hast dich verkleidet. Siehst aus wie eine Amöbe. Ich glaub dir nichts, ich glaub dir gar nichts! Was zum Teufel bist du wirklich?"* Können Einzeller denn intelligent und vor allem kollektiv handeln? Versuche zur Kontaktaufnahme brachten jedenfalls ein erstaunliches Ergebnis. Wenn die Yrr intelligente Einzeller sind, haben sie dann ähnliche Wertvorstellungen wie die Menschheit? Kann man sie durch Kontaktaufnahme zur Einstellung der Vernichtungsattacken bewegen? Ob und wie die Menschheit vielleicht gerettet werden kann, müssen Sie schon selber nachlesen. Ich möchte nicht alle Geheimnisse des Mikrokosmos der Weltmeere preisgeben. Viel Spaß und gute Nerven beim Lesen. Vielleicht sehen Sie die Einzeller unter ihrem Mikroskop nun auch mit anderen, möglicherweise etwas ängstlichen Augen.

Renate Radek, Berlin

Kurze Mitteilung

Haare auf Birkenblättern

Trichome sind vielzellige Haare, die aus einer Epidermiszelle entstehen. Von diesen drüsigen Haaren, die durch Streckungs- und Teilungswachstum aus einer Initialzelle entstehen, werden Flavonoid-Glykone abgesondert, deren Funktion nicht genau bekannt ist. Eine lichtmikroskopische Untersuchung der Zahl der Trichome während der Blattentwicklung bei drei Birkenarten ergab, dass die Dichte der drüsigen und der nicht-drüsigen Haare sich während der Blattstreckung drastisch ändert, während die totale Anzahl der Trichome nach der frühen Entwicklung der Blätter konstant blieb. Die glandulären (drüsigen) Trichome differenzieren sich bereits vor der Epidermis. Sie sekretieren nur während einer relativ kurzen Periode von 1–2 Wochen, nämlich während der Blattentfaltung. Danach funktionieren sie als Vorratszellen in der postsekretorischen Phase. In ihnen werden Lipidtropfen und anderes osmophiles Material, wahrscheinlich Phenole, angehäuft. Die Konzentration dieser Oberflächen-Flavonoide nimmt mit dem Alter der Blätter ab. Die Gesamtmenge der Flavonoide der Blätter ist bei den verschiedenen Birkenarten verschieden und korreliert mit der Dichte der Trichome an der Blattoberfläche. Daraus kann man schließen, dass die Trichome an der Produktion der Flavonoide teilhaben. Die rasche Abnahme der Dichte der sekretierenden Haare per Einheit Blattoberfläche mit dem Blattalter und die Abnahme der Konzentration der Flavonoid-Aglykone suggeriert, dass sie eine funktionelle Rolle in den frühen Stadien der Entwicklung der Birkenblätter haben.

Literaturhinweis

Valkama, E., Salminen, J.-P., Koricheva, J., Pihlaja, K.: Changes in leaf trichomes and epicuticular flavonoids during leaf development in three birch taxa. Annals of Botany *94*, 233–242 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Treffen von Mikroskopie-Experten aus ganz Deutschland am 16. Dezember in Göttingen

Trotz der großen zeitlichen Nähe zu den Weihnachtsfeiertagen, lockte das PhotonicNet-Mikroskopieforum auch in diesem Jahr wieder über 80 Besucher aus ganz Deutschland nach Südniedersachsen (Abb. 1–3). Sie kamen, um sich über neue Gerätetrends und Applikationsmöglichkeiten modernster lichtmikroskopischer Verfahren in den Lebenswissenschaften zu informieren (Abb. 4). Im Mittelpunkt des Forums *LifeScience Mikroskopie* standen vor allem aktuelle Trends der Auflösungserhöhung, des Fast Imaging sowie weiterer technologischer Verbesserungen für die Forschung an lebenden Objekten.

Um in die Tiefen lebender Zellen vordringen zu können und hier molekularen Prozessen auf die Spur zu kommen, lautet das oberste Ziel in der Lichtmikroskopie die Überwindung der Beugungsbegrenzung. In der Abteilung NanoBiophotonik von Prof. Stefan Hell am MPI für biophysikalische Chemie (MPI BPC) geht man seit zwei Jahren entscheidende Schritte in diese Richtung: Die Erhöhung der numerischen Apertur durch kohärente Verwendung von zwei sich gegenüberliegenden Objektiven liefert einen fokalen Spot (Leuchtfleck) mit einer um den Faktor 5 bis 7 höheren Auflösung entlang der optischen Achse. Mit dieser so genannten 4Pi-Technologie konnten bereits 3D-Bilder von lebenden Säugerzellen mit einer Auflösung im Bereich von 100 nm erzielt werden. So verwies Dr. Egner in seinem Vortrag auf eine aktuelle Studie mit der Hals-Nasen-Ohren-Abteilung der Universitätsklinik Göttingen, bei der Prozesse an Haarzellen im Innenohr von Mäusen untersucht werden.

Durch Verwendung stimulierter Emission nach dem RESOLFT-Prinzip konnte in einem zweiten Schritt eine klare Überwindung der beugungsbedingten Auflösungsgrenze erreicht werden. Mit dieser so genannten STED-Mikroskopie wurden im Experiment bereits einzelne Moleküle im Abstand von 62 nm differenziert.

Leica Microsystems hat in diesem Jahr die 4Pi-Technik in ein kommerzielles Gerät umgesetzt. Wichtig war dem Wetzlarer Unternehmen vor allem, ein

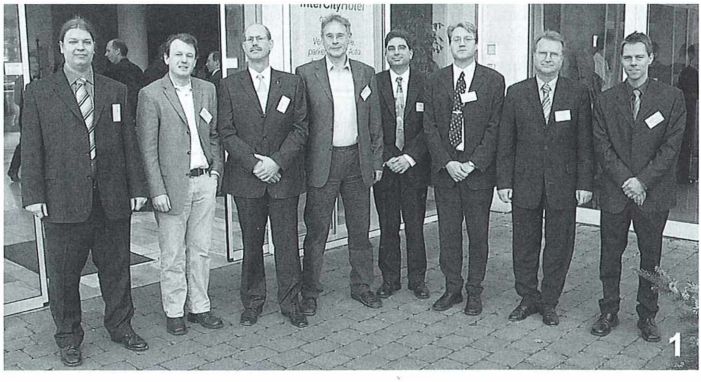


Abb. 1: Mikroskopie-Experten beim Treffen in Göttingen. Von links S. Seiffert (TU Clausthal), Dr. A. Egner (MPI BPC), Dr. T. Zapf (Leica Microsystems), Prof. Dr. R. Uhl (LMU München), Dr. M. Vogel (Uni Heidelberg), Dr. M. Zölffel, Dr. B. Faltermeier, R. Hessling (alle Carl Zeiss) – auf dem Bild fehlen Dr. R. Nitschke (Uni Freiburg) und Dr. J. Klingauf (MPI BPC).

Abb. 2: Dr. M. Zölffel bei der Erläuterung von optischen Neuerungen der Firma Carl Zeiss. – Abb. 3: Teilnehmer beim Diskutieren.

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

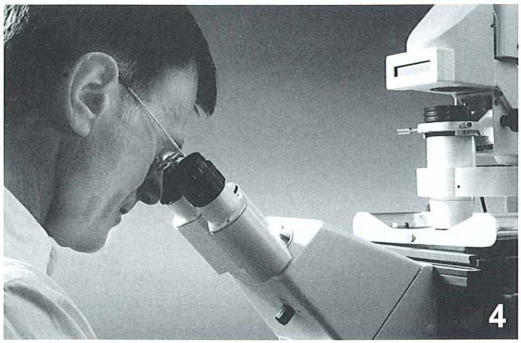


Abb. 4: Modernes Mikroskop in der Anwendung.

kompaktes Mikroskop zu bauen, das möglichst unabhängig von äußeren Störgrößen und für den Anwender leicht handhabbar ist. So ermöglicht das 4Pi-Mikroskop die Probeneinrichtung in nur 3–5 Minuten. 3D-Daten erhält man bereits nach 10 Minuten.
Derzeit im Einsatz und Erprobung ist das neue Leica-Mikroskop in der Malariaforschung sowie bei der detaillierten Untersuchung der Verteilung von Schlüsselproteinen innerhalb des Immunsystems.
Für die biomedizinische Forschung und Routine hat Carl Zeiss in jüngster Vergangenheit eine Vielzahl an Neuerungen entwickelt. So ermöglicht das Stereolumar V 12 durch seine besondere Lichtstärke ein Screening auch bei schwacher Vergrößerung, dargestellt an Bildern von embryonalen Nervenzellen eines Zebrafisches. Der Axio Imager ist speziell für das 3D-Imaging optimiert. Neue Neoplan-Objektive, eine sich selbst justierende Beleuchtung, die verbesserte Homogenität des Interferenzkontrastes und ein ganz neues TFT-Farbdisplay stehen in diesem System zur Verfügung.
Ein besonderes Highlight in der FluoresScience-Reihe stellt das neue LSM 5 Live dar, das durch seine große Sensitivität bei extrem hoher Geschwindigkeit für Untersuchungen dynamischer Prozesse in Zellen besonders geeignet ist. Das LSM 5 Live arbeitet mit sehr schnellen CCD-Detektoren, zwei Farben sind gleichzeitig detektierbar, und durch die hohe Zoomfähigkeit ermöglicht es eine gute Detailaussage.
Die spannende Fragestellung, welche Möglichkeiten die konfokale Mikroskopie bei der Betrachtung sehr schnell ablaufender Prozesse bietet, nahm auch Dr. Roland Nitschke vom Life Imaging Center der Universität Freiburg in seinem Vortrag auf. Fast Imaging kann aus unterschiedlichen Gründen sehr hilfreich sein, so zum Beispiel bei der Untersuchung von Ereignissen, die simultan oder in einem 3-dimensionalen Raum größer als das maximale Sehfeld ablaufen sowie bei der Betrachtung von Vorgängen von nur wenigen Millisekunden Dauer wie beispielsweise der Ca-Ausschüttung bei der elektrischen Reizleitung im Nerven.
Dr. Nitschke gab einen interessanten Überblick über Funktionsprinzipien und Fähigkeiten verschiedener Fast Imaging-Systeme – vom Einzelpunkt- über Mehrpunkt- (z.B. Nipkow-Scheiben) bis hin zu Linienscannern, aktuell verwirklicht im LSM 5 Live.
Prof. Brakenhoff von der Universität Amsterdam – in diesem Jahr Gast beim Forum LifeScience Mikroskopie – stellte bereits 1991 ein erstes SLIT-Scanning-System vor. An die Entwicklungsingenieure im Saal gewandt, wünschte sich der Biologe aus Freiburg für die Zukunft eine Kombination der aktuellen Geräte mit optischen Manipulatoren und eine Aufnahmegeschwindigkeit von mehr als 100 Bildern pro Sekunde.
Mit einer philosophisch anmutenden Einleitung stellte Prof. Uhl sein vollkommen neues Konzept der Imaging-Microscopy vor. Früher mussten Mikroskope nur ein möglichst gutes Bild auf der Netzhaut des Betrachters erzeugen. Heutige Hightech-Geräte sind mit unzähligem Zubehör ausgestattet, und – so die Meinung des Physiko-Biologen – auch häufig mit Gerätschaften, die teuer bezahlt, aber nicht unbedingt gebraucht werden.
Mit dem iMIC stellte Prof. Uhl ein sehr kompaktes Mikroskop vor, das modular und automatisiert konzipiert ist. Da es vollständig gekapselt arbeiten kann – beispielsweise durch die Kombination von einem Objektivwechsler mit einem Beam-Multiplexer, der bis zu acht verschiedene Anschlüsse selektieren kann – ist auch ein Einsatz im Sterilraum oder im Weltraum möglich. Und wenn eine feststehende Probe gescreent werden soll, bewegt sich eben das gesamte Mikroskop.
Für den leider kurzfristig erkrankten Professor Hyman sprang Dr. Klingauf von der Gruppe Mikroskopie der synaptischen Übertragung am MPI BPC ein. Er stellte eine weitere Möglichkeit zur Überwindung der Lichtbeugungsgrenze mittels Nahfeldmikroskopie im evaneszenten Feld vor: Die TIRF-Methode. Diese Methode beruht auf dem Prinzip der Totalreflektion an Grenzflächen – eine relativ alte Technik, die vor allem durch die seit wenigen Jahren verfügbaren hoch numerischen Objektive zu einer Renaissance gefunden hat. TIRF ist sehr wertvoll für die Beobachtung von Membranprozessen auf dem Niveau von Einzelorganellen oder -molekülen in lebenden Zellen. Erst mit TIRF konnte man zum Beispiel bei der Ausschüttung von Stresshormonen die Bewegung der dicht gepackten sekretorischen Granula sichtbar machen.
Zum Abschluss des Vortragsprogramms folgten zwei Berichte von Mikroskopanwendern: Der Vortrag von Dr. Vogel (Universität Heidelberg) erläuterte farbstofffreie Messungen von Aktivitätssignalen in Myofibrillen mit Hilfe eines kohärenten 2-Photonenprozesses (Second Harmonic Generation). Sebastian Seiffert vom Institut für Physikalische Chemie der TU Clausthal stellte die Anwendung der so genannten FRAP-Technik für die Bestimmung von Diffusionskoeffizienten dar. Diese Methode, in der Zellbiologie bereits gut bekannt, wird erst seit kurzem

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

angewendet, um ein tieferes Verständnis der Zusammenhänge zwischen den molekularen und makroskopischen Eigenschaften polymerer Stoffe zu erlangen. Die ausgewogene Teilnehmerschaft aus Industrie und Forschung nutzte das mit viel Raum für den direkten Austausch angelegte Vortragsprogramm zu angeregten Diskussionen. Die anschließende Führung durch das Göttinger Werk der Carl Zeiss Lichtmikroskopie bildeten den Schlusspunkt eines interessanten Tages und diente Vielen, zuvor Gehörtes in der praktischen Umsetzung bei einem der bedeutenden deutschen Mikroskophersteller zu sehen.

MIKROSKOPIA – Eine faszinierende Reise in die Mikrowelt

Wir möchten Liebhaber von farbigen Mikroskop-Auf- und Durchlichtfotos auf den 264 Seiten starken Bildband des MIKROKOSMOS-Autors Karl E. Deckart aufmerksam machen. Einige Beispielbilder der 214 selbst hergestellten, großformatigen Farbmikrobildern und ein Inhaltsverzeichnis des Buches können auf der Internetseite www.mikromakro.de/mikroskopia/ eingesehen werden. Kontakt zum Autor: Karl E. Deckart, Nürnberger Str. 55, D-90542 Eckental, e-mail: kontakt@mikromakro.de

Redaktion MIKROKOSMOS

Neue Medien

Bungart, S., Paris, F.: CliXX Histologie – Highlights aus dem Innenleben der Tiere.
1. Auflage 2004, Verlag Harri Deutsch, Frankfurt am Main 2004, CD-ROM mit 74-seitigem Begleitheft, € 26,80, ISDN 3-8171-1689-6.

Die CD-ROM und das illustrierte Begleitheft der beiden promovierten Zoologen sind primär als Unterrichtsmaterial für Schulen entwickelt worden, leisten aber auch Studenten und histologisch Interessierten gute Dienste. Zehn verschiedene Organsysteme (Haut, Blut, Immun- und Nervensystem, Sinnesorgane, Hormondrüsen, Atmungsorgane, Ernährung und Verdauung, Ausscheidungsorgane, Fortpflanzung) von Säugetieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen werden in Wort und Bild dargestellt. Zu jedem Themenbereich gibt es eine Reihe sehr schöner Fotos von vielfarbigen histologischen Präparaten. Eine Zuordnung der Strukturen im Bild wurde elegant gelöst: Geht man mit der Maus auf interaktive Fachwörter im Text, wird entsprechend die Struktur im Foto farbig unterlegt. Feinere Details können durch stärker vergrößerte Abbildungen oder Hineinzoomen ins Bild erkannt werden. Die Inhalte zum jeweiligen Thema werden außerdem durch einleitende Beschreibungen zu Aufbau und Funktion der Organsysteme und farbige Zeichnungen veranschaulicht. Die Strukturierung der CD-ROM ist sehr übersichtlich. So kann beispielsweise nach der Inhaltsangabe oder alphabetisch gesucht werden. Speziell für Schüler von Vorteil sind die Kapitel zu Grundlagen der Mikroskopie und den histologischen Färbetechniken sowie das Quiz zur Überprüfung des Gelernten. Sehr lobend zu erwähnen ist das ausführliche Begleitheft (mit Schwarzweiß-Abbildungen) zur CD, in dem Grundlegendes nachgelesen werden kann. Fazit: Die *CliXX-Histologie* ist ihr Geld wert.

Renate Radek, Berlin

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

Kurze Mitteilung

Allelopathie sichtbar gemacht

Unter Allelopathie versteht man die Erscheinung, dass Pflanzen, die miteinander im gleichen Raum wachsen, sich gegenseitig beeinflussen. Es kann sich dabei um die Wechselwirkung zwischen höheren Pflanzen der gleichen Art oder verschiedener Arten handeln, oder um die gegenseitige Beeinflussung von höheren Pflanzen (Blütenpflanzen) und niederen Pflanzen (z. B. Pilzen). Dieser Mechanismus spielt in der Natur eine große Rolle und wurde bisher nur für eine beschränkte Anzahl von Fällen näher untersucht. Offensichtlich spielen bei der Allelopathie Stoffwechselprodukte, die ausgeschieden werden, entweder in der Form von Gasen oder von wasserlöslichen Substanzen, eine große Rolle. Es sind also Wirkungsprinzipien, die der Konkurrenz um Nährstoffe und um Raum zugrunde liegen. Amerikanische Untersucher haben nun herausgefunden, warum eine aus Europa eingeschleppte Pflanzenart (*Centaurea maculosa,* Flockenblume, Familie Asteraceae), die bei uns nur auf Trockenhängen vorkommt, in Amerika einheimische Arten verdrängen konnte. Sie kamen zu der „Neue-Waffen-Hypothese", mit der das Vordringen der ökonomisch destruktiven exotischen Pflanzenart in Nordamerika erklärt werden kann. Die eingeschleppte Flockenblume wirkt auf einheimische Arten verheerend, weil sie einen allelopathisch wirksamen Stoff aus der Wurzel ausscheidet: Das (–)-Catechin. Dieser für konkurrierende Pflanzenarten toxische Stoff bewirkt in den Wurzelzellen empfindlicher Pflanzen die Produktion von reaktionsfreudigen Sauerstoffarten, welche eine geänderte Genreaktion auslösen, die zum Absterben der Wurzeln führt.

Die Wirkung des (–)-Catechins wurde an Wurzeln von *Centaurea diffusa*, der in Südosteuropa vorkommenden Sperrigen Flockenblume, mikroskopisch untersucht. Zugabe von 100 µM/ml führte zu einer charakteristischen Kondensation des Zytoplasmas. Diese Wirkung wurde zuerst in der meristematischen Zone der Wurzelspitze und dann in der zentralen Streckungszone sichtbar, wobei eine Kaskade dem Zelltod vorausgehender Erscheinungen an der Stelle aufwärts abliefen. Die Absterbestadien ließen sich mit dem Vitalfarbstoff Fluoresceindiacetat (FDA) verfolgen. Dieser Farbstoff wird von der lebenden Zelle aufgenommen, leckt aber aus der abgestorbenen Zelle aus, sodass diese ihre Fluoreszenz verliert. 600 Sekunden nach der Applikation von FDA haben die meristematischen Zellen ihre Fluoreszenz verloren, während ausgewachsene Zellen erst später, nach etwa 55 Minuten absterben. In den wachsenden Wurzelhaaren hört die Plasmaströmung fünf Minuten nach Zugabe von FDA auf, gefolgt vom Aufplatzen des Wurzelhaar-Apex.

Die Wurzeln von *Centaurea maculosa*, welche das (–)-Catechin ausscheiden, reagieren nicht auf diese organische Verbindung, die Ausgangsstoff für natürliche Gerbmittel ist.

Nähere Untersuchungen zeigen weiterhin, dass (–)-Catechin eine Welle von reaktivem Sauerstoff (reactive oxygen species, ROS) auslöst, die mit dem Fluoreszenzfarbstoff Dichlorfluorescein, DCF, mikroskopisch sichtbar gemacht werden kann. Zugabe von (–)-Catechin führt innerhalb von 10 Sekunden in den Wurzeln von *C. diffusa* zu einem Anstieg von ROS, nicht aber in den unempfindlichen Wurzelzellen von *C. maculosa*. Im Gegensatz dazu bewirkt die Zugabe von (+)-Catechin weder einen Anstieg von ROS, noch führt diese zum Zelltod. Da nach (–)-Catechin-Behandlung auch der Gehalt an Ca^{++} in den *C. diffusa*-, nicht aber in den *C. maculosa*-Wurzeln ansteigt, wird angenommen, dass Kalzium eine auslösende Funktion auf die phytotoxische Kaskade hat, die zum Zelltod führt.

Diese Untersuchungen geben einen Einblick in den molekularen Mechanismus der Allelopathie.

Literaturhinweis

Bais, J. P., Vepache, R., Gilroy, S., Callaway, R. M., Vivanco, J. M.: Allelopathy and exotic plant invasion: From molecules and genes to species interactions. Science *301*, 1377–1380 (2003).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Mikro-Einsteiger

Optische Aufheller: Leuchtende Werkzeuge für die Mikroskopie Teil 1: Mechanismen und Substrate der Fluorochromierung

Eberhard Schnepf

Optische Aufheller sind Fluorochrome, die in der Mikroskopie benutzt werden können, um verschiedene Polysaccharide anzufärben. Sie binden fest und orientiert an die Zuckerketten, so dass sie bei gut ausgerichteten Fibrillen das Phänomen der Difluoreszenz zeigen. Im ersten Teil dieser Serie wird der Mechanismus der Färbung erklärt und an einigen Beispielen gezeigt, dass sie nicht nur ß-1,4-verknüpfte Polysaccharide wie Zellulose und Chitin, sondern auch das ß-1,3-Glucan Callose und andere ß-gebundene Polysaccharide anfärben.

Optische Aufheller „vertreiben den Gilb", machen die „Wäsche strahlend weiß", „machen Schluss mit vergilbten Gardinen", lassen im Schwarzlicht der Disco (mit hohem UV-Anteil) weiße Hemden und Blusen hell bläulich-weiß strahlen. Bei Tageslicht, das ja auch UV enthält, überdecken diese Strahlen gelbliche Verfärbungen von Leinen, Baumwolle und Papier, aber auch von Seide und von Polyamidfasern. Optische Aufheller sind daher Bestandteil vieler Waschmittel. Einer Internet-Notiz der Universität Jena kann man entnehmen, dass heute etwa 400 verschiedene optische Aufheller produziert werden, mit einer Gesamtmenge von 33.000 t pro Jahr. Viele Waschmittel enthalten Gemische von optischen Aufhellern zu etwa 0,1–0,3% (Torp-Patragst, 2002).

Wie wirken optische Aufheller?

Optische Aufheller müssen zwei Eigenschaften haben. Sie müssen 1. bei Anregung mit kurzwelligem Licht (UV) ein langwelligeres, weißblaues Licht (Wellenlänge 400–500 nm) abstrahlen und sie müssen 2. fest an die Textilfasern binden, dürfen bei einer Wäsche oder bei Regen nicht ausgewaschen werden, aber die Fasermoleküle auch nicht angreifen.

Die erste Eigenschaft beruht darauf, dass die optischen Aufheller aus Molekülen mit einem ausgeprägten System von konjugierten Doppelbindungen bestehen. Ein Beispiel gibt Abbildung 1, die ein Stilben-Molekül zeigt. Etwa 80% aller optischen Aufheller sind Stilben-Derivate. Sie binden an verschiedene ß-glycosidisch verknüpfte Polysaccharide wie Zellulose, Chitin und Callose. Das Molekül ist flach, hat die Form eines länglichen Brettes, und die konjugierten Doppelbindungen liegen in der Brettebene. Wird dieses Molekül von kurzwelligem Licht getroffen, das längs in dieser Ebene schwingt, werden Elektronen auf ein höheres Energieniveau angehoben. Beim Zurückfallen in den Grundzustand strahlen sie ein langwelliges Licht ab, das in der Molekülebene

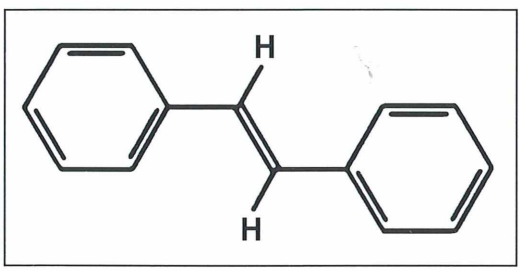


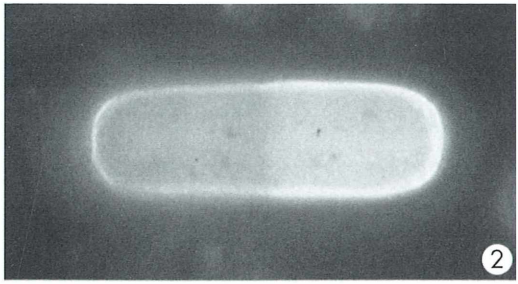
Abb. 1: Grundgerüst eines Stilben-Moleküls.

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

schwingt. Strahlen, die auf die Molekülfläche oder auf die schmale Kante des Moleküls treffen, bleiben wirkungslos, ein Phänomen, das als Difluoreszenz bezeichnet wird (Frey-Wyssling, 1976). Es ist also möglich zu prüfen, ob und wenn ja wie die Farbstoffmoleküle orientiert sind (Herth und Schnepf, 1980).
Es gibt auch natürlich vorkommende optische Aufheller, sekundäre Pflanzenstoffe wie die Cumarin-Derivate Aesculin in der Rosskastanie (*Aesculus hippocastanum*) und Fraxin in der Esche (*Fraxinus excelsior*). Sie lassen sich leicht aus frischen Schnittflächen auswaschen und wurden früher auch als Weißmacher verwendet (Torp-Patragst, 2002). Sie binden aber nicht oder nicht fest genug an Textilfasern und sind nicht sehr lichtecht. Sie werden deshalb heute nicht mehr verwendet.

Optische Aufheller in der Mikroskopie

Optische Aufheller sind nützliche Werkzeuge für die Mikroskopie. Man kann sie benutzen, um Polysaccharide in pflanzlichen Zellwänden zu lokalisieren und man kann mit ihnen die Ausrichtung der Fibrillen feststellen. Voraussetzung ist, dass die Polysaccharid-Moleküle für den Farbstoff zugänglich sind. Man kann also auch prüfen, ob das der Fall ist. Aufhellungsmittel wie Chloralhydrat und Phenol lösen die Farbstoffe wieder ab, nicht hingegen Glycerin oder Alkohol.
Man braucht ein Fluoreszenzmikroskop mit einer UV-Lichtquelle, am besten mit Auflichtbeleuchtung. Bei den nachfolgenden Färbungsbeispielen habe ich mit dem Filtersatz G 365, FT 395, LP 420 gearbeitet und in der Regel das Stilben-Derivat Tinopal LPW von Ciba Geigy in gesättigter wässriger Lösung verwendet. Tinopal-Kristalle fluoreszieren gelblich, Tinopal adsorbiert an Polysaccharide jedoch bläulichweiß. Ähnliche Färbungsergebnisse erhält man aber auch mit Calcofluor White und mit Waschmitteln, die optische Aufheller enthalten, wie Persil oder Dato (Abb. 2 und 3). Mit Schwarz-Weiß-Abbildungen lässt sich die charakteristische Tinopal-Fluoreszenz oft nicht klar zeigen. Um auch die Umgebung der fluoreszierenden Strukturen sichtbar zu machen, habe ich bei den Fotografien manchmal dem UV-Licht etwas langwelligeres Licht beigemengt.
Zur Analyse von Difluorenzenz verwendet man durch einen Filter polarisiertes UV-Licht oder



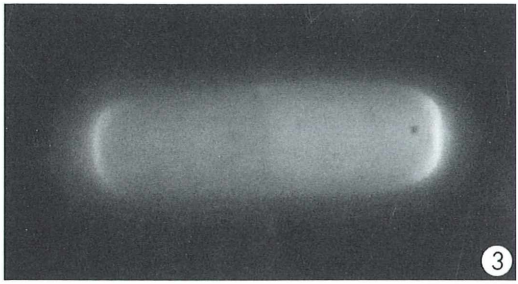


Abb. 2 und 3: *Cylindrocystis*, leere Zellwand, angefärbt mit (dem optischen Aufheller von) Persil, UV. In Abbildung 3 hat ein Analysator das Ost-West schwingende Licht nicht durchgelassen. Vergr. 660fach.

besser, man filtert das emittierte Fluoreszenzlicht mit einem Polarisationsfilter. In beiden Fällen erscheinen die Moleküle dunkel, deren Längskanten parallel zur Absperrrichtung des Polarisationsfilters stehen, ähnlich wie beim Dichroismus. Für dichroitische Färbungen von Polysacchariden, die auf denselben Bindungsmechanismen beruhen, nimmt man gern Congorot. Die Stilbene adsorbieren fest an die Polysaccharid-Moleküle und sind dann mit ihrer Längsachse parallel zur Fibrillenrichtung orientiert (Harrington und Raper, 1968). Farbstoff-Moleküle, deren schmale lange Kanten parallel zur Schwingungsrichtung der einfallenden Lichtstrahlen stehen, emittieren Licht, das in Fibrillenrichtung schwingt. Adsorbierte Farbstoff-Moleküle, deren Flachseite quer zum einfallenden Licht liegt, werden nicht angeregt.
Die Abbildungen 2 und 3 zeigen leere Zellulose-Zellwände der Desmidiacee *Cylindrocystis* gefärbt mit Persil, Abbildung 2 ohne, Abbildung 3 mit einem Polarisationsfilter aufgenommen, das Ost-West schwingendes Licht nicht durchlässt. Die Ost-West orientierten Zellkanten, und nur die, leuchten in Abbildung 3 nicht mehr. Hier sind also alle Farbmoleküle, die erregt werden können, in Ost-West Rich-

tung orientiert. Nur an den Nord-Süd orientierten Kanten und, in geringerer Menge, in den Zellflächen, gibt es leuchtende Farbstoffmoleküle. Die Zellulose-Fibrillen liegen also in Streutextur vor.

Störungen der Färbung durch Eigenfluoreszenz

Bei allen Fluorochromierungs-Versuchen sollte man sich vergewissern, ob die Fasern nicht schon mit Waschmitteln aufgehellt wurden und ob die Strukturen von Natur aus fluoreszierende Stoffe enthalten, also Eigenfluoreszenz zeigen. Eine weißliche (nicht weißlich-blaue) Eigenfluoreszenz haben zum Beispiel die Zellwände von Torfmoos-(*Sphagnum*-)Blättchen (Abb. 4). Die natürlichen Weißmacher-Moleküle scheinen aber hier nicht an die Zellulose adsorbiert zu sein, sondern an Moleküle der Wandmatrix, denn das emittierte Fluoreszenzlicht ist nicht polarisiert. Außerdem lässt sich die *Sphagnum*-Zellulose auch noch mit Tinopal färben, und diese Färbung zeigt dann Difluoreszenz, die allerdings schlecht erkennbar ist. Die Färbbarkeit hängt von der *Sphagnum*-Art und vom Alter der Blättchen ab. Junge Pflanzenteile absorbieren weniger Tinopal als alte.

Welche Polysaccharide lassen sich mit optischen Aufhellern fluorochromieren?

Zellulose
Bei den Zellwänden von Desmidiaceen (Abb. 2 und 3) und von *Sphagnum* ist Zellulose das dominierende Strukturpolysaccharid. Zellulose ist ein ß-Glucan in 1,4-Bindung. Ähnlich problemlos wie diese Wände lassen sich die aus Zellulose bestehenden Loricae der chrysomonadalen Alge *Dinobryon* (Abb. 5) und die Wände anderer Desmidiaceen anfärben. Bei fädigen Konjugaten wie *Spirogyra* und *Mougeotia* und bei vielen anderen Algen färben sich aber die Längswände von lebenden Zellen nur schlecht, die Querwände meist besser. In den Längswänden hat das Tinopal anscheinend nur schlecht Zutritt zur Zellulose.
Auch die mikrokristalline Zellulose, die Hilfsmittel in vielen Tabletten wie beispielsweise in ASS-ratiopharm 100 und in Sirdalud von Novartis ist, lässt sich mit Tinopal anfärben, obwohl hier mikroskopisch keine Fibrillen zu erkennen sind.

Schleime
Keine Probleme wegen einer Inkrustierung oder Eigenfluoreszenz gibt es bei Schleimen. Bei dem zähen, klebrigen Samenschleim aus dem Pericarp von Misteln besteht er aus feinen Fibrillen, die teilweise zu mehr oder weniger dicken Bündeln zusammengefügt sind (Abb. 6). Diese Bündel sind in situ meist mehr oder weniger stark schraubig aufgewunden, werden beim Präparieren aber oft gestreckt, wodurch die Windungen steiler werden oder ganz verschwinden

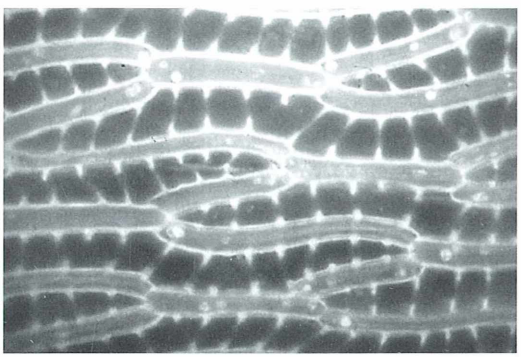


Abb. 4: Eigenfluoreszenz (UV) der Zellwände in einem *Sphagnum*-Blättchen. Vergr. 510fach.

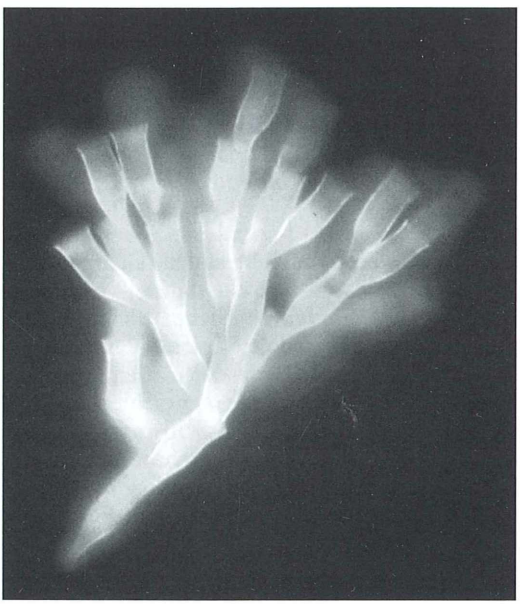
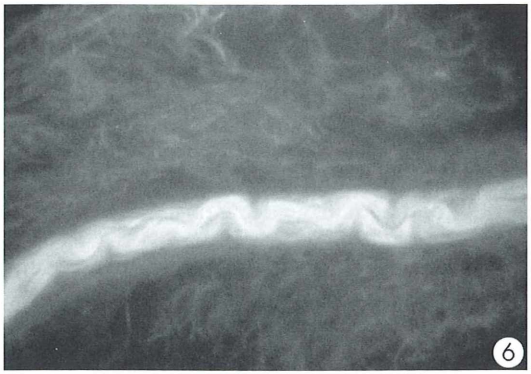


Abb. 5: Leere Loricae von *Dinobryon*, fluorochromiert mit Tinopal, UV. Vergr. 590fach.

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



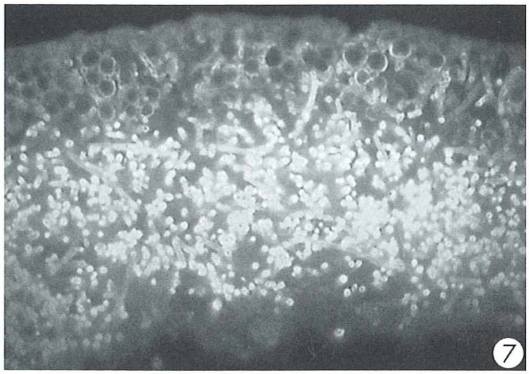


Abb. 6: Samenschleim der Mistel, fluorochromiert mit Tinopal, UV. Vergr. 175fach. – Abb. 7: Querschnitt durch den Thallus der Flechte *Physcia*, fluorochromiert mit Tinopal, UV. Starke Fluoreszenz der Pilzhyphen im Mark; bei den coccalen Grünalgen in der Rinde (oben) fluoresziert nur (schwach) die Zellwand. Vergr. 190fach.

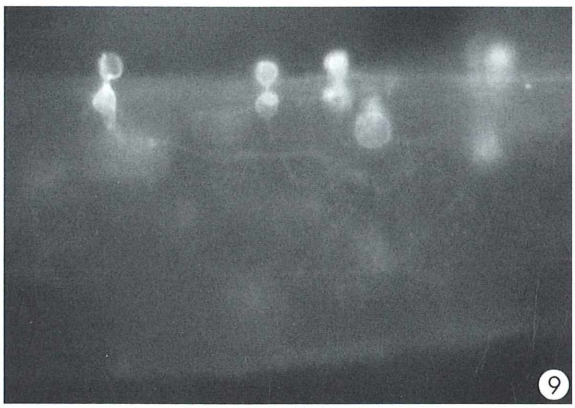


Abb. 8: Pilzhyphen auf dem Blatt einer Christrose, fluorochromiert mit Tinopal. Vergr. 480fach. – Abb. 9: *Chytridium lagenarium*, mit feinen Haustorien parasitierend auf *Vaucheria*, fluorochromiert mit Tinopal, UV. Vergr. 600fach.

können: Der Schleim zieht Fäden. Die Fibrillen zeigen Difluoreszenz, wodurch die schraubige Struktur der Bündel deutlicher sichtbar gemacht werden kann. Die Samenschleim-Fibrillen der Mistel werden von den Zellen des Pericarp in Interzellularräume abgeschieden. Auf die Fluorochromierung der Schleimhaare von *Collomia*-Samen habe ich schon in einem früheren MIKROKOSMOS-Artikel hingewiesen (Schnepf, 2000).

Chitin

Die Zellwände von Oomyceten bestehen auch aus Zellulose, bei den Mycobionta, zu denen die Chytridien, die Ascomyceten und die Basidiomyceten gehören, überwiegend aus Chitin. Das ist ein Polymer aus N-Acetylglucosamin-Einheiten, wie bei der Zellulose in ß-1,4-Bindung. Chitin ist manchmal, wie beispielsweise bei Hefen, mit Glucanen assoziiert, die überwiegend mit ß-1,3-Bindungen verknüpft sind (Rogers and Perkins, 1968). Beide, Chitin und auch das Glucan, adsorbieren Tinopal und Calcofluor (Kopecka and Gabriel, 1992). Die Wände von Pilzhyphen und Haustorien müssen ja recht permeabel sein, um den Austritt von zersetzenden Enzymen und die Aufnahme organischer Nährstoffe zu ermöglichen. Sie lassen sich deshalb in der Regel gut mit optischen Aufhellern anfärben. Die Wände von Sporen

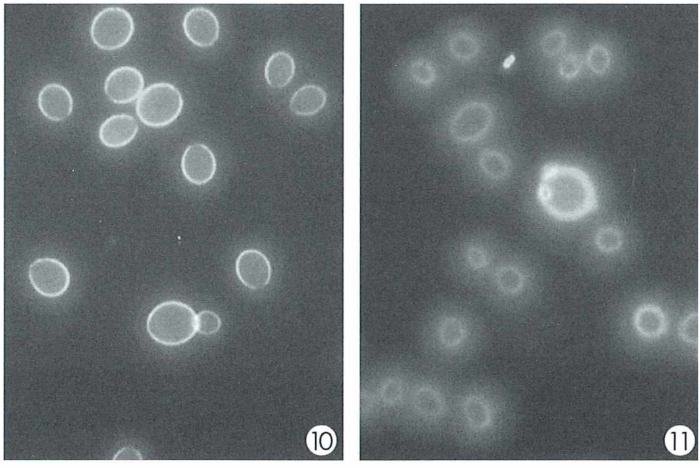


Abb. 10 und 11: Bäckerhefe, fluorochromiert mit Tinopal, UV. In Abbildung 10 starke Fluoreszenz in der Verbindung zwischen Mutterzelle und Knospe; in Abbildung 11 eine Zelle mit ringförmigen Knospennarben. Vergr. 970fach.

der Mycobionta werden hingegen oft nur schlecht fluorochromiert. Das Chitin von Insekten ist so dicht umhüllt, dass die Farbstoffe nicht adsorbieren können.
Die Wände der meist zu den Ascomyceten gehörenden Flechtenpilze adsorbieren Tinopal gut (Abb. 7), ebenso wie die des nicht identifizierten Pilzes auf einem Christrosenblatt von Abbildung 8, der sicherlich Chitinwände hat. Er wäre ohne die Anfärbung kaum sichtbar. Mit optischen Aufhellern lassen sich also leicht und sicher pilzliche Parasiten entdecken (Müller und von Sengbusch, 1983; Schnepf, 1999). In Abbildung 9 handelt es sich um *Chytridium lagenaria*, das mit sehr feinen Haustorien auf der Alge *Vaucheria* parasitiert. Die gute Fluorochromierbarkeit von Pilz-Zellwänden ermöglicht es, Mycosen auch beim Menschen sicher nachzuweisen (Torp-Patragst, 2002). Um Matrix-Substanzen zu entfernen, die eventuell die Adsorption des Farbstoffes beeinträchtigen könnten, behandelt man die Gewebsproben vorher mit 20% Natronlauge.
Bei der Bäckerhefe färbt sich besonders intensiv die Narbe an, die an der Mutterzelle bei der Abschnürung einer Knospenzelle entsteht (Abb. 10 und 11). Es handelt sich hier um eine Chitin-Scheibe mit einem ringförmigen Rand (Muzzarelli, 1977; Holan et al., 1981). Die Wände von toten Hefezellen fluoreszieren viel heller als die von lebenden Zellen.

Callose
Weil Tinopal und Calcofluor – sowie die optischen Aufheller in Persil und Dato und wie Congorot – auch an Glucane in ß-1,3-Bindung

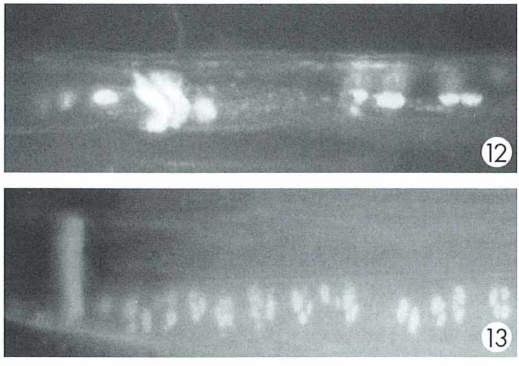


Abb. 12 und 13: Siebröhren von *Clematis vitalba*, fluorochromiert mit Tinopal, UV; mit stark fluoreszierender Callose, viel auf der Siebplatte am Zellende (Abb. 12) und weniger auf den lateralen Siebplatten (Abb. 13). Vergr. 590fach.

adsorbieren (Kopecka und Gabriel, 1997), färben sie auch Callose. Die Abbildungen 12 und 13 zeigen Siebröhren von *Clematis vitalba*. Die Siebplatte an der Endwand hat einen dicken Callose-Belag. Etwas schwächere Ablagerungen gibt es an den seitlichen Siebplatten. Die Callose fluoresziert viel intensiver als die Zellulose in den Zellwänden. Vermutlich bilden die Callose-Moleküle feinere Fibrillen (wenn überhaupt) als die Zellulose-Moleküle und können deshalb viele Fluorochrom-Moleküle adsorbieren.

Gummi aus Hexosen, Pentosen und Uronsäuren
Manche Pflanzen bilden nach Verwundung ein zähflüssiges, klebriges, quellfähiges Gummi

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

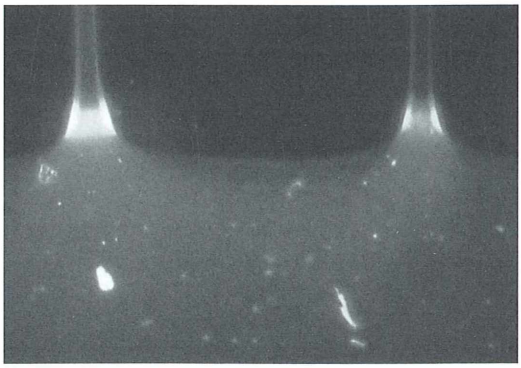


Abb. 14: Kirschgummi, ausgezogen zu Fäden und im unteren Bildteil überdeckt mit einer Tinopallösung, durch die das Gummi völlig verquollen ist. Hier schwache diffuse Fluoreszenz und einige stark leuchtende Zellwandreste; am Übergang zu den unverquollenen Fäden starke Fluoreszenz, UV. Vergr. 420fach.

aus, das aus Polysacchariden besteht, deren Bausteine Hexosen (z.B. Rhamnose), Pentosen (z.B. Arabinose) und Uronsäuren sind (Franke, 1985). Das von Kirschbäumen ausgeschiedene Kirschgummi lässt sich mit Tinopal fluochromieren. Es ist allerdings nicht ganz leicht, das zu zeigen. Am besten gelingt es, wenn man das vom Baum abgeschnittene Gummistück befeuchtet und knetet, bis man daraus Fäden ziehen kann. Diese Fäden zieht man über einen Objektträger, lässt sie trocknen und bedeckt sie teilweise dünn mit einer Tinopal-Lösung. Unter der Lösung verquellen die Fäden, es gibt hier nur eine schwache, diffuse Fluoreszenz und man erkennt hier angefärbte Zellwandreste, die beim Herausdringen des Gummis mit herausgerissen wurden. Am Rande des Flüssigkeitsfilms quellen die Fäden etwas auf und färben sich hier intensiv an (Abb. 14). Die Makromoleküle des Kirschgummis haben sich offensichtlich nicht zu Fibrillen zusammengelagert. Optische Aufheller, die sich von Stilbenen ableiten lassen, binden also an verschiedene ß-gebundene Polysaccharide, und solche Polysaccharide dürften auch im Kirschgummi vorhanden sein.

Zellkerne

Tinopal färbt manchmal auch Zellkerne und besonders die Nukleolen an. Voraussetzung dafür ist, dass die Zelle fixiert oder geschädigt ist, so dass die Plasmamembran das Eindringen des Farbstoffes nicht mehr verhindert.

Im demnächst folgenden Beitrag soll an einigen weiteren Beispielen gezeigt werden, was man mit optischen Aufhellern entdecken kann.

Literaturhinweise

Franke, W.: Nutzpflanzenkunde. 3. Auflage, Thieme Verlag, Stuttgart 1985.

Frey-Wyssling, A.: The plant cell wall. Encyclopaedia of plant anatomy III, 4. Gebrüder Bornträger, Berlin 1976.

Harrington, B. J., Raper, K. B.: The fluorescent brightener, Calcofluor White, alters cellulose synthesis in *Acetobacter xylinum*. Appl. Microbiol. *16*, 106–113 (1968).

Herth, W., Schnepf, E.: The fluorochrome, Calcofluor White, binds oriented to structural polysaccharide fibrils. Protoplasma *105*, 129–133 (1980).

Holan, Z., Pokorny, V., Beran, K., Gemperle, A., Tuzar, Z., Baldrian, J.: The glucan-chitin complex in *Saccharomyces cerevisiae*. V. Precise location of chitin and glucan in bud scars and their physicochemical characterization. Arch. Microbiol. *130*, 312–318 (1981).

Kopecka, M., Gabriel, M.: The influence of Congo Red on the cell wall and (1-3)-ß-D-glucan microfibril biosynthesis in *Saccharomyces cerevisiae*. Arch. Microbiol. *158*, 115–126 (1992).

Müller, U., von Sengbusch, P.: Visualization of aquatic fungi (Chytridiales) parasitizing on algae by means of induced fluorescence. Arch. Hydrobiol. *97*, 471–481 (1983).

Muzzarelli, R. A.: Chitin. Pergamon Press, Oxford 1977.

Rogers, H. J., Perkins, H. R.: Cell walls and membranes. Spon, London 1968.

Schnepf, E.: Von Gallertschläuchen, Schleimhaaren und Zelluloseschrauben. Teil II: Die Epidermis der Samenschale von *Cobaea*, *Collomia* und *Salvia*. Mikrokosmos *89*, 207–212 (2000).

Torp-Patragst, B.: Untersuchungen an Flavonsäurederivaten mit hoher ß-Glukanaffinität. Dissertation, Göttingen 2002.

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

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

Mikro - Kids

Wenn die Fliegen fliegen

Lutz Hartmann

In Märchen und Fabeln erhalten viele Tiere menschliche Eigenschaften zugeschrieben. Der Fuchs ist listig, der Wolf grimmig, die Biene fleißig. Was aber ist mit der Fliege? Eigentlich betrachten wir die Fliege nur als lästig. Im alten Ägypten der Pharaonen war das aber ganz anders. Dort war sie ein Symbol für Geschicktheit und für Tapferkeit. Die besonders mutigen Kämpfer erhielten Medaillen in Form einer Fliege, um sie damit zu ehren. Kennt ihr aber die vielen Geheimnisse einer Stubenfliege?

Nun, man lacht vielleicht zunächst über die Frage. Aber stellt euch mal vor, ihr würdet im Zimmer herumlaufen. Plötzlich droht von hinten eine Gefahr, blitzschnell fliegt ihr los, um dem Verfolger zu entkommen. Dem gelingt es natürlich nicht uns zu fangen, weil wir rasend schnell die Flugrichtung ändern können. Schließlich fliegen wir hoch zur Zimmerdecke, wo wir ein wenig kopfüber herumlaufen. Dann geht es weiter zum Fenster, wo wir uns wieder niederlassen, um auf der Scheibe herumzulaufen. Was, ihr meint, das können wir alles nicht? Nur diese kleine Stubenfliege?
Das ist ja kaum zu glauben. Die Fliege verbirgt also wohl doch einige Geheimnisse. Nun, wenn es um das Ergründen von Geheimnissen geht, fällt mir immer zunächst das Mikroskop als Hilfsmittel ein.

Womit betrachten wir also eine Stubenfliege?

Fliegen sind nicht so klein wie winzige Teichlebewesen. Also bietet sich ein Stereomikroskop für die Betrachtung an. Zur Not ginge es auch mit einer Lupe. Das Stereomikroskop ist ähnlich wie eine Lupe, es kann jedoch alles noch stärker vergrößern. Außerdem kann man sich Objekte mit beiden Augen ansehen. Hierdurch kann man alles auch räumlich ergründen. Im Kino heißt das dann 3D.

Wer kein Stereomikroskop hat, kann es auch mit dem Durchlichtmikroskop versuchen. Das ist aber nicht ganz so einfach, weil man die Fliege nicht beliebig hin- und herdrehen kann. Dabei darf aber nur die kleinste Objektivvergrößerung verwendet werden (4-er oder 5-er Objektiv), da dann ein größerer Betrachtungsabstand zur Verfügung steht und keine Deckgläschen erforderlich sind.

Wo bekommen wir eine Fliege her?

Nun, Fliegen gibt es vom Frühling bis zum Herbst bei uns in großen Mengen. Entweder machen wir uns auf die Suche nach einer bereits toten Fliege oder wir fangen eine. Dies geht zur Not auch mit einer Fliegenklatsche. Sie darf dabei aber nicht stark zerquetscht werden, sonst kann man keine Einzelheiten mehr vom Körperaufbau erkennen. Wer geschickt ist, kann auch eine mit einem Netz einfangen und in ein Marmeladenglas stecken. Wenn man dieses in ein Gefrierfach stellt, stirbt die Fliege recht schnell, ansonsten muss man länger warten bis sie verendet ist.
Da wir die Fliege unter dem Stereomikroskop untersuchen, ist es wichtig, dass wir sie mit einer Pinzette ergreifen können, um sie von allen Seiten zu betrachten. Die Fliege wird also genauso untersucht, wie wir sie gefangen haben. Später kann man sie auch in andere Stoffe einlegen, um sie haltbar zu machen, oder um sie noch näher mit einem Durchlichtmikroskop zu betrachten.

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

Untersuchung mit dem Stereomikroskop

Zunächst legen wir unsere Stubenfliege auf einen Objektträger oder in eine Petrischale. So kann man sie leichter drehen, ohne sie anzufassen. Wir betrachten die Fliege zu Beginn mit der schwächsten Vergrößerung. Es zeigt sich nun, dass wir es mit einem Insekt zu tun haben. Wir wissen bereits aus der Schule, dass diese dreigegliedert sind, nämlich in den Kopf-, den Brust- und den Hinterleibsbereich (Abb. 1). Natürlich verfügt die Fliege auch über drei Beinpaare sowie zwei Flügel, sie gehört also zur Ordnung der Zweiflügler. Das wussten wir aber vielleicht schon vorher.
Schauen wir sie uns jetzt mal genauer an. Am Kopf fallen sofort die beiden riesigen Augen auf, die fast den ganzen Kopfbereich einnehmen (Abb. 2a). Wenn wir jetzt die Fliege mit einer Pinzette ergreifen und leicht drehen, um das Auge noch günstiger in einem besseren Licht zu betrachten und dabei vielleicht noch eine stärkere Vergrößerung wählen, können wir erkennen, dass die Augenoberfläche keineswegs glatt ist. Jedes Auge besteht in Wirklichkeit aus ganz vielen sechseckigen Einzelaugen. Jedes Einzelauge sieht ein Bild. Diese vielen Einzelbilder werden dann vom Gehirn der Fliege zu einem einzigen Bild zusammengefügt. Man nennt solche Augen auch Facettenaugen. Dadurch, dass sie auch leicht gewölbt sind, kann die Fliege in alle Richtungen blicken, also auch nach hinten, um sofort jeder Gefahr aus dem Wege zu gehen (oder besser zu fliegen).
Beide Augen sind über einen Nervenleiter direkt mit dem einfachen Gehirn verbunden. Das besteht nur aus zwei Nervenknoten, ist also keineswegs so leistungsfähig, wie bei höheren Tieren oder gar dem Menschen. Diese Verbindung von Auge zu Gehirn ist aber sehr kurz und direkt. Das erklärt, warum es nicht so einfach ist, eine Fliege zu fangen. Die Reaktionsgeschwindigkeit einer Stubenfliege liegt bei 1/50 Sekunde und ist damit fünfmal kürzer als beim Menschen.

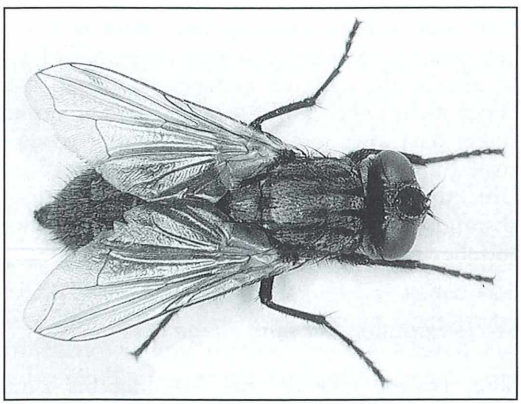


Abb. 1: Foto einer Stubenfliege.

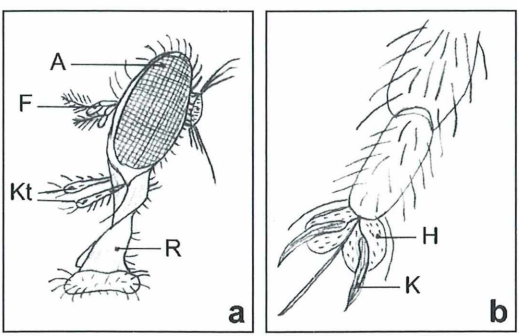


Abb. 2: Körperteile einer Stubenfliege im Schema. a Kopf mit den großen Komplexaugen (A), Fühlern (F), Kieferntaster (Kt) und dem Rüssel (R). b Bein mit Klauen (K) und Haftballen (H) zum Festhalten auch an glatten Oberflächen (Zeichnung: Hannelore Hartmann, Berlin).

Saugrüssel der Fliege

Was kann man noch erkennen? Nun, wir sehen am vorderen Teil des Kopfes einen Saugrüssel. Dieser enthält eine Leitung, um damit Nahrung einzuspeicheln und eine weitere, um Nahrung aufzusaugen. So wird verständlich, dass die Stubenfliege nicht beißen oder stechen kann. Sie nimmt die Nahrung auf, indem sie feste Nahrung durch ihren Speichel zunächst verflüssigt. Am Ende ihres Rüssels befinden sich kleine Polster, mit denen die Nahrung betupft wird, die sie dann mit dem Rüssel aufsaugt. Das kann man gut beobachten, wenn man Eis verkleckert hat. Es dauert nicht lange und eine Fliege naht, die mit ihrem Saugrüssel alles aufsaugt.
Womit riecht oder schmeckt eine Fliege übrigens? Sie muss ja feststellen, ob das, was sie vor sich hat, auch essbar ist. Nun, sie hat in ihren Fühlern und Kieferntastern (Abb. 2a) Geschmacks und Riechsinneszellen sowie zusätzlich an ihren beiden Vorderfüßen Haare mit Geschmackssinneszellen. Man muss aber sehr genau hinsehen, um diese zu erkennen.

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

Der Brustbereich der Stubenfliege

Dort fallen einem zunächst sofort oben die vier schwarzen Streifen auf. Schauen wir uns nun aber zunächst die Beinpaare an. Vorher haben wir schon erfahren, dass sich am Ende des ersten Beinpaares Haare befinden, mit denen sie Nahrung erschmecken kann. Die Beine sind auch ansonsten behaart. Dies hat etwas mit dem Fliegen zu tun. Durch diese Haare wird der Luftwiderstand während des Fluges vermindert. Dann haben sie noch eine andere sehr praktische Aufgabe. Die Beine dienen nämlich auch als Reinigungsbürsten, mit denen sich die Fliege säubert. Würde sie das nicht tun, wäre der Körper bald total verschmutzt. Mit ihren Augen könnte sie nichts mehr sehen oder ihre Atemöffnungen könnten verstopfen.
In erster Linie dienen diese dreigeteilten Beine aber natürlich zum Laufen, wozu denn sonst? Nun, die haben tatsächlich noch eine weitere interessante Aufgabe. Wenn die Fliege losfliegen will, würden ihre großen Flügel auf den Boden schlagen, so dass sie nicht ganz so schnell starten könnte. Um das nun zu verhindern, springt sie tatsächlich zunächst mit dem mittleren Beinpaar ein wenig in die Luft und fliegt dann erst davon.
Wenn wir uns nun den unteren Teil des Beines genauer ansehen, erkennen wir zwei Klauen, damit kann sie sich nämlich sehr gut auf rauen Oberflächen wie dem Putz von Wänden, aber auch an Pflanzenteilen festhalten. Zwischen diesen Klauen befinden sich zwei Haftballen (Abb. 2b). Und gerade diese dienen der Fliege dazu, sich an glatten Oberflächen wie beispielsweise Glas festzuhalten.
Wie aber macht sie das? Nun, an diesen Haftballen befinden sich kleine Haare. Könnt ihr die sehen? An diesen Hafthaaren wird eine Flüssigkeit abgesondert, die nicht etwa klebt. Das funktioniert ähnlich, als ob man Papier in Wasser eintaucht, das dann anschließend auch vorübergehend an einem Fenster haften würde. Wie schon vorher erwähnt, haben die Hafthärchen an den beiden vorderen Beinen auch die Aufgabe zu schmecken beziehungsweise zu riechen.

Die Flügel der Stubenfliege

Die Flügel der Fliege sind anders als die eines Vogels. Beide Flügelflächen sind durchsichtig und von einem feinen Netz durchzogen, das der größeren Stabilität dient. Zusätzlich können wir auf und an den Rändern der Flügel kleine Haare erkennen. Diese sind dazu da, um die Flugeigenschaften des Insekts zu verbessern. Ohne sie würden beim Flug Luftwirbel entstehen. Die Haare leiten also den Luftstrom, die Fliege kommt hierdurch schneller voran. Doch wie schnell fliegt sie überhaupt? Nun, das kann man messen; es sind bis zu 6,5 km in der Stunde. Das ist beträchtlich, wenn man das mit ihrer Körpergröße von nur 1 cm vergleicht. Und es kommt noch besser. Mit diesen Flügeln kann sie in nur einer einzigen Sekunde 200 Mal auf- und abschlagen. Hierdurch kommt auch der Brummton zustande, den sie beim Fliegen erzeugt.
Hätte sie keine Gegengewichte zu ihren Flügeln, würde die Fliege aus dem Gleichgewicht geraten. Und jetzt schaut euch genau den seitlichen Brustbereich hinter den Flügeln an. Dort befinden sich die so genannten Schwingkölbchen. Die sehen wie Trommelstöcke aus. Es handelt sich hierbei eigentlich um ein zweites Flügelpaar, das sich aber im Laufe der Zeit zu dieser Form zurückbildete. Alle Zweiflügler verfügen über diese Schwingkölbchen oder Halteren, wie sie auch genannt werden. Sie schwingen immer entgegengesetzt zum Flügelpaar. Hierdurch ist der Flug wesentlich stabiler und wendiger. Kein Vergleich zu einem Schmetterling, der auch nur über ein einziges Flügelpaar, nicht aber über Schwingkölbchen verfügt.

Fliegen übertragen Krankheiten

So interessant die Beschäftigung mit den Fliegen ist, will ich nicht verheimlichen, dass Fliegen leider auch für den Menschen gefährlich werden können. Sie setzen sich zum Beispiel auf verfaulten Lebensmitteln oder Dung nieder. Es ist klar, dass sie dann auch leicht Bakterien und andere Krankheitserreger übertragen können, wenn sie sich anschließend auf Nahrungsmitteln an unserem Mittagstisch aufhalten.

Wo kann man mehr über das Mikroskopieren oder die Untersuchung von Stubenfliegen erfahren?

Köthe, R.: Das Mikroskop, Reihe „Was ist was“. Tessloff Verlag, Nürnberg 1994.

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

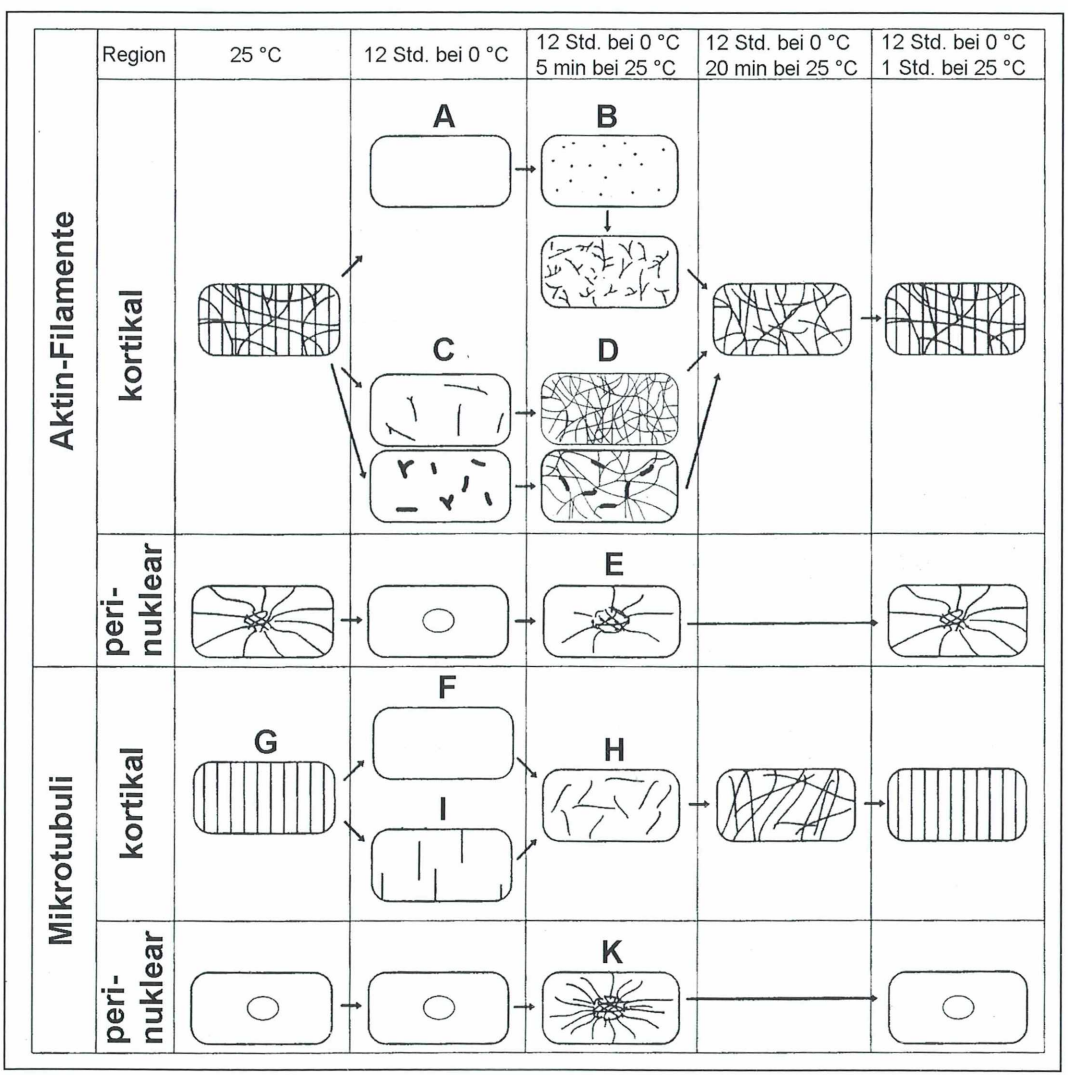
 © Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Kurze Mitteilung

Entstehung der Aktin-Filamente

Das Cytoskelett ist eine höchst dynamische Struktur. Es spielt eine entscheidende Rolle bei der Kern- und Zellteilung, der Signalübertragung, der Determination der Zellform und der Polarität sowie für die Mobilität der Zellen. Zwei Hauptkomponenten des Cytoskeletts, die Mikrotubuli (MT) als Produkte einer Tubulin-Polymerisation, und die Aktin-Filamente (AF) als Ergebnis einer Aktin-Polymerisation, finden sich in allen eukaryotischen Zellen. Beim Zusammenbau und dem Zusammenwirken dieser Polymere spielen Proteinkomplexe eine wichtige Rolle.

Die MT haben bei den verschiedenen Organismen und Zelltypen einen unterschiedlichen Aufbau. Pflanzenzellen haben keine Zentrosomen, welche in tierischen Zellen die MT in der Interphase aufbauen und die mitotische Spin-



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

del organisieren. Im Gegensatz dazu haben die MT in Pflanzenzellen eine vom Zellzyklus abhängige, multiple Nukleation, die in der Umgebung der Zellkernoberfläche (perinuclear) und im randständigen (kortikalen) Zytoplasma lokalisiert ist.

Der Zusammenbau der Aktin-Filamente und die AF-Initiation in den eukaryotischen Zellen hingegen hat viele Mechanismen. Es gibt kaum Informationen über die Lokalisierung der Orte des AF-Aufbaues bei Pflanzen. Man hat daher Kältebehandlung (0 °C während 12 Stunden; Schüttelkulturen von Tabakzellen) dazu benutzt, um AF und MT in der Interphase zu depolymerisieren. Nach Wiedererwärmung in einem Medium von 25 °C konnte der Prozess der Reorganisation mikroskopisch beobachtet werden. Die Lebensfähigkeit der Zellen wurde mit 0,2% Fluoresceindiacetat (FDA) bestimmt.

Die AF wurden nach Fixierung in 1,8% Paraformaldehyd in Standardpuffer, pH 7, mit 5 mM $MgCl_2$ und 10 mM Äthylenbitetraessigsäure, für 35 Minuten in 0,66 µM Tetramethylrhodaminisothiocyanat-Phalloidin resuspendiert. Nach dreimaligem Waschen waren die Zellen zur mikroskopischen Beobachtung der AF bereit.

Die MT wurden in einem komplizierten Verfahren mit monklonalen Maus-Antikörpern gegen alpha-Tubulin behandelt.

Die Ergebnisse (Abb. 1) zeigen, dass die AF schnell, nämlich schon nach 5 Minuten, repolymerisieren, sowohl in den kortikalen Gebieten als auch um die Kernhülle. Die neu gebildeten Aktin-Bündel waren stets verzweigt. Der vollständigen Wiederherstellung der AF ging die Bildung transienter (vorübergehender) Aktin-Strukturen voraus, die sich als Stäbchen, Tüpfel und kurze Filamente (Perlenketten-Struktur) darstellten.

Die Reorganisation der MT verlief in ähnlicher Weise, jedoch ohne das Auftreten von transienten Strukturen. Nach der Reorganisation des Cytoskeletts konnten keine Änderungen in den Mengen des freien und Membran gebundenen Aktins und des Tubulins nachgewiesen werden. Die neu polymerisierten kurzen und zufallsmäßig orientierten MT fanden sich schon nach 1 Minute bei 25 °C im kortikalen Cytoplasma der Interphase-Zellen; nach 5 Minuten verlängerten sich die MT und bildeten ein dichtes Netzwerk. Die Polymerisation der MT um den Zellkern herum war nur kurzzeitig nach den ersten Minuten nach Erwärmen zu beobachten. Nach einer Stunde wurden nur noch MT im kortikalen Cytoplasma der Zellen gefunden.

Die Depolymerisation und die Wiederherstellung des Cytoskeletts – sowohl der AF als auch der MT – ist ein sehr schnell verlaufender Prozess. Etwa die Hälfte der unterkühlten Zellen blieb lebensfähig, sodass die Auf- und Abbauprozesse des Cytoskeletts studiert werden konnten.

Literaturhinweis

Pokorná, J., Schwarzerová, K., Zelenková, S., Petrášek, J., Jamatová, I., Capková, V.: Sites of actin filament initiation and reorganisation in cold-treated tobacco cells. Plant, Cell and Environment 27, 641–653 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

◄ Abb. 1: Schematische Darstellung der wichtigsten Stadien der Reorganisation des Cytoskeletts von Tabakzellen nach einer Kältebehandlung bei 0 °C während 12 Stunden und dessen anschließende Wiederherstellung bei 25 °C in der Interphase. Die Pfeile deuten auf den vermutlichen Ablauf der Reorganisation des Cytoskeletts.
Der obere Teil des Schemas zeigt die Entwicklung der Aktin-Filamente (AF), der untere Teil die Entwicklung der Mikrotubuli (MT), jeweils getrennt für die randständigen (kortikalen) und für die um den Zellkern herum (perinuklearen) liegenden Elemente.
A vollständige Depolymerisation, B Polymerisation de novo, C teilweise Depolymerisation und die Bildung von Aktin-Bündeln, D Wiederherstellung auf der Basis der vorhandenen Fragmente, E Wiederherstellung der AF vom Kern ausgehend, F vollständige Depolymerisation, G MT in der Interphase, H Wiederherstellung der MT, I teilweise Depolymerisation, K Wiederherstellung der MT (nach Pokorná et al., 2004).

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

Messen ohne Rechnen

Ernst Hippe

Messungen im Mikroskop sind oft erforderlich, um Organismen zu beschreiben oder deren Variationsbreite zu ermitteln. Das sollte möglichst unkompliziert gehen.

Für jede Kombination Okular/Objektiv kann man ermitteln, wie viel ein Strich der Teilung des Okularmikrometers tatsächlich beim Objekt in µm bedeutet. Die Methode wird in vielen Mikroskopiebüchern beschrieben (Streble und Krauter, 1988; Kremer, 2002). Man muss das wirklich für jedes Objektiv machen, da die tatsächliche Vergrößerung zuweilen von der nominellen abweicht und man nicht einfach zum Beispiel von 5× auf 10× den Wert halbieren kann.

Statt einer Objektmikrometerplatte verwende ich dabei eine viel billigere Okularplatte mit 100 Strichen pro 5 mm, aufgeklebt auf einen Objektträger. Hat man den Faktor ermittelt, kann man die abgelesene Strichzahl jedes Mal mit dem Taschenrechner umrechnen. Das ist etwas umständlich; außerdem kann als Länge eines Ciliaten dann beispielsweise 136,4 µm herauskommen. Manchmal liest man solche Angaben. Sie sind freilich nur bei errechneten Mittelwerten einer Messreihe sinnvoll, täuschen aber sonst eine unrealistische Messgenauigkeit vor. Also, nur so genau wie nötig und dann ein möglichst schnelles Ergebnis!

Die Messhilfe

Beide Forderungen erfüllt eine grafische Messhilfe, die man leicht selbst herstellen kann (Abb. 1). Dazu braucht man logarithmisches

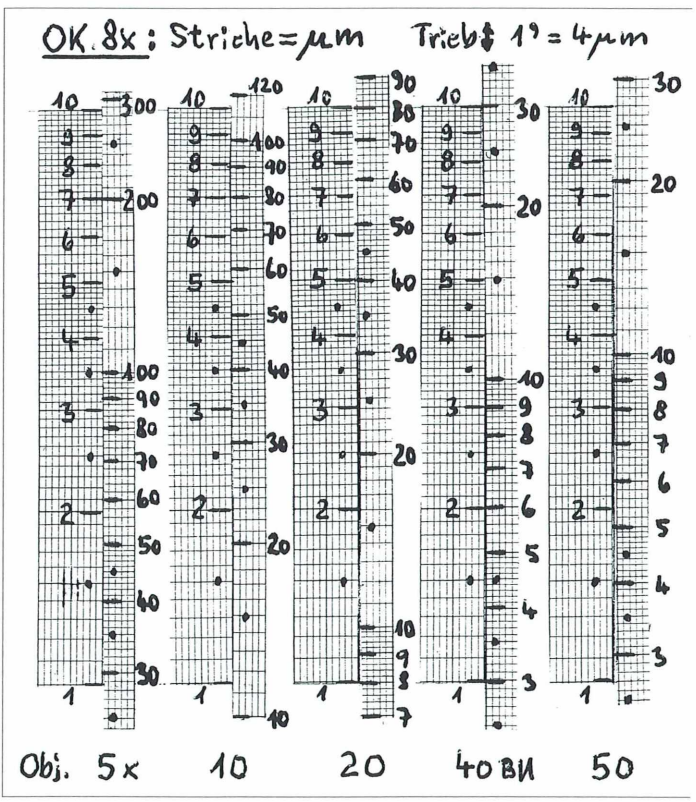


Abb. 1: Grafische Messhilfe mit Doppelskalen für fünf Objektive.

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

Papier, am besten einfach logarithmisch mit einer Dekadenlänge von 9 cm. Alle Dekaden, zum Beispiel 1...10 oder 100...1000, sind gleich lang. Für das mit der Strichplatte bestückte Okular braucht man je Objektiv eine Doppelskala, die man als Streifen aus diesem Papier ausschneidet, ohne die aufgedruckten Zahlen. Der linke Streifen für die Okularstriche umfasst eine Dekade von 1 bis 10. Den rechten Streifen muss man parallel so anlegen, dass der Wert 1 des linken Streifens auf den zuvor ermittelten Wert für die zugehörigen µm des Objektes passt. In der Abbildung auf der ersten Doppelskala entspricht für das 5×-Objektiv 1 Strich = 28,5 µm. Zum besseren Ablesen lässt man den rechten Streifen oben und unten etwas überstehen (Abb. 1). Die Streifen werden in dieser Stellung nebeneinander geklebt und dann beschriftet, am besten die linken Strichzahlen blau, die rechten µm-Werte rot. Abgebildet sind solche Doppelskalen für fünf Objektive, aufgeklebt auf einem Kartonblatt. Zusätzlich kann man auch den Bildfelddurchmesser und die Arbeitsabstände vermerken. Damit hat man dann ein Hilfsmittel zur Hand, um jederzeit schnell eine Messung auszuwerten. Zwei Beispiele auf der 2. Doppelskala für das 10×-Objektiv: 1,7 Striche = 19,5 µm, 17,5 Striche = 200 µm. Wenn man also auf dem linken Streifen nicht 1 bis 10, sondern 10 bis 100 braucht, muss man die rechten Werte auch mit 10 multiplizieren usw. Das gelingt mit ein bisschen Gewöhnung leicht; mancher ältere Leser wird sich an den guten alten Rechenschieber erinnern. Die prozentuale Genauigkeit ist bei jeder Größenordnung gleich groß und entspricht etwa dem, was man praktisch ablesen kann.

Noch eine Anmerkung zur Praxis: Beim ja oft wiederholten Austausch des normalen mit dem Messokular kommt allzu leicht anhängender Schmutz in den Tubus. Optimal wäre natürlich, eine ausklappbare Strichplatte anderswo im Strahlengang unterzubringen, ohne Austausch der Okulare. Das interessante Leuchtfeldmikrometer (Hippe, 2003) ist mir leider oft zu kontrastarm. So bleibt nur, die Okulare immer gut abzuwischen.

Die beschriebenen Messhilfen, eine je Mikroskop, benutze ich seit vielen Jahren und erspare mir durch den einmaligen Aufwand das ständige Rechnen. Hier heißt es also ausnahmsweise einmal „analog statt digital".

Literaturhinweise

Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Franckh-Kosmos-Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1988.

Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos-Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2002.

Hippe, P.: Leuchtfeldmikrometer. Mikrokosmos 92, 244 (2003).

Verfasser: Ernst Hippe, Meisenstr. 10, D-63263 Neu-Isenburg

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

Kurze Mitteilung

Schilfbeton

Leichtbeton wurde bisher aus Nadelholzspänen und Zement hergestellt; diesem Gemisch muss aber ein teurer chemischer Mineralisator zugefügt werden. Diese Zusätze können ersetzt werden durch getrocknete Stängel des China-Schilf (*Miscanthus x giganteus,* Familie Poaceae, Subfamilie Panicoideae). China-Schilf ist wegen seines hohen Gehaltes an Kieselsäure (Silizium) in den Zellwänden in der Lage, die Festigkeit des Betons zu steigern.

Auf dem Querschnitt eines Schilfstängels (Abb. 1) ist lichtmikroskopisch die Anhäufung von Silikat in den epidermalen Schichten und in dem äußeren Sklerenchymring gut zu erkennen. Die Lokalisierung der Silikate kann im rasterelektronischen Bild besonders gut sichtbar gemacht werden. Die geschlossenen kollateralen Leitbündel, die über den ganzen Querschnitt des Stängels im Parenchym verteilt liegen, sind mit einer dicken Sklerenchymscheide umgeben. In den ausgewachsenen Stängeln übernimmt das aus dickwandigen, langgestreckten, toten Zellen bestehende Sklerenchym die Stabilitätsfunktion. Die einzelnen Sklerenchymelemente haben einen polygonalen Querschnitt mit nur kleinem Lumen.

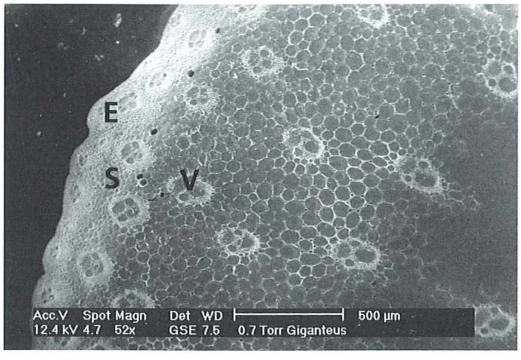


Abb. 1: Querschnitt durch den Stängel von *Miscanthus x giganteus*. S Sklerenchym, E Epidermis, V Gefäßbündel. Lichtmikroskopisches Bild. Unter der Epidermis befinden sich drei Ringe von dickwandigen, sklerenchymatischen Zellen. Die Gefäßbündel sind jeweils von Sklerenchymzellen umgeben.

Miscanthus ist eine tropische Pflanze aus der Familie der Gräser und eine nahe Verwandte des Zuckerrohres *(Saccharum)*. Sie stammt ursprünglich aus dem asiatischen Raum und kam zu uns vor etwa 50 Jahren zunächt als Zierpflanze.

Die Forschung konzentriert sich zurzeit auf die Selektion geeigneter Rassen und deren Vermehrung in unseren Breiten. Das China-Schilf verfügt über eine besonders effektive Form der Photosynthese: sie ist eine C_4-Pflanze, die zu einer äußerst effektiven Kohlensäure-Fixierung in der Lage ist.

In Europa gibt es viele Möglichkeiten das China-Schilf industriell zu nutzen, beispielsweise als Baumaterial und Energieträger; es handelt sich also um ein gutes Beispiel für einen nachwachsenden Rohstoff. Infolge des hohen Siliziumgehaltes eignet sich *Miscanthus* als Baumaterial, da es in der Lage ist, die Festigkeit von Beton zu steigern. Die absorbierenden Eigenschaften des Schilfbetons machen das Material für die Schallschluckwände besonders geeignet. Geringes Gewicht, hohe Druckfestigkeit, Abbindeverhalten und Wasseraufnahme sind besonders vorteilhaft zur Herstellung von Leichtbeton.

Die mikroskopische Untersuchung des Stängels kann außerdem bei der Identifizierung neuer Genotypen hilfreich sein.

Literaturhinweise

Anonymus: Ein Gras für den Bau. Kontakt – Magazin TÜV Rheinland. Berlin-Brandenburg *33*, 20–21 (2002).

Greef, J. M., Deuter, M.: Syntaxonomy of *Miscanthus x giganteus* Greef et Deu. Angewandte Botanik *67*, 87–90 (2002).

Pude, R.: Neue sichere Anbaumethoden von *Miscanthus* in Europa. Berichte über Landwirtschaft *81*, 405–415 (2003).

Pude, R., Tresseler, C.-H., Noge, G.: Morphological, chemical and technical parameters of *Miscanthus* genotypes. Journal of Applied Botany and Food Quality *78*, 58–63 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. www.elsevier.de

Phantastischer Bildatlas
kturen der Zelle

Mikrokosmos
3/2005 1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

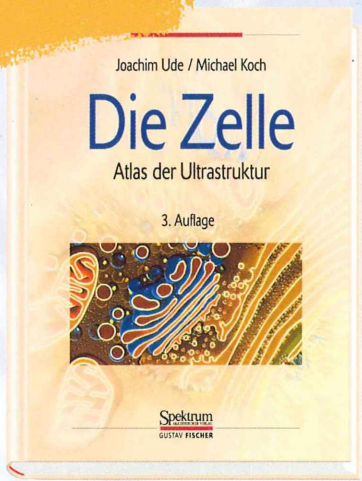
Museumstraße 14
4020 Linz

300229

▶ telefonisch:
+49 (0) 70 71 93 53 69

▶ per Fax:
+49 (0) 62 21 912 63 38

▶ per mail:
bestellung@elsevier.de



3. Aufl. 2002, 328 S., 335 Abb., geb.
Früher € 36,–, jetzt € 20,– / sFr 32,–
ISBN 3-8274-1173-4

Joachim Ude / Michael Koch
Die Zelle

„Es gibt meines Wissens auf dem deutschsprachigen Markt kein Buch, das mit dem vorliegenden Werk verglichen werden könnte. Es handelt sich im wahrsten und besten Sinne des Wortes um ein Bilderbuch. Es werden alle Facetten der Ultrastruktur der Zelle illustriert, wobei vorwiegend Fotos von Ultradünnschnitt-Präparaten zur Wiedergabe der Zellanatomie herangezogen werden. Zahlreiche farbige, didaktisch durchweg klug angelegte 2D- und 3D-Darstellungen verdeutlichen, erläutern und interpretieren die Sachverhalte. [...] Dieses Buch gehört in die Hand und – vor allem – in die Augen eines jeden, der an den elektronenmikrospkopisch erfassbaren Realitäten der Zellen interessiert ist. Es könnte eine ausgesprochen gute Geschenkidee sein, wenn es wieder einmal darum geht, einem lieben Menschen anlässlich eines besonderen Tages eine Freude zu machen. Letzlich hat jeder Mikroskopiker einmal Geburtstag! Darüberhinaus gibt es ja auch noch andere Anlässe, die durch ein solches Buchgeschenk entsprechend gewürdigt werden könnten!"
Mikrokosmos

www.elsevier.de

Wissen was dahinter steckt. Elsevier.

Bitte faxen an: +49 (0) 62 21 9 12 63 38 – Vielen Dank!

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

Anzahl	Titel:	€ / sFr	ISBN 3-8274-
	Die Zelle		1173-4

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

(Name, Vorname)

(Straße, Nr.)

(Land, PLZ, Wohnort)

(Datum) X (Unterschrift)

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2005

Band/Volume: 94_3

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 94_3 1