II-90372/102,3

ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS

Heft 3
102. Jahrgang
Mai 2013

http://journals.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

Nutzungsbedingungen: http://www.elsevier.de

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Mikroskopie-Gruppe Bodensee, Mikroskopisches Kollegium Bonn (MKB), Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen im Naturkundeverein Göppingen e.V., Mikrobiologische Vereinigung sowie AG Mikropaläontologie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikroskopischer Arbeitskreis Ruhrgebiet, 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 Hydrophobie an pilzlichen Strukturen
Erika Ruske

132 Zur Verminderung der Sinkgeschwindigkeit mariner Diatomeen durch fädige Chitinfortsätze
Werner Nachtigall

138 Purpurbakterien – Zurück zum Anfang des Lebens
Eckhard Völcker

141 Alles Gute kommt von oben: Luftkeime
Teil 3: Mikroskopische Untersuchungen – Eukaryoten
Cordula Siering und Klaus Hausmann

148 Aquatische Einzeller genauer unter die Lupe genommen
Teil 3: Diatomeen
Robert Sturm

155 Mikroskopische Untersuchung des Rosenrostes
Rainer Roeser

163 Anwendung verschiedener Untersuchungsmethoden an der Strauchflechte *Pseudevernia furfuracea*
Teil 1: Makroskopische Darstellung
Hans Jürgen Steinkohl und Siegbert Holzapfel

172 Parasiten der Augenflagellaten *Euglena* und *Trachelomonas*
Bernd Laber

180 Stacking in der Lupenfotografie
Teil 3: Beleuchtung in der Lupenfotografie
Gerhard Zimmert

Rubriken

147
Aus der Industrie

153
Form und Funktion im Mikro- und Makrobereich

162
Mikro-Markt

169
Buchbesprechung

170
Mikro-Lyrik

Das jeweils neueste Inhaltsverzeichnis können Sie jetzt auch kostenlos per e-mail (ToC Alert Service) erhalten.
Melden Sie sich an: http://journals.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: Kolonien verschiedener Purpurbakterien aus einem Sulfuretum.
Siehe Artikel E. Völcker, S. 138–140.

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

Hydrophobie an pilzlichen Strukturen

Erika Ruske

Eine schlechte Benetzbarkeit von Oberflächen durch Wasser wird als Hydrophobie bezeichnet. Bekanntes Beispiel in der Biologie ist der Lotuseffekt – die Selbstreinigung von Blattoberflächen (Barthlott und Neinhuis, 1997). Ein Wassertropfen auf einem Lotusblatt zerfließt nicht, sondern behält seine Tropfenform bei und rollt bei Schrägstellung des Blattes auf diesem ab. Dabei sammelt er alle nicht fest haftenden Partikel (Staub, Pollen, Sporen) auf und reinigt damit die Blattoberfläche. Die ausgeprägte Hydrophobie der Blattoberfläche des Lotusblattes wird verstärkt durch seine raue Oberfläche infolge kleiner Wachskristalle und Papillen (Dimensionen: 5–10 µm hoch, 10–15 µm voneinander entfernt).

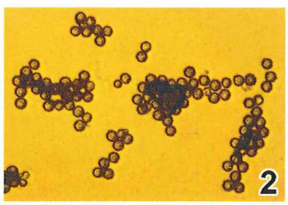
Als Maß für die Benetzbarkeit einer Oberfläche dient der Rand- oder Kontaktwinkel, den ein Wassertropfen auf einer Oberfläche ausbildet. Für eine hydrophile Oberfläche ist dieser Winkel <90°, für eine hydrophobe Oberfläche ist er >90°. Der Winkel von 90° trennt hydrophiles von hydrophobem Verhalten. Für Randwinkel >140° wird die Oberfläche als superhydrophob bezeichnet (Cerman, 2007). Im Falle eines Wassertropfens auf einem Lotusblatt beträgt der Randwinkel 160°.
Ursache für das beschriebene Verhalten ist das Wechselspiel von Kohäsion (Wechselwirkungskräfte zwischen gleichartigen Molekülen) und Adhäsion (Wechselwirkungskräfte zwischen ungleichartigen Molekülen).

Lotuseffekt auch bei Pilzen

Erstmals 2010 wurde die Hydrophobie von Pilzsporen der Gasteromyceten beschrieben, messtechnisch erfasst und als Merkmal der Gasteromycetation charakterisiert (Dörfelt und Ruske, 2010). Im Falle von Pilzsporen könnte die Ornamentation die Funktion der Zellpapillen übernehmen und die hydrophoben Eigenschaften von Sporen verstärken.
Außer an den Sporen der Gasteromyceten wurde hydrophobes Verhalten an Sporen anderer Pilze, vor allem bei den Uredosporen von Uredineen (Rostpilze) und bei Schimmelpilzen beobachtet.
Hier sollen nun verschiedene Erscheinungsformen der Hydrophobie, beobachtet an pilzlichen Strukturen, bildlich dargestellt werden.

Hydrophobie an Sporen ...

Beim Mikroskopieren von hydrophoben Sporen in Wasser beobachtet man meist Zusammenballungen von Sporen zu Sporenhaufen. Zugabe eines Netzmittels vermindert die Kohäsionskräfte des Wassers, was zu einer Vereinzelung und damit einer besseren Messbarkeit der Sporengröße führt (Abb. 1–3).



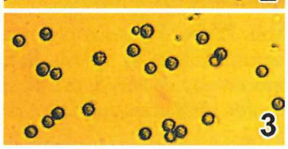


Abb. 1: Der Kragenerdstern (*Geastrum triplex*). – **Abb. 2:** Zusammenballung der Sporen von *G. triplex* in Wasser. – **Abb. 3**: Vereinzelung der Sporen von *G. triplex* nach Zugabe eines Netzmittels.

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

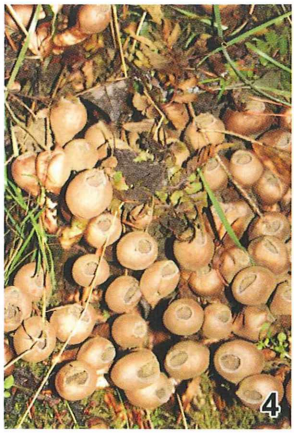
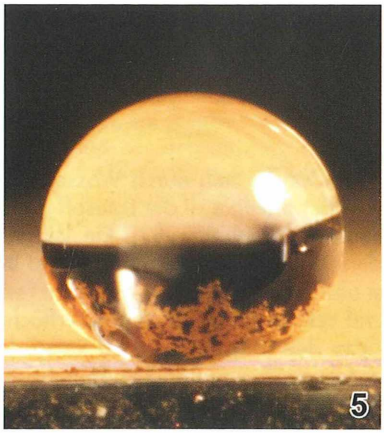



Abb. 4: Der Birnenstäubling (*Lycoperdon pyriforme*). – **Abb. 5:** Ein Wassertropfen auf einem Sporenteppich von *L. pyriforme* behält wegen der Hydrophobie der Sporenoberfläche seine Form. Der Kontaktwinkel beträgt ca. 144°. – **Abb. 6:** Hydrophobe Schimmelsporen sammeln sich auf der Oberfläche eines Wassertropfens an.

Die Hydrophobie der Sporenoberfläche führt dazu, dass ein auf einem fixierten Sporenteppich abgesetzter Wassertropfen seine Tropfenform behält und nicht zerfließt. Die Bildbeispiele zeigen den Birnenstäubling (*Lycoperdon pyriforme*) (Abb. 4) und einen Wassertropfen (Durchmesser 2,3 mm) auf einem Sporenteppich von *L. pyriforme* (Abb. 5). Deutlich sieht man auch, dass an der Unterseite des Tropfens lose Sporen anhaften.

Im Falle von Schimmelsporen (Abb. 6) auf einem Wassertropfen (Durchmesser 2,7 mm) ist die gesamte Oberfläche von Sporen bedeckt. Dieses Anhaften von hydrophoben Sporen an Wassertropfen, insbesondere auch an Nebeltropfen, stellt eine Form der Sporenverbreitung dar, die besonders für die Uredosporen von Rostpilzen von Bedeutung ist und zu deren epidemischer Verbreitung insbesondere der Getreideroste beitragen kann. Im Gegensatz dazu verflacht ein Wassertropfen auf einer hydrophilen Oberfläche, lose Sporen werden in den Wassertropfen hineingezogen und verursachen eine Trübung (Abb. 7 und 8).

Abb. 7: Der Fichtenzapfenrübling (*Strobilurus esculentus*, Blätterpilz). – **Abb. 8:** Ein auf dem hydrophilen Sporenteppich von *S. esculentus* abgesetzter Wassertropfen läuft breit aus. Der Kontaktwinkel beträgt ca. 57°.

... und an Capillitien

Nicht nur die Pilzsporen können hydrophob sein, sondern auch das Capillitium (Haar- und Fadensystem im Inneren eines Sporenbehälters) bestimmter Pilze. Abbildung 9 zeigt den Gewimperten Erdstern (*Geastrum fimbriatum*) und Abbildung 10 einen Wassertropfen (Durchmesser 3 mm) auf dessen Capillitium. Die Tropfenform bleibt erhalten.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck verboten.

Abb. 9: Der Gewimperte Erdstern (*Geastrum fimbriatum*). –
Abb. 10: Wassertropfen auf dem Capillitium von *G. fimbriatum*.

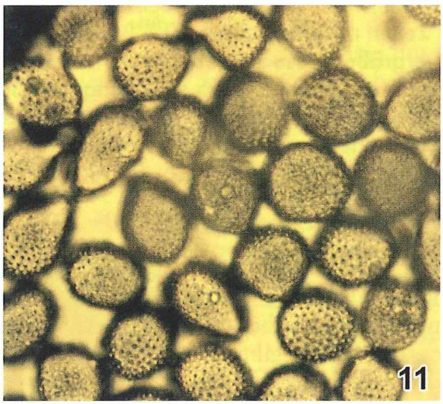


Abb. 11: Uredosporen des Rostpilzes *Puccinia bornmuelleri* auf *Levisticum officinale* (Liebstöckel). Sporenoberfläche mit sehr kontrastreichen Warzen. Größe der Sporen ca. 33 x 28 µm. –
Bild 12: Uredosporen des Rostpilzes *Melampsora larici-populina* auf *Populus* (Pappel). Sporenoberfläche ebenfalls mit sehr kontrastreichen Warzen besetzt. Größe der Sporen ca. 41 x 17 µm.

Verblüffender Effekt

Bei der mikroskopischen Darstellung von Rostpilzsporen konnte ich eine Besonderheit beobachten, die ich wie folgt interpretiere: In manchen Fällen (Uredosporen in Wasser) kann man die Sporenoberfläche besonders brillant sehen inklusive der Warzen auf der Sporenoberfläche. Die Bilder ähneln rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen, so deutlich treten die Einzelheiten hervor. Eine mögliche Erklärung könnte sein, dass die hydrophoben Sporen wegen der Warzen auf ihrer Oberfläche vom Wasser gar nicht benetzt werden, sondern dass sich ein Luftfilm um die Spore herum befindet. Werden nun die Sporen im Mikroskop beleuchtet, kann es an der Grenzfläche Wasser/Luft zur Totalreflexion kommen, worauf die dunklen Ränder um die Sporen hindeuten (Abb. 11). Es kommt zu einer Kontrastverbesserung. Zusätzlich erscheint es möglich, dass – bedingt durch die Totalreflexion – Lichtreflexionen am Deckglas eine Auflicht- und/oder schiefe Beleuchtung erzeugen, die ebenfalls zur Kontrastverbesserung beitragen.

Leider lässt sich dieser Effekt bisher nicht gezielt erzeugen. Er hängt möglicherweise außer von einer geeigneten Sporenanordnung im Präparat auch vom Reifezustand der Sporen und damit dem Grad der Hydrophobie zusammen. Abbildung 11 zeigt Uredosporen des Rostpilzes *Puccinia bornmuelleri* auf Liebstöckel (*Levisticum officinale*), Abbildung 12 Uredosporen des Rostpilzes *Melampsora larici-populina* auf einem Pappelblatt (*Populus*).

Literaturhinweise

Barthlott, B., Neinhuis, C.: Purity of the sacred lotus, or escape from contamination in biological surfaces. Planta 202, 1–8 (1997).

Cerman, Z.: Superhydrophobie und Selbstreinigung; Wirkungsweise, Effizienz und Grenzen der Abwehr von Mikroorganismen. Dissertation, Universität Bonn (2007).

Dörfelt, H., Ruske, E.: Hydrophobie von Basidiosporen als Merkmal der Gasteromycetation. Zeitschrift für Mykologie 76, 153–170 (2010).

Ruske, E., Dörfelt, H.: *Puccinia bornmuelleri* – neu für Deutschland. Zeitschrift für Mykologie 77, 61–70 (2011).

Verfasserin: Dr. Erika Ruske,
Wilhelm-Stade-Straße 4, 07749 Jena,
E-Mail: erika.ruske@t-online.de

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

Zur Verminderung der Sinkgeschwindigkeit mariner Diatomeen durch fädige Chitinfortsätze

Werner Nachtigall

Die Kieselalge *Thalassiosira fluviatilis* hat die Form eines gestauchten Zylinderchens von rund 10 µm Durchmesser, das etwa 80 feinste Chitinfortsätze trägt. Diese weisen nur 7 % des Zellvolumens auf, reduzieren aber die Sinkgeschwindigkeit im Vergleich mit den „nackten" Zellen um erstaunliche 40 % (Walsby und Xypolyta, 1977). Feinste fädige Strukturen vergrößern also sehr effektiv den Widerstand von Planktonformen, die dadurch langsamer absinken und sich somit länger im photosynthetisch günstigen Oberflächenwasser aufhalten können. Zum Absinken und dem Begriff des Formwiderstands werden Überlegungen und Modellmessungen vorgestellt.

Bettighofer (2012) hat planktische Diatomeen um Helgoland untersucht und Daten zur Ausbildung von Schwebefortsätzen zusammengestellt. Demnach gibt es etwa bei *Chaetoceros borealis* (Abb. 1a) hohle, plasmagefüllte Fortsätze von etwa 5 µm Durchmesser. Es existieren aber noch viel feinere, und zwar aus massivem Chitin. Manche marine Diatomeen wie zum Beispiel Vertreter der Gattungen *Thalassiosira* und *Cyclotella* produzieren derartige langgezogene Chitinfäden von nur 0,15 µm Durchmesser (Abb. 1b und c). Die Funktionen der Fortsätze und damit zusammenhängende Fragen werden im Folgenden diskutiert. Morphologische Kenngrößen und physikalische Grundlagen sind im Anhang zusammengefasst.

Publizierte Messungen an Originalen

Herth und Zugenmaier (1977) haben Entstehung und Feinbau solcher Fäden bei *Cyclotella cryptica* detailliert untersucht und abgesichert, dass sie aus Chitinsubstanz bestehen. Walsby und Xypolyta (1977) haben für *Thalassiosira fluviatilis* morphologische Messungen durchgeführt. Demnach vergrößern die zahlreichen anhängenden Fäden die Oberfläche einer nackten Zelle um 372 % auf 472 %. Da der Reibungs- oder Oberflächenwiderstand den Löwenanteil des Gesamtwiderstands ausmacht und oberflächenproportional ist, ist zu erwarten, dass dieser entsprechend der Zusatzoberfläche der Fäden ansteigt, wodurch die Sinkgeschwindigkeit vermindert wird.

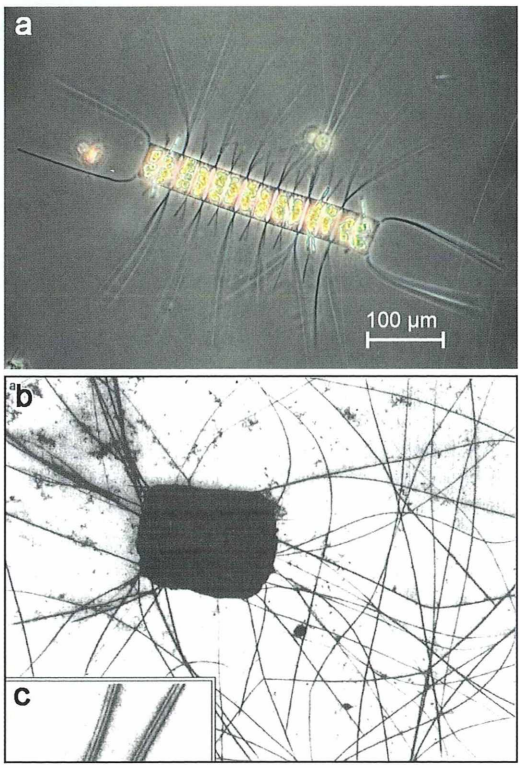


Abb. 1a: *Chaetoceros borealis* mit röhrchenartigen Fortsätzen. **b** und **c** Chitinfäden an einer Zelle von *Cyclotella cryptica*. Glutaraldehyd-Fixierung, Transmissionselektronenmikroskopie. b Übersicht, Vergr. ca. 2.000fach, c kleiner Ausschnitt, Vergr. ca. 8.000fach (a Bettighofer, b und c aus Herth und Zugenmaier, 1977).

Es ist seit jeher vermutet worden (Gran, 1912), dass solche langen und dünnen Anhänge die Sinkgeschwindigkeit v_{sink} effektiv verringern. Experimente der oben genannten Autoren mit intakten, unveränderten Zellen und solchen, deren Fäden über eine Chitinase-Behandlung entfernt worden waren, bestätigten diese Vermutung mit folgenden mittleren Messwerten:

$v_{sink\ intakte\ Zellen} = 3{,}8\ \mu m\ s^{-1}\ (13{,}8\ mm\ h^{-1})$

$v_{sink\ Zellen\ ohne\ Fäden} = 6{,}6\ \mu m\ s^{-1}\ (23{,}6\ mm\ h^{-1})$.

Der Quotient $v_{sink\ intakte\ Zellen} / v_{sink\ Zellen\ ohne\ Fäden}$ beträgt rund 0,6. Die Fäden verringern also die Sinkgeschwindigkeit im Vergleich zu der einer nackten Zelle um 40 % auf 60 %.

Chitinfäden ($\rho_F = 1{,}495\ g\ cm^{-3}$) besitzen eine höhere Dichte ρ als Zellen ohne solche Fäden ($\rho_Z = 1{,}112\ g\ cm^{-3}$). Trotzdem kommt es mit solchen Fäden zur Verringerung von v_{sink} gegenüber nackten Zellen, obwohl v_{sink} wegen der größeren volumenbezogenen Masse eigentlich höher sein müsste. Es bleibt der Schluss, dass die fädigen Strukturen die theoretisch zu fordernde Sinkgeschwindigkeitserhöhung durch Erhöhung des Widerstands überkompensieren, das heißt letztlich umkehren.

Zur vergleichenden Charakterisierung der widerstandserzeugenden Eigenschaften eines beliebigen absinkenden Körpers hat sich der Vergleich mit einer Kugel von gleichem Volumen und gleicher Dichte eingebürgert. Er wird häufig Koeffizient des Formwiderstandes genannt, was in zweierlei Hinsicht ein sprachlicher Missgriff ist. Ich habe ihn deshalb einfach neutral als Sinkquotient $\varphi = v_{sink\ Kugel} / v_{sink\ Körper}$ bezeichnet (Nachtigall, 1998). Der Kugelwert kann nach dem Stoke'schen Gesetz berechnet werden (siehe Anhang). Damit und mit den Messwerten der genannten Autoren und darauf aufbauenden Rechenwerten für intakte Zellen von

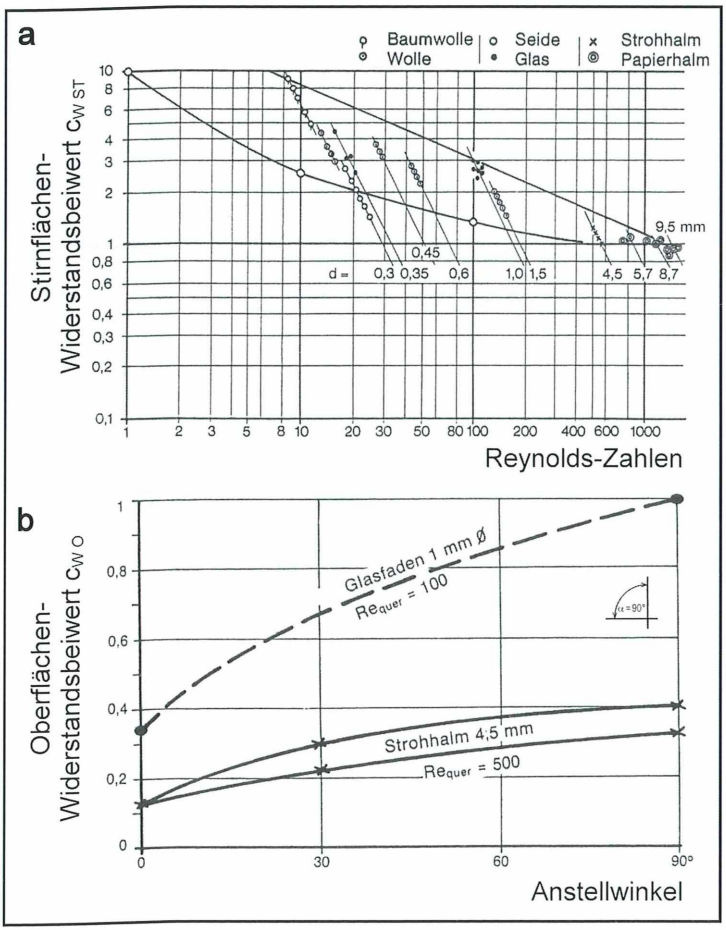


Abb. 2: Widerstandsbeiwerte c_W von röhrenartigen und fädigen Strukturen. **a** Stirnflächen-Widerstandsbeiwert $c_{W\,St}$ als Funktion der Reynoldszahl Re.
b Oberflächen-Widerstandsbeiwert $c_{W\,O}$ als Funktion des Anstellwinkels β zwischen Anströmung und Längsachse (aus Hertel, 1968).

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

Thalassiosira fluviatilis ergibt sich ein Sinkquotient von

$\varphi = v_{\text{sink Kugel}} / v_{\text{sink } Thalassiosira} = 8{,}2\ \mu m\ s^{-1} / 3{,}8\ \mu m\ s^{-1} = 2{,}15.$

Im Vergleich mit dem genannten Normkügelchen beträgt die Sinkgeschwindigkeit von *Thalassiosira* also nur 46 %. Das ist wieder ein Hinweis auf die Existenz guter absinkvermindernder Elemente.

Dünne, fädige Strukturen sind also effiziente Verminderer der Sinkgeschwindigkeit durch Widerstandserhöhung. Kann man ihre widerstandserzeugenden Eigenschaften verstehen?

Effizienz fädiger Strukturen

Langsam umströmte, fadenartig-dünne Strukturen sollten, so möchte man meinen, wegen ihren geringen Dimensionen nur sehr kleine Widerstandskräfte F_W erzeugen. Allerdings sind ihre widerstandserzeugenden Eigenschaften, gekennzeichnet durch ihre hohen Widerstandsbeiwerte c_W, sehr ausgeprägt, und damit werden letztlich auch ihre Widerstands- oder Bremskräfte vergleichsweise sehr hoch. Die beiden Begriffe muss man auseinanderhalten. Im Anhang steht dazu Näheres, auch zur Definition der in diesem Zusammenhang wichtigen Reynoldszahl Re. Bei den Mikroorganismen sind die Reynoldszahlen sehr gering.

Die drei eben genannten Begriffe kann man sich aber auch ohne physikalische Ableitungen verdeutlichen. Der Widerstand F_W ist beispielsweise die Kraft, die eine aus dem Fenster eines fahrenden Autos gestreckte Hand nach hinten drückt. Der Widerstandsbeiwert c_W kennzeichnet die Strömungsschnittigkeit eines Körpers. Je größer (hier: erwünscht) er ist, desto größeren Widerstand erzeugt ein Körper unter sonst gleichen Bedingungen: Der c_W-Wert eines alten Kastenwagens ist mehrfach größer als der eines gleichgroßen, gleichschnell bewegten Rennwagens. Deshalb erzeugt der Kastenwagen auch größeren Widerstand. Die sehr kleine Reynoldszahl eines langsam absinkenden Planktonorganismus besagt im Grunde nur, dass der von Wasser umströmte Organismus sehr klein ist und/oder mit sehr geringer Geschwindigkeit umströmt wird.

Hertel (1968) hat Messungen an querangeströmten, dünnen röhrchenartigen und fädigen Strukturen bei geringen Reynoldszahlen durchführen lassen. Seine grafische Darstellung steht in Abbildung 2a. Demnach werden ihre Widerstandsbeiwerte bei kleineren Reynoldszahlen geradezu astronomisch hoch, und demgemäß sind die Sinkgeschwindigkeiten von Körpern, die solche Fortsätze tragen, äußerst gering. Bei Queranströmung der von Hertel vermessenen Faden- und Röhrchenstrukturen (Winkel zwischen Anströmungsrichtung und Längsachse 90°) ist der Widerstand im Übrigen zwei- bis dreimal größer als bei Längsanströmung (Winkel 0°). Dazwischen herrscht ein sinusförmiger Übergang (Abb. 2b). Wenn die *Thalassiosira*-Fäden in ganz unterschiedliche Richtungen abstehen, dürfte sich dieser Effekt aber ausmitteln. Nachtigall (2009) hat Gleiches für die länglichen Bremsfortsätze an den Pappushaaren von Diasporen der Kratzdistel *Cirsium vulgare* gefunden. Sie reduzieren die Sinkgeschwindigkeit eines Pappushaares im Vergleich

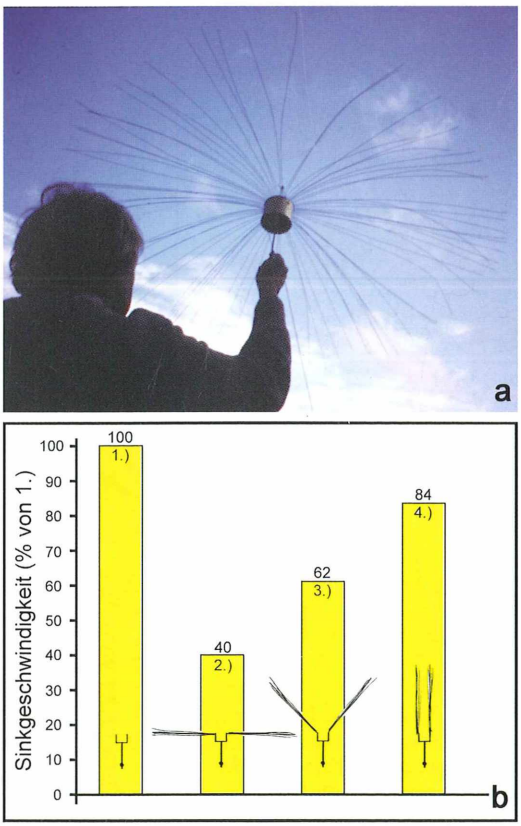


Abb. 3: Modellversuche.
a Modell mit Schwebefortsätzen. **b** Prozentuale Absinkgeschwindigkeiten; siehe Text. Im Diagramm ist v_{sink} von SK_K (d. h. v_{sink} des nackten Körpers ohne Fortsätze) gleich 100 % gesetzt.

mit einem Haar ohne Bremsfortsätze bei Längs- oder Parallelanströmung von etwa 9 cm s^{-1} auf rund 6 cm s^{-1}.
Weitere Randbedingungen sind freilich zu berücksichtigen, die hier nicht dargestellt werden können. Dass allerdings die *Thalassiosira*-Fäden widerstandsmäßig auf einem ganz anderen Stern arbeiten als alles, was die Technik und die makroskopische Natur kennt, dürfte verständlich geworden sein. Sie sind so außerordentlich effizient, weil sie so extrem dünn sind und so langsam angeströmt werden.

Zu den Begriffen Formwiderstand und Widerstandsanteile

Die auf historische Ansätze zurückgehende Bezeichnung Formwiderstand (Woltereck, 1913) ist an und für sich irreführend. Widerstände sind, wie erwähnt, Kräfte, die an umströmten Körpern in Anströmungsrichtung angreifen. Der Gesamtwiderstand F_{ges} eines umströmten, also etwa frei absinkenden Körpers setzt sich aus Druckwiderstand F_{WD} und Reibungswiderstand F_{WR} zusammen; $F_{Wges} = F_{WD} + F_{WR}$. Der Druckwiderstand ist formbedingt und könnte deshalb rein sprachlich durchaus als Formwiderstand bezeichnet werden. Der Reibungswiderstand ist flächenabhängig und heißt deshalb auch Oberflächenwiderstand. Mit geringerer Anströmgeschwindigkeit v reduziert sich nun nicht nur der Gesamtwiderstand F_{ges}; es verschieben sich auch die Anteile F_{WD} und F_{WR} am Gesamtwiderstand. Und zwar so, dass mit geringerer Reynoldszahl – also bei kleineren und/oder langsamer umströmten Körpern – F_{WD} ab- und F_{WR} zunimmt. Bei den extrem dünnen Chitinfortsätzen und den äußerst kleinen Sinkgeschwindigkeiten herrschen, wie im Anhang ausgeführt wird, äußerst geringe Reynoldszahlen vor. Hier kann man F_{WD} vollständig vernachlässigen; es herrscht praktisch reiner Reibungs- oder Oberflächenwiderstand F_{WR}. Man sieht, dass der Begriff Formwiderstand sprachlich völlig unpassend ist, weil er gerade das Gegenteil suggeriert: Die Form bestimmt in erster Linie den Druckwiderstand, aber gerade dieser ist beim Plankton-Absinken vernachlässigbar. Deshalb sollte man diesen Begriff nicht verwenden.

Modellversuch

In einem Modellexperiment wurde versucht, die Vorgänge in 7.000fach größerem Maßstab nachzuvollziehen. Dazu wurden zwei Sinkkörper SK_K und SK_F hergestellt.

SK_K: Als „nackter Körper" (Suffix K) verwendet wurde eine oben offene Konservendose.

SK_F: Als „Körper mit Fortsätzen" (Suffix F) wurde die gleiche Dosenanordnung verwendet, an die in der oberen Deckelebene 79 gerade Drahtstücke als Fortsätze angeklebt waren (Abb. 3a).

Nicht einzuhalten war die Reynoldszahl. Sie ist beim Modell sehr viel größer als beim Original (siehe Anhang). Doch erscheint es interessant zu prüfen, ob die „Technologie der Schwebefortsätze" auch in diesem so völlig anderen hydrodynamischen Bereich effektiv ist.
Über die konstante Fallstrecke von s_{sink} = 1,83 m wurde nach fliegendem Start jeweils die Zeit t_{sink} abgestoppt. Daraus wurde die Sinkgeschwindigkeit $v_{sink} = s_{sink} / t_{sink}$ berechnet, und es wurden nach jeweils 9-maliger Wiederholung die Mittelwerte für die folgenden vier Fälle berechnet (Abb. 3b): 1. Nackter Sinkkörper SK_K; 2. Sinkkörper mit Fortsätzen $SK_{F\ quer}$, Fortsätze quer gespreizt, das heißt quer angeströmt (β = 90°); 3. Sinkkörper mit Fortsätzen $SK_{F\ schräg}$, Fortsätze schräg gespreizt, das heißt schräg angeströmt (β = 45°); 4. Sinkkörper mit Fortsätzen $SK_{F\ längs}$, Fortsätze nach oben zusammengelegt, das heißt längsangeströmt (β = 0°).
Es haben sich die folgenden Werte ergeben (Mittelwert und Standardabweichung für jeweils n = 10 Versuche):

1. v_{sink} von SK_K : 83,50 cm s^{-1} ± 6,67 cm s^{-1} (± 8,0 %)
2. v_{sink} von $SK_{F\ quer}$: 33,70 cm s^{-1} ± 1,83 cm s^{-1} (± 5,4 %)
3. v_{sink} von $SK_{F\ schräg}$: 51,70 cm s^{-1} ± 4,55 cm s^{-1} (± 8,9 %)
4. v_{sink} von $SK_{F\ längs}$: 70,30 cm s^{-1} ± 3,20 cm s^{-1} (± 4,6 %)

Die Unterschiede der Mittelwerte zwischen allen vier Anströmungsfällen sind statistisch gesichert (1. gegen 4.): t-Test mit a = 5 %, n = 18).
Der Quotient $v_{sink\ Dose\ mit\ Fortsätzen\ quer} / v_{sink\ Dose\ ohne\ Fortsätze}$ beträgt 0,4. Die in etwa nach Art des Originals quer abgespreizten Schwebefortsätze haben also die Sinkgeschwindigkeit der nackten Dose um 60 % auf 40 % herabgesetzt. Sie kommen damit den Verhältnissen des Originals nahe und verdienen somit auch im makroskopischen Bereich ihren Namen.

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

Bei Queranströmung (Fall 2) ist im Modellexperiment (Abb. 2b) die Sinkgeschwindigkeit geringer und damit der Widerstand größer als bei Schräganströmung (Fall 3) und erst recht bei Längsanströmung (Fall 4), womit die Tendenzen von Abbildung 2b bestätigt werden.
Dass die Effekte der Fortsätze auf die Sinkgeschwindigkeits-Verminderung bei Original wie Modell so ähnlich sind, verwundert zunächst; unterscheiden sich die geometrischen und dynamischen Kenngrößen doch um astronomische Größenbereiche. In der Tat sind die absoluten Kenngrößen bei den betrachteten Reynoldszahlen des Originals und des Modells völlig unterschiedlich, doch führt ihr relatives Zusammenspiel zu ähnlichen prozentualen Effekten. Damit sind die großen Modelle gute Repräsentanten der winzigen Originale.

Anhang

Geometrische Kenngrößen für *Thalassiosira fluviatilis*

Döschenartige Zelle (Suffix: Z): Zylinder von $d_Z = 10{,}5$ µm Durchmesser, $h_Z = 16{,}0$ µm Höhe, $V_Z = 1385$ µm³ Volumen und $O_Z = 701$ µm² Oberfläche.

Chitin-Fäden (Suffix: F): $d_F = 0{,}15$ µm basaler Durchmesser, $l_F = 70$ µm Länge, 79 Anhänge pro Zelle, Gesamtvolumen $V_F = 98$ µm³, Gesamtoberfläche $O_F = 2605$ µm² (Mittelwerte).

Der Quotient d_Z / d_F beträgt 6,7. Der Quotient O_F / O_Z beträgt 3,72.

Sinkgeschwindigkeit von Kugeln bei kleinen Re-Zahlen (Stoke'sches Gesetz)

$v_{\text{sink Kugel}} = \{2\ g\ r^2\ (\rho_{\text{Körper}} - \rho_{\text{Wasser}})\} / \{9\ \eta_{\text{Wasser}}\}$

mit $g = 9{,}81$ m s^{-2} Erdbeschleunigung, r Radius in m, ρ Dichte in kg m^{-3}, η Zähigkeit in kg m^{-1} s^{-1}.

Widerstand F_W, Widerstandsbeiwert c_W und Reynoldszahl Re

Diese beiden erstgenannten Kenngrößen sind durch die Newton'sche Widerstandsgleichung $F_W = c_W A\ ^1/_2\ \rho v^2$ verknüpft (A Bezugsfläche, ρ Fluiddichte, $^1/_2\ \rho\ v^2$ Staudruck). Der Widerstandsbeiwert ist eine Funktion der Reynoldszahl $Re = v\,d\,\nu^{-1}$ (v Anströmgeschwindigkeit; d eine Länge, hier Durchmesser; ν kinematische Zähigkeit des Mediums, bei Wasser von 20° C gleich 10^{-6} m² s^{-1}). Zum Vergleich mit der *Thalassiosira* ($Re = 5{,}7 \cdot 10^{-7}$) : Für Verkehrsflugzeuge betragen die Reynoldszahlen etwa $5 \cdot 10^6$, für die gleitende Zanonie rund $3 \cdot 10^3$ (Nachtigall, 2012); für *Thalassiosira* sind sie also in geradezu astronomischen Relationen nicht weniger als 10^{13}- beziehungsweise 10^{10}-mal geringer.

Druckwiderstand F_{WD} und Reibungswiderstand F_{WR}

Druckwiderstand wird dadurch erzeugt, dass sich die Stromlinien hinter dem Körper nicht spiegelbildlich so schließen, wie sie sich vor dem Körper geöffnet haben, so dass am hinteren Teil ein geringerer Druck gegen die Anströmrichtung erzeugt wird als am vorderen Teil in Anströmrichtung.
Reibungswiderstand wird dadurch erzeugt, dass umströmende Fluidschichten Reibungskräfte zwischen sich übertragen.

Hertel'sche Messwerte (Abb. 2)

In Abbildung 2a ist der Stirnflächen-Widerstandsbeiwert c_{WSt} (Bezugsfläche A für einen Zylinder der Länge l und des Durchmessers d gleich $A = l \cdot d$) über der Reynoldszahl (Bezugslänge d) aufgetragen. Man erkennt, dass c_W mit fallender Re größer wird. Für Strohhalme gilt beispielsweise $c_W = 1$ bei $Re = 400$, für Baumwollfäden bereits $c_W = 10$ bei $Re = 8$. Für die Chitinfortsätze berechnet sich die Reynoldszahl zu $Re = 3{,}8 \cdot 10^{-6}$ (m s^1) $\cdot 0{,}15 \cdot 10^{-6}$ (m) / 10^{-6} (m² s^{-1}) $= 5{,}7 \cdot 10^{-7}$, ist also weit, weit „links außen" von dem Hertel'schen Messbereich. Ganz grob überlegt kann man für die *Thalassiosira*-Fäden bei quadratischer Abhängigkeit $F_W \sim v^2$ von Beiwerten vielleicht um die 10^5 bis 10^6 ausgehen; bei linearer, wie sie manchmal für geringe Reynoldszahlen angenommen wird, sind sie immer noch sehr hoch.

Daten für das nackte Modell

Durchmesser $d_K = 7{,}3$ cm, Höhe $h_K = 5{,}7$ cm (einbeschreibbares Volumen $V_K = 239$ cm³, Oberfläche $O_K = 215$ cm²). Zur Stabilisierung der Lage beim Absinken wurde an die untere Deckelebene ein 20 cm langer 3 mm-Gewindestab angeschraubt, der am unteren Ende eine kleine Eisenkugel von 100 g Masse

trug. Zum Angleich an die bei SK_F beschriebene Zusatzmasse und den hydrostatischen Auftrieb der Fortsätze wurde innen am Dosenboden eine Eisenscheibe gleicher Masse und gleichen Volumens (gleicher Dichte) befestigt.

Daten für das Modell mit Fortsätzen

Daten der Fortsätze: Durchmessers d_F = 0,75 mm, Länge l_F = 48,7 cm, Volumen V_{Fges} = 17 cm^3, Oberfläche O_{Fges} = 906 cm^2. Der Quotient d_K / d_F beträgt 97, der Quotient l_F / l_K beträgt 8,5. In Bezug auf die relativen Längen und die relativen Durchmesser sind sich damit Alge und Modell in etwa geometrisch ähnlich. Der Quotient O_F/O_K war 4,21. Die Fäden vergrößern die Oberfläche der Zelle um 421 % auf 521 %, also jedenfalls um die gleiche Größenordnung wie beim Original.

Reynold'sche Unähnlichkeit zwischen Original und Modell

Beim Original betrug die Reynoldszahl $Re_{d\ Original} = 5{,}7 \cdot 10^{-7}$. Da der Dosendurchmesser rund 7.000-mal größer ist als der Durchmesser der *Thalassiosira*-Zelle, müsste die Sinkgeschwindigkeit der Dose zur Herstellung der Reynolds-Ähnlichkeit rund 7.000-mal geringer sein, dürfte also lediglich rund 2 µm h^{-1} betragen. Gearbeitet wurde vielmehr im Ruhigwasser des Bodensees (T = 20,5 °C) mit einer mittleren Sinkgeschwindigkeit $v_{sink\ Dose}$ = 83,5 cm s^{-1}, also mit einer mittleren Reynoldszahl von Re = $6{,}1 \cdot 10^4$. Diese experimentelle Re-Zahl ist also wiederum astronomisch weit entfernt von der biologischen, nämlich 10^{11}-mal größer, so dass in diesem Punkt Ähnlichkeit keinesfalls hergestellt werden konnte.

Danksagung

Herrn W. Bettighofer, dessen Arbeit die Anregung für die hier vorgelegten Überlegungen und Messungen gegeben hat, danke ich für die Zurverfügungstellung der Abbildung 1a sowie für förderliche Kritik und Literaturhinweise, Herrn Dr. A. Wisser für die Zusammenstellung der Abbildungen.

Literaturhinweise

Bettighofer, W.: Planktische Diatomeen um Helgoland. Teil 1: Die Schwebefortsätze. Mikrokosmos 101, 160–165 (2012).

Gran, H. H.: Pelagic life. In: Murray, J., Hjort, J. (eds.): The depth of the ocean. Macmillan, London 1912.

Hertel, H.: Struktur, Form, Bewegung. Krauskopff, Mainz 1968.

Herth, W., Zugenmaier, P.: Ultrastructure of the chitin fibrils of the centric diatom *Cyclotella cryptica*. J. Ultrastruct. Res. 61, 230–239 (1977).

Nachtigall, W.: Wasserleben in mikroskopischen Dimensionen – Eine physikalisch-ökologische Nische besonderer Art. Mikrokosmos 87, 71–77 (1998).

Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 3: Die Federbällchen der Kratzdistel als Meister der Windverbreitung. Mikrokosmos 98, 266–271 (2009).

Nachtigall, W.: Nurflügler-Samen von *Alsomitra macrocarpa* – Die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt. Teil 4: Die „aerodynamische Visitenkarte". Mit einer Einführung in die Strömungstechnik. Mikrokosmos 101, 51–59 (2012).

Walsby, A. E., Xypolyta, A.: The form resistance of chitin fibres attached to the cells of *Thalassiosira fluviatilis* (Hustedt). British Phycol. J., 12, 215–223 (1977).

Woltereck, R.: Über Funktion, Herkunft und Einstellungsursachen der sogenannten „Schwebe-Fortsätze" planktischer Cladoceren. Zoologica 67, 475–549 (1913).

Verfasser: Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall, Außenstelle Technische Biologie und Bionik der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz an der Universität des Saarlands, Postfach 151150, 66041 Saarbrücken,
E-Mail: w.nachtigall@mx.uni-saarland.de

Historische Anzeige aus dem Jahrgang 1955/56.

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

Purpurbakterien – Zurück zum Anfang des Lebens

Eckhard Völcker

Wenn zum Ende des Winters das Eis auf Gräben und Seen schmilzt, findet man regelmäßig lila schillernde Aggregate, die im Wasser schwimmen. Wenn wir diese Aggregate unter dem Mikroskop untersuchen, finden wir Purpurbakterien, Zeugen aus der Vergangenheit unserer Erde, als der Sauerstoffgehalt der Atmosphäre noch sehr gering war.

Unter dem Eis werden die organischen Abfälle des Sommers – tote Algen, Blätter etc. – von Bakterien abgebaut. Die in komplexen organischen Verbindungen gespeicherte chemische Energie wird von den Bakterien zurückgewonnen. Dabei werden die organischen Verbindungen in ihre ursprünglichen, anorganischen Grundstoffe umgewandelt. Bei diesem Prozess wird Sauerstoff verbraucht. Ist genügend organisches Material als Nahrung für Bakterien vorhanden und der Nachschub an frischem Sauerstoff knapp, wird die Umwelt anaerob – ein Milieu mit sehr wenig freiem Sauerstoff. Diese Umgebung entspricht den Bedingungen aus der Urzeit unsere Erde. Hier finden wir Nachkommen der ersten Bakterien, obligate Anaerobier, die es heute noch gibt.

Erste Photosynthese

Die ersten Lebewesen der Erde, Urbakterien, waren chemoheterotroph, das heißt, sie nutzten zur Energiegewinnung freie organische Substanzen, die durch nicht-biologische Vorgänge entstanden sind. Man nimmt heute an, dass die ersten lichtabsorbierenden Pigmente primär zum Schutz vor UV-Strahlung entstanden. Aus diesen ersten lichtabsorbierenden Pigmenten entstanden Bakteriochlorophylle, mit denen Photosynthese betrieben werden kann (Campbell, 1997). Die chemische Reaktionsgleichung für die Photosynthese mit Hilfe des Bakteriochlorophylls lautet wie folgt:

$$6\,CO_2 + 12\,H_2S + \text{Licht} \rightarrow C_6H_{12}O_6 + 12\,S + 6\,H_2O$$

Die durch diese Photosynthese möglich gewordene Synthese organischen Materials mit Hilfe des Sonnenlichts war ein gewaltiger Fortschritt in der Evolution.

Anders als beim normalen Chlorophyll wird von Bakteriochlorophyll Schwefelwasserstoff verbraucht und als Abfallprodukt elementarer Schwefel und kein Sauerstoff produziert.

Abb. 1: Übersichtsbild einer frischen Sulfuretum-Probe.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck und Verwendung nur mit Genehmigung.

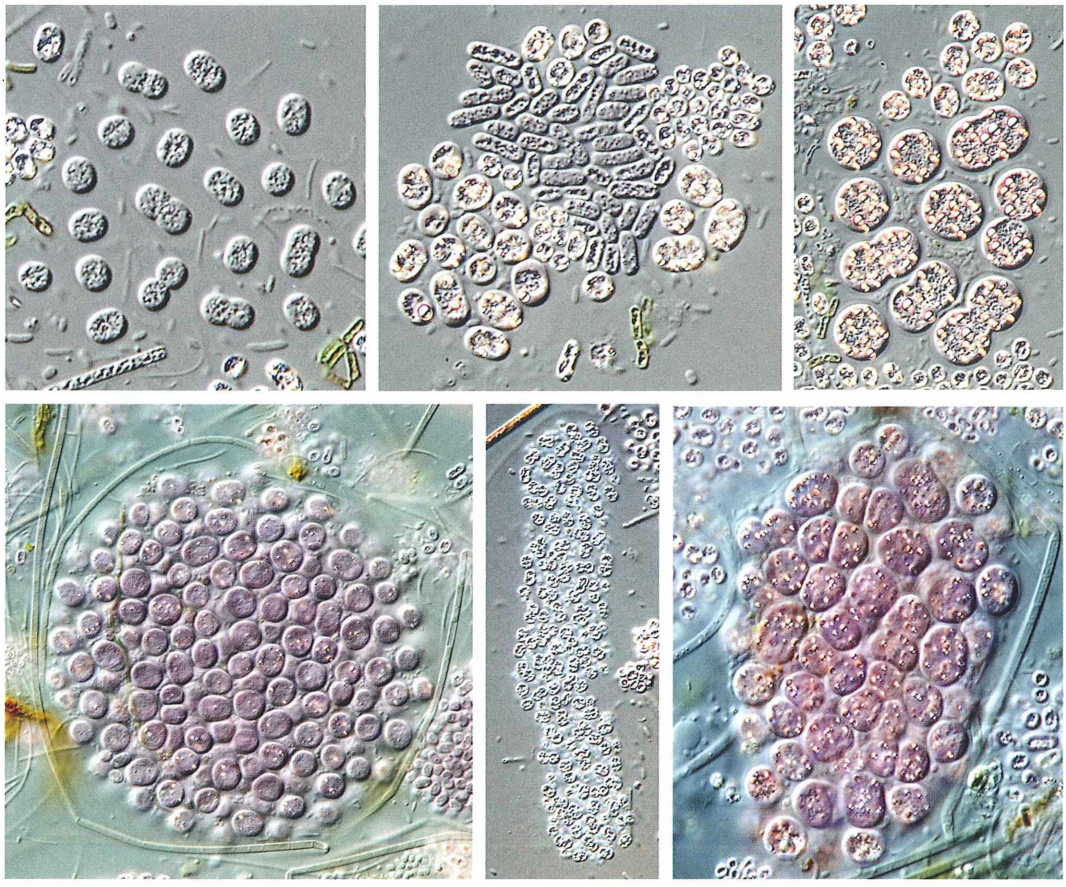


Abb. 2: Kolonien unterschiedlicher Purpurbakterien aus einem Sulfuretum.

Bakteriengemeinschaft Sulfuretum

Der Grund (Benthos) mancher Gewässer ist permanent anaerob. In diesen Gewässern können am Boden, in der anoxisch-oxischen Übergangszone, regelrechte Matten aus Purpurbakterien in einem Ökosystem zusammenleben. Ein solches Ökosystem wird Sulfuretum (Sulfur = Schwefel) genannt (Baas-Becking, 1925). In einem Sulfuretum leben unterschiedliche, obligate Anaerobier, die Schwefel, Sulfit und Sulfat oxidieren beziehungsweise reduzieren, in einer Lebensgemeinschaft zusammen.

Als Purpurbakterien werden alle obligat oder fakultativ phototroph lebenden Proteobakterien bezeichnet. Sie bilden keine in sich geschlossene (monophyletische) Gruppe, sondern enthalten Vertreter aus den Klassen der Alpha-, Beta- und Gamma-Proteobacteria. Ihre für die Photosynthese verwendeten Pigmente (Bakteriochlorophylle und Carotinoide) verleihen den Purpurbakterien eine auffällige, purpurne, rote oder braune Färbung.

Eigene Funde

Im letzten Herbst fand ich südlich von Berlin in einem Graben ein solches Sulfuretum. Bedeckt war es mit einer Schicht aus Detritus, Cyanobakterien sowie organischen Abfällen wie Laub und tote Wasserpflanzen. Ich habe eine dieser Matten vorsichtig nach Hause transportiert und geöffnet. Dabei trat eine Vielzahl von Purpurbakterien zu Tage (Abb. 1, Titelbild). Offenbar gibt es eine Vielzahl auf Grund ihrer Größe, Färbung und Kolonieform unterschiedlicher Arten (Abb. 2), die zu bestimmen mithilfe der für den Hobbymikroskopiker zur Verfügung stehenden Literatur kaum möglich ist.

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

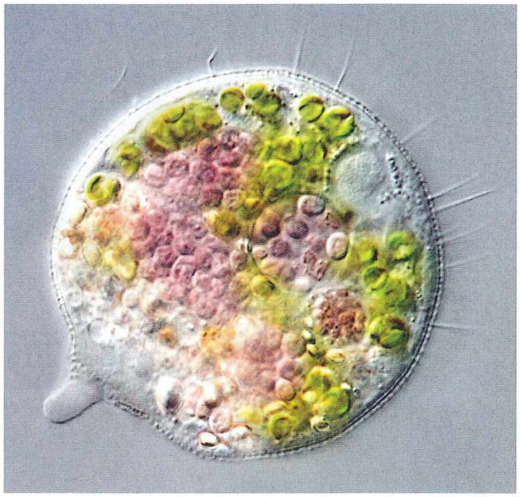


Abb. 3: Ein Vertreter der Amöbengattung *Cochliopodium* mit Purpurbakterien in seinen Nahrungsvakuolen.

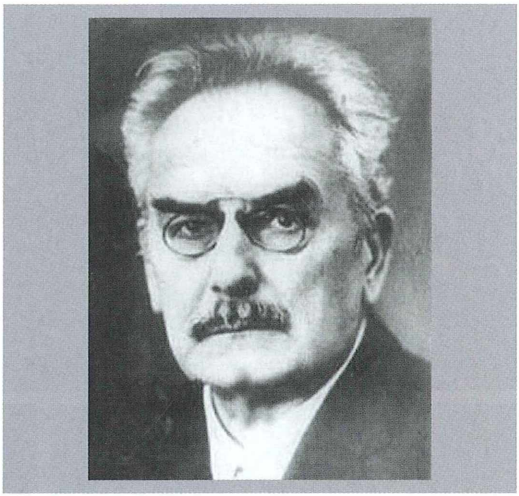


Abb. 4: Der Botaniker Hans Molisch (1856–1937) publizierte 1907 ein zusammenfassendes Werk über Purpurbakterien.

Auch einige Ciliaten und Amöben, die Purpurbakterien in ihren Nahrungsvakuolen hatten, konnten beobachtet werden. Im Einzelnen waren dies *Paramecium caudatum*, *Stentor coeruleus*, *Colpidium colpoda* sowie Amöben aus den Gattungen *Cochliopodium* (Abb. 3) und *Amoeba*. Diese Protozoen müssen zumindest über eine gewisse Toleranz gegenüber Schwefelwasserstoff verfügen.

Die Purpurbakterien sind für unsere Ökosysteme sehr wichtig. Der von den Bakterien überhalb des Sulfuretums gebildete Schwefelwasserstoff ist giftig. Durch die Sulfuretum-Bakterien wird dieses Gift abgebaut und somit unschädlich gemacht.

Hinweise zur Kultur von Purpurbakterien

Hans Molisch (Abb. 4) hat 1907 in seinem Buch *Die Purpurbakterien* verschiedene Methoden beschrieben, eine Kultur von Purpurbakterien anzulegen. Da ich Purpurbakterien aus der Natur entnommen habe, musste ich auf diese Methoden nicht zurückgreifen, möchte sie aber hier kurz zusammenfassen. Wichtig sind dabei organische Substanzen, die im Licht bei erschwertem Sauerstoffzutritt abgebaut werden, also verfaulen.

In ein Glas wird etwas Heu gegeben. Das Heu darf nicht hochsteigen können. Das Glas wird mit Wasser aus einem Teich oder einem anderen natürlichen Gewässer aufgegossen, mit einer Glasplatte abgedeckt und in ein Südfenster gestellt. Nach drei bis acht Wochen stellen sich reichlich unterschiedliche Purpurbakterien ein, vor allem auf der dem Licht zugewandten Seite. Dieser Versuch kann auch mit anderem organischen Material (gekochtes Ei, Rinderknochen, Fleischreste, Regenwürmern etc.) durchgeführt werden. Zur Beobachtung der unterschiedlichen Kolonieformen eignet sich am besten die Dunkelfeldmikroskopie.

Literaturhinweise

Campbell, N. A.: Biologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1997.
Baas-Becking, L. G. M.: Studies on the sulphur bacteria. Ann. Bot. 39, 613–650 (1925).
Dyer, B. D.: A field guide to bacteria. Cornell University Press, Ithaca 2003.
Molisch, H.: Die Purpurbakterien. Gustav Fischer Verlag, Jena 1907.
Nultsch, W.: Allgemeine Botanik, 12. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2012.

Verfasser: Eckhard Völcker,
Karwendelstraße 25, 12203 Berlin,
E-Mail: eckhard.voelcker@me.com

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

Alles Gute kommt von oben: Luftkeime

Teil 3: Mikroskopische Untersuchungen – Eukaryoten

Cordula Siering und Klaus Hausmann

Im ersten Teil dieser Artikelserie wurde die makroskopisch sichtbare Vielfalt der aus der Luft aufgefangenen Keime beschrieben. Der zweite Teil befasste sich mit den licht- und rasterelektronenmikroskopischen Untersuchungen an Prokaryoten. Im vorliegenden Artikel werden zunächst die Systematik und Vermehrungsformen der Pilze erläutert und dann die rasterelektronenmikroskopischen Beobachtungen an diesen auf Luftfangplatten gewachsenen Eukaryoten dargelegt.

Pilze gehören im Gegensatz zu den Bakterien zu der Gruppe der Eukaryoten. Es gibt unter ihnen sowohl einzellige (Hefen) als auch vielzellige Vertreter (mit Hyphen). Man gliedert die Pilze in drei nicht näher verwandte Gruppen, nämlich in die Eumycota, die Schleimpilze und die Oomycota.

Die in der Luft vorkommenden Schimmelpilze und Hefen gehören zu der Gruppe der Eumycota. Diese Gruppe lässt sich traditionell in vier Hauptklassen unterteilen: Chytridiomyceten, Zygomyceten (Jochpilze), Ascomyceten (Schlauchpilze) und Basidiomyceten (Ständerpilze). Zu den Ascomyceten gehören die Klasse der Hefen (Saccharomycetes) und die Schimmelpilzgattungen *Penicillium* (Pinselschimmel) sowie *Aspergillus* (Gießkannenschimmel). Erwähnenswert ist auch die Gattung *Mucor* (Köpfchenschimmel) aus der Gruppe der Zygomyceten (Kück et al., 2009). Namen gebend für die Schimmelpilzgattungen ist die Form ihrer Sporenträger (Abb. 1). In der Luft lassen sich neben den Hefen Vertreter aller drei genannten Schimmelpilzgattungen nachweisen (Bayrhuber und Lucius, 1992).

Vermehrung der Hefen und Schimmelpilze

Die meisten Pilze vermehren sich durch asexuelle Sporen. Diese dienen neben der Verbreitung auch als Überdauerungsorgan (Kück et al., 2009). Die Pilzsporen entsprechen jedoch nicht den Endosporen der Bakterien, denn sie zeigen geringere Resistenzen gegenüber Hitze und chemischen Agenzien (Bayrhuber und Lucius, 1992).

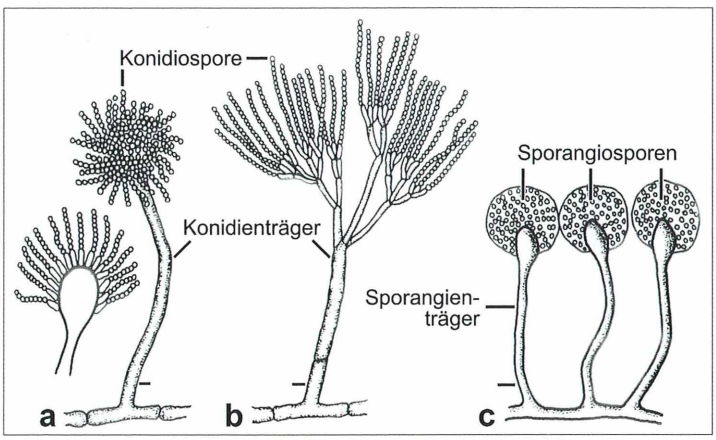


Abb. 1: Sporenträger von **a** *Aspergillus*, **b** *Penicillium* und **c** *Mucor*, wobei a und b der Gruppe der Ascomyceten und c der Gruppe der Zygomyceten angehören (aus Bayrhuber und Lucius, 1992).

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

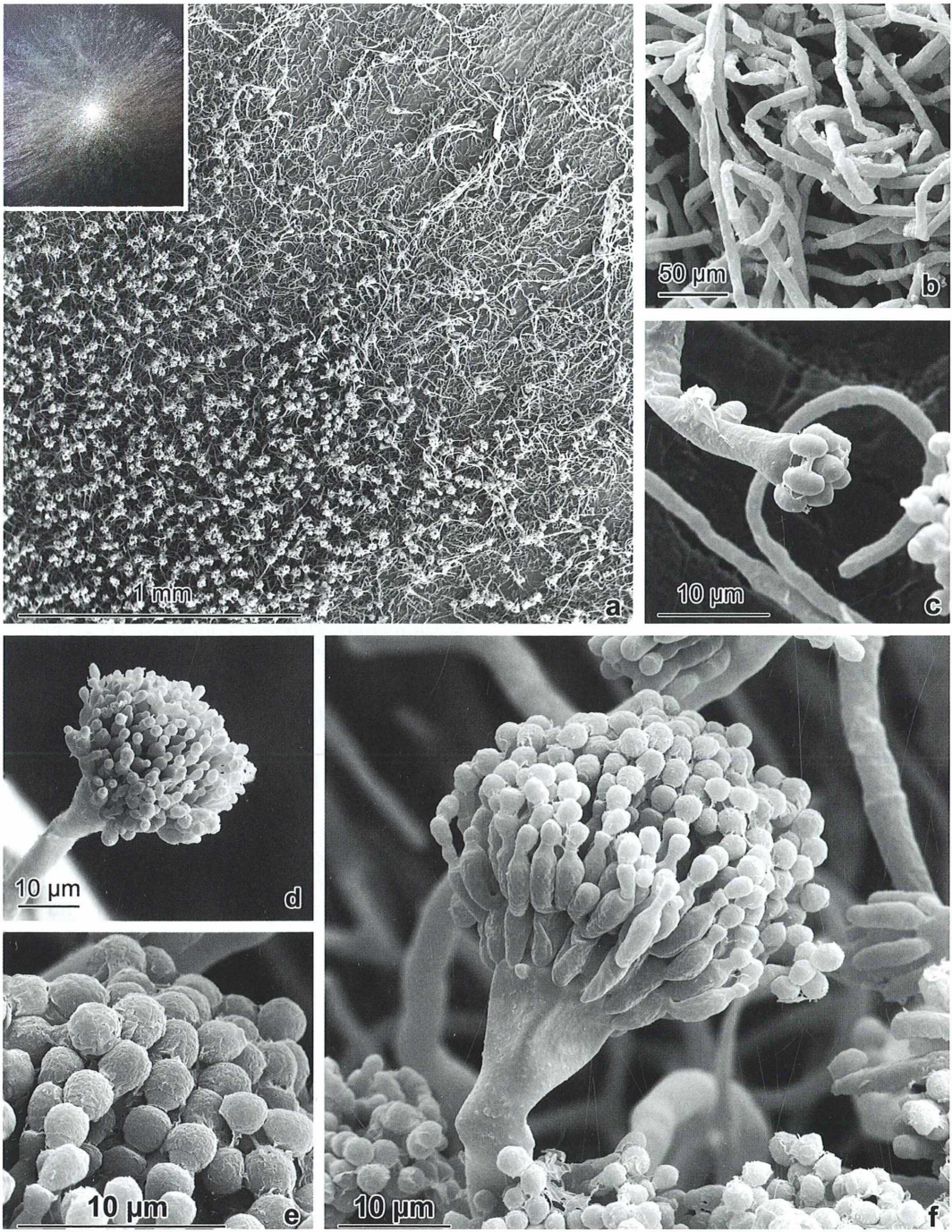
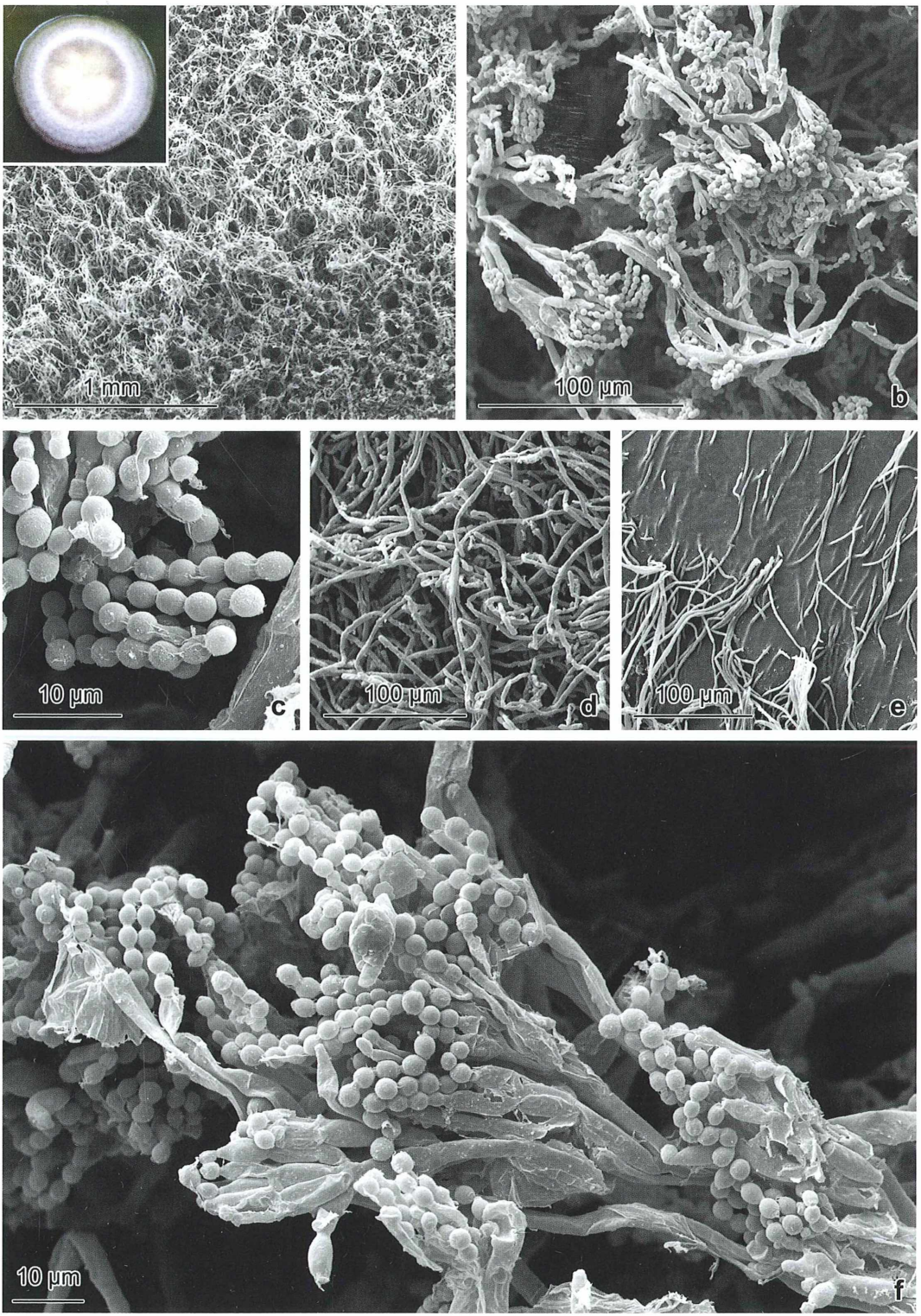


Abb. 2: Rasterelektronenmikroskopische (REM) Aufnahmen einer *Penicillium*-Art. **a** Übersicht, wobei sich links unten die Pilzmitte befindet. Die Peripherie wird primär von Hyphen gebildet. **b** Hyphen. **c** Junger Sporenträger. **d** Sporenträger. **e** Sporen. **f** Ausgereifter Sporenträger.

Abb. 3: Unbestimmter Ascomycet (REM). **a** Übersicht. **b** Sporenträger im Hyphengeflecht. **c** In Ketten hintereinanderliegende Sporen. **d** Hyphen. **e** In den Agar eindringende Hyphen (Randbereich der Kolonie). **f** Sporenträger.

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



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

Lediglich die oft vorhandene Pigmentierung der Pilzsporen stellt eine Gemeinsamkeit mit den Bakteriensporen dar. Bei beiden Gruppen dient sie dem UV-Schutz. Allerdings haben die Pigmente der Pilze keine photosynthetischen Funktionen und werden eher durch Melanine als durch Carotinoide hervorgerufen.
Typisch für die Zygomyceten ist eine endogene Sporenbildung in Sporangien und für die Ascomyceten eine exogene Abschnürung der Sporen von den Sporenträgern. Daraus resultiert auch die unterschiedliche Namensgebung der Sporen und der Sporenträger beider Gruppen. So werden die Sporen der Ascomyceten auch Konidiosporen oder Konidien und die Sporenträger Konidienträger oder Konidiophoren genannt (Abb. 1). Eine weitere Besonderheit stellt bei den Schimmelpilzen die Möglichkeit zur Bildung von Arthrosporen dar. Sie entstehen beim Zerfall einer Hyphe und können auch als Überdauerungsform dienen (Kück et al., 2009). In der Luft kommen Pilze ausschließlich in Form von Sporen vor.
Hefen können sich ebenso wie Schimmelpilze durch Sporenbildung vermehren. Typisch ist aber die Vermehrung durch Knospung (auch Sprossung genannt). Dabei wächst aus der Mutterzelle eine kleinere Tochterzelle aus, die sich erst vergrößert und sich dann nach einiger Zeit von der Mutterzelle abschnürt (Madigan und Martinko, 2009). Die Hefenmutterzellen sterben nach dem Hervorbringen von 20 bis 30 Tochterzellen ab. Hefen der Gattung *Schizosaccharomyces* (Spalthefe) durchlaufen wie Bakterien eine einfache Zweiteilung, bei der zwei identische Tochterzellen entstehen (Campbell et al., 2009).

Präparationstechnik für die Rasterelektronenmikroskopie

Die Pilze wurden angereichert wie im ersten Teil dieser Artikelserie beschrieben (Siering und Hausmann, 2012). Die rasterelektronenmikroskopischen Untersuchungen wurden im Wesentlichen wie zuvor erläutert durchgeführt (Siering und Hausmann, 2013).
Lediglich bei der Fixierung und Waschung der Präparate war besondere Vorsicht geboten, denn die Hefekolonien waren äußerst instabil und konnten daher nur zwei Waschungen unterzogen werden. Auch beim Ein- und Auspipettieren der Flüssigkeiten war viel Fingerspitzengefühl nötig, um die Kolonien nicht zu starken Strömungen auszusetzen.
Die Pilzkolonien wurden mit der Oberseite nach unten in die Fixierlösung gelegt, da sie andernfalls zu viel Luft in ihrem Hyphengeflecht einschlossen und dann an der Oberfläche der jeweiligen Lösungen schwammen.
Die Kritische-Punkt-Trocknung sowie das Besputtern der Präparate bedurften keiner besonderen Vorsichtmaßnahmen.

Die Schimmelpilze

Im Rasterelektronenmikroskop wurden zunächst Schimmelpilze untersucht. Die erste Pilzgruppe bestand aus unterschiedlichen Bereichen. Die Sporenträger häuften sich zur Pilzmitte hin (Abb. 2a). Der äußere Pilzbereich bestand dann hauptsächlich nur noch aus Hyphen (Abb. 2b), die sich zum Teil zu noch größeren Einheiten verbanden.
Die Sporenträger hatten die Form eines Pinsels, womit diese Pilze eindeutig der Gattung *Penicillium* zugeordnet werden konnten. Auch Sporenträger, die sich gerade erst neu gebildet hatten, konnten festgehalten werden (Abb. 2c). Diese hatten einen Durchmesser von etwa 8,5 µm, während ein ausgereifter Konidienträger eine Größe von rund 35 µm aufweisen konnte (Abb. 2f). Die einzelnen Sporen hatten dabei einen Durchmesser von 2 bis 3 µm (Abb. 2e).
Eine weitere Pilzgruppe offenbarte im Rasterelektronenmikroskop ein ganz anderes Bild. Die im makroskopischen Foto offensichtlich ungleichen Bereiche waren im Rasterelektronenmikroskop kaum zu unterscheiden (Abb. 3a). Die Sporenträger standen nicht aufrecht, wie in der Probe zuvor, sondern waren mit in das Hyphengeflecht integriert (Abb. 3b). So war es schwieriger, die Form der Sporenträger zu identifizieren. Jedoch deutet Abbildung 3f darauf hin, dass es sich um Pinselsporenträger handelte. In Abbildung 3c kann man gut die in Ketten hintereinanderliegenden Sporen erkennen.
Die Hyphen drangen im Randbereich in den Agar ein (Abb. 3e). Das erklärt auch, warum sich die Pilze bei der Fixierung nicht wie die Bakterienkolonien vom Agar lösten. Bei einem anderen Pilz konnte man sehen, dass die Hyphen bis zu 300 µm in den Nähragar eindrangen. Sie scheinen somit nicht nur der Vergrößerung und Ausbreitung des Pilzes, sondern insbesondere auch seiner Verankerung im Substrat zu dienen.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck und Verwendung nur mit Genehmigung.

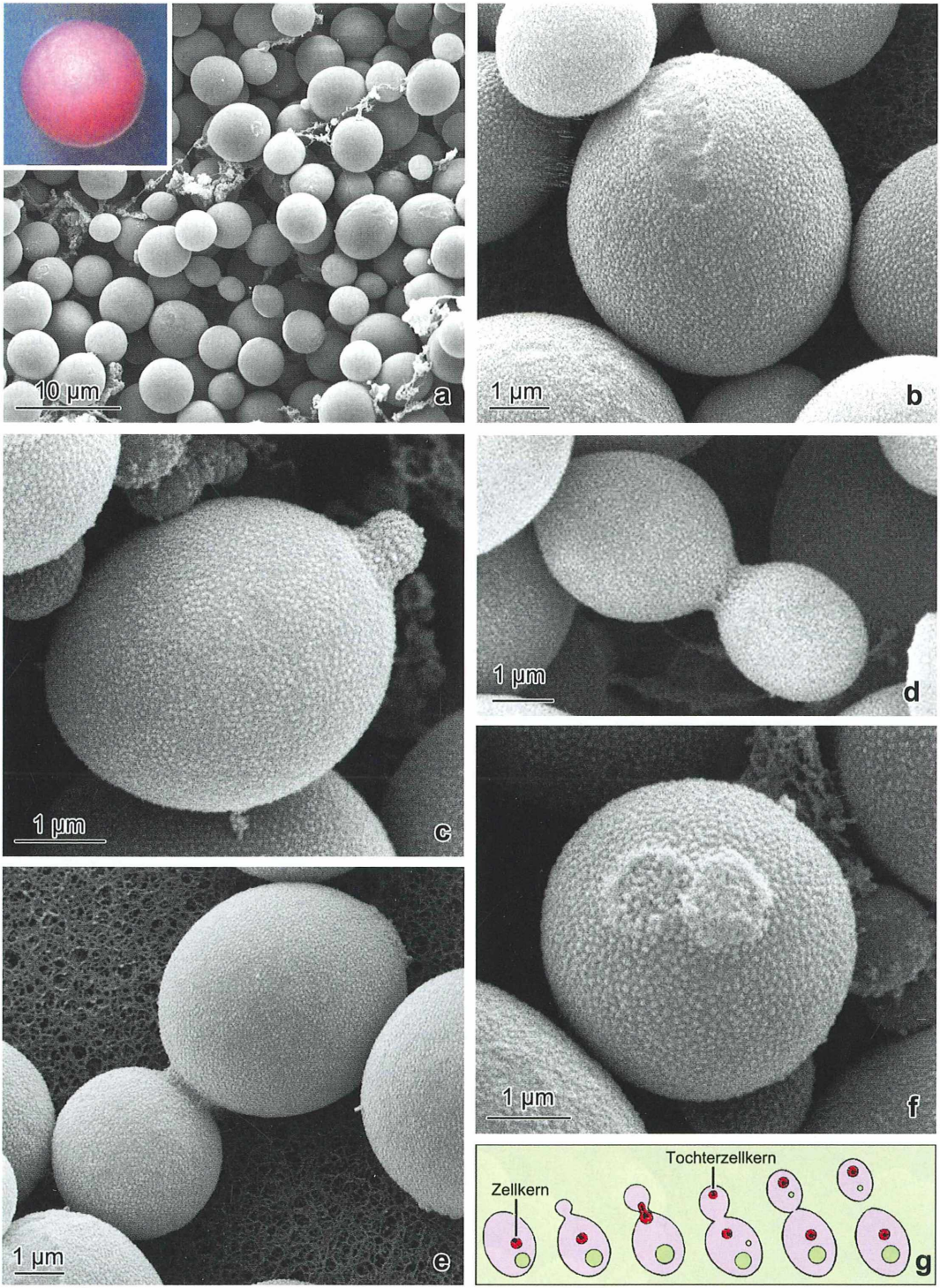


Abb. 4: Sprosshefe (REM). **a** Überblick. **b** Aufgerissene Zelle. **c** Beginnende Knospung. **d** Knospung. **e** Nahezu ausgewachsene Tochterzelle. **f** Hinterbliebene Narben von zwei Knospungen an der Mutterzelle. **g** Schema zur Knospung.

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

Bei einem weiteren Pilz wurde eine Abschätzung der Anzahl der Sporen durchgeführt. Der Pilz verfügte über etwa 40.000 Sporenträger. Ausgereifte Sporenträger besaßen über 500 Sporen. Selbst wenn man davon ausgeht, dass jeder Sporenträger durchschnittlich nur 400 Sporen hatte, ergibt sich daraus eine unglaubliche Gesamtsporenanzahl von 16.000.000. Das bedeutet, dass dieser unter 2 cm große Pilz mindestens 16 Millionen Sporen ausgebildet hatte. Eine kaum vorstellbare und daher fast unglaubliche Zahl!

Die Hefen

Bei den Hefen konnte man sowohl Spross- als auch Spalthefen auf den Luftfangplatten nachweisen. Bei den rasterelektronenmikroskopischen Bildern der Sprosshefe konnte man einzelne Stadien einer Knospung gut erkennen (Abb. 4). Auch die typischen Narben von Abknospungen konnten identifiziert werden. Auffallend war auch die nahezu perfekte Kugelform der einzelnen Zellen. Ihr Durchmesser betrug 3 bis 6 µm. Die Zelloberfläche wies punktförmige Erhöhungen auf. Die meisten Zellen waren nicht miteinander verbunden, sondern lagen lose aufeinander. Das erklärt auch die geringe Stabilität der Kolonien.

Die Zellen der Spalthefe waren von ungewöhnlicher Gestalt (Abb. 5). Ihre Zellen waren länglich, aber sehr unterschiedlich geformt. Ihre Länge betrug durchschnittlich nur 1,2 µm. Auch in dieser Kolonie fand man nur wenige fädige Strukturen zwischen den einzelnen Zellen.

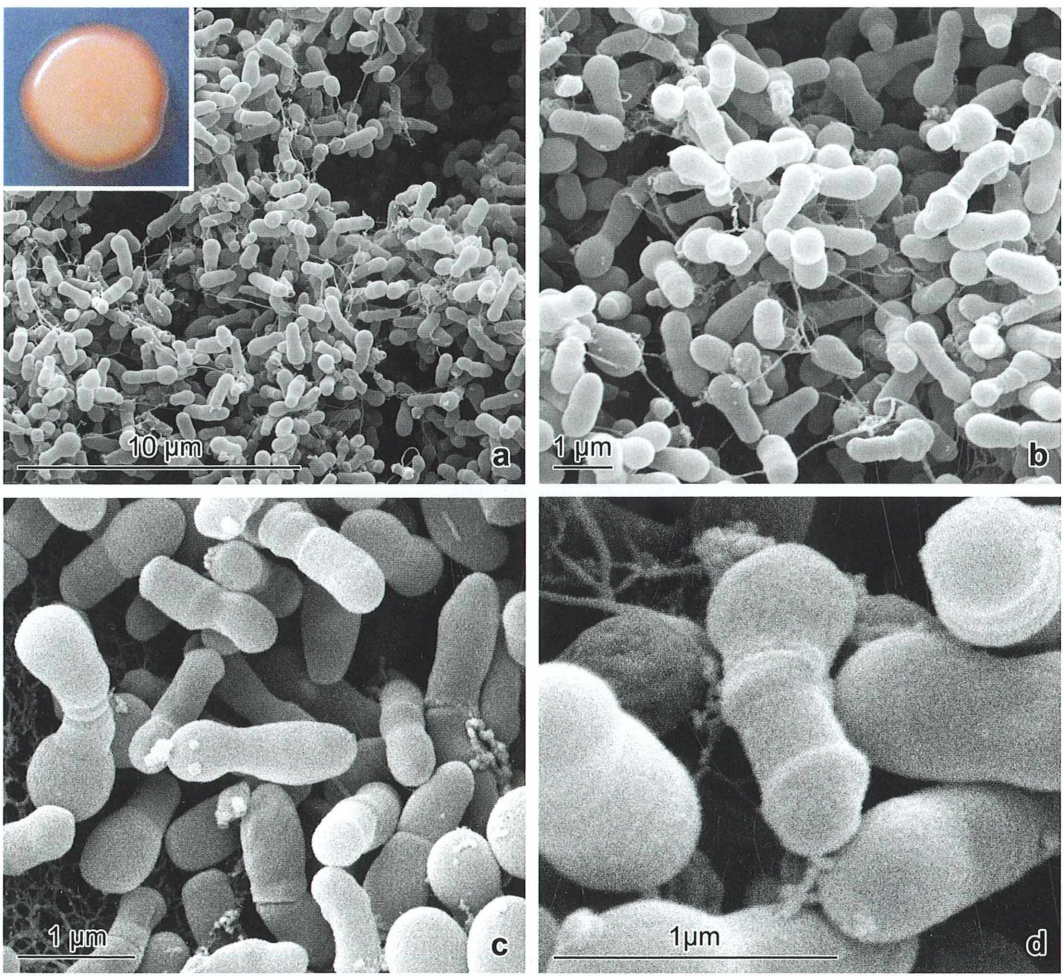


Abb. 5: Spalthefe (REM). **a** Überblick. **b** Fädige Strukturen zwischen den Zellen. **c** und **d** Habitus der Hefezellen.

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

Resümee

Zusammenfassend bleibt zu sagen, dass dieser einfache Versuch mit Luftfangplatten ein weites Forschungsfeld umfasst. Es reicht von Bakterien über Hefen bis hin zu Schimmelpilzen und verbindet so verschiedene Fachbereiche miteinander. Der hier dokumentierte Versuchsansatz wurde früher oft genauso in der Schule und spätestens im mikrobiologischen Grundpraktikum an der Universität durchgeführt. Und doch können die Ergebnisse dort meist nur quantitativ ausgewertet werden. Es weiß kaum jemand ganz genau, welche Keime aufgefangen wurden. Aus diesem Grund wurde dieser Versuch auch aus den meisten Schulen und sogar aus den Universitäten verbannt, nicht zuletzt aus Angst vor einer möglichen Anreicherung von Pathogenen. Dabei sollte es doch von höchstem Interesse sein, zu dokumentieren und zu ergründen, welche Organismen uns stets umgeben, welche Arten direkt vor unserer Tür zu finden sind.

Danksagung

Wir bedanken uns bei der Arbeitsgruppe von Frau Prof. Dr. Regine Hengge, Institut für Biologie/Mikrobiologie der Freien Universität Berlin, für die Bereitstellung der Nährmedien.

Literaturhinweise

Bayrhuber, H., Lucius, E. R. (Hrsg.): Handbuch der praktischen Mikrobiologie und Biotechnik. Band 1. Mikrobiologische Grundlagen, Biotechnik der Nahrungs- und Genußmittelproduktion. Metzler Schulbuchverlag GmbH, Hannover 1992.

Campbell, N. A., Reece, J. B., Urry, L. A., Cain, M. L., Wassermann, S. A., Minorsky, P. V., Jackson, R. B.: Biologie. Pearson Studium, München 2009.

Fuchs, G., Schlegel, H.-G., mit Beiträgen von Eitinger, T., Fuchs, G., Heider, J., Kemper, B., Kothe, E., Schink, B., Schneider, E., Unden, G.: Allgemeine Mikrobiologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2007.

Kück, U., Nowrousian, M., Hoff, B., Engh, I.: Schimmelpilze. Lebensweise, Nutzen, Schaden und Bekämpfung. Springer-Verlag, Berlin 2009.

Madigan, M. T., Martinko, J. M.: Brock Mikrobiologie. Pearson Studium, München 2009.

Siering, C., Hausmann, K.: Alles Gute kommt von oben: Luftkeime. Teil 1: Makroskopische Untersuchungen. Mikrokosmos 101, 331–339 (2012).

Siering, C., Hausmann, K.: Alles Gute kommt von oben: Luftkeime. Teil 2: Mikroskopische Untersuchungen – Prokaryoten. Mikrokosmos 102, 65–73 (2013).

Steinbüchel, A., Oppermann-Sanio, F. B.: Mikrobiologisches Praktikum. Springer-Verlag, Berlin 2003, Nachdruck 2011.

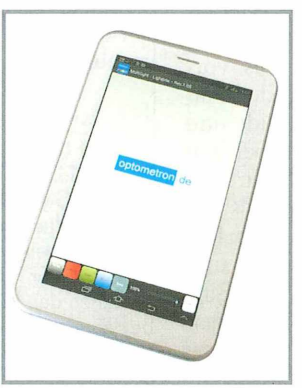
Verfasser: B. Sc. Cordula Siering und Prof. Dr. Klaus Hausmann, beide Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin; E-Mails: cordula.siering@gmx.de und hausmann@zedat.fu-berlin.de

Aus der Industrie

Kostenlose App MULTILIGHT

Der kleine Helfer soll dem Anwender in der Bildverarbeitung oder der Mikroskopie die Frage beantworten, ob für seine Anwendung ein Durchlicht sinnvoll ist, ohne vorab Investitionen tätigen zu müssen.

Bei der kostenlosen APP wird das Display eines Android Tablet Computers als Durchlicht verwendet. Es kann weißes, grünes und blaues Durchlicht ausgewählt werden. Zusätzlich kann strukturiertes Licht in Form von S/W-Balken simuliert werden. Die Helligkeit ist einstellbar. Sinnvoll ist der Einsatz für Tablets ab einer Diagonale von 7″. Ihre Displays sind hell genug, um über den Einsatz von Durchlicht zu entscheiden.



Die kostenlose App MULTILIGHT für Android Tablets erhalten Sie auf Google Play oder direkt beim Hersteller. Die Optometron GmbH ist Lieferant von Beleuchtungen und optischen Inspektionssystemen.

Weitere Informationen finden sich unter Tel. 089/90 60 41, Fax 089/90 60 44 sowie www.optometron.de.

Redaktion MIKROKOSMOS

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

Aquatische Einzeller genauer unter die Lupe genommen
Teil 3: Diatomeen

Robert Sturm

Diatomeen sind 25 µm bis 2 mm große einzellige Algen, welche in nahezu allen aquatischen Biotopen angetroffen werden können. Die Schalen dieser Organismen setzen sich aus Pektin, einem zelluloseartigen Material, zusammen, dem außen ein Panzer aus Kieselsäure (H_4SiO_4) aufgelagert ist. In den Blickpunkt des wissenschaftlichen Interesses gelangten Diatomeen bereits im späten 18. Jahrhundert, als man erstmals infolge fortgeschrittener mikroskopischer Techniken einen Einblick in die Formenvielfalt der Einzeller gewinnen konnte. Von ihrer Faszination haben die Algen bis zum heutigen Tag nichts verloren. Im folgenden Beitrag soll ein genereller Überblick über Biologie, Ökologie und Mikroskopie der Diatomeen gegeben werden.

Diatomeen sind photosynthetisch aktive, einzellige Algen, welche sowohl im Süßwasser als auch marin vorgefunden werden können und zudem auch noch im Porenwasser einzelner Bodenschichten leben. Ihr Name leitet sich vom griechischen Begriff diatémno ab, was durchschneiden oder zerteilen bedeutet. Damit soll auf die Zusammensetzung des silikatischen Gehäuses aus zwei Klappen, der größeren Epitheka und der kleineren Hypotheka, hingewiesen werden. Aufgrund der Tatsache, dass Diatomeen unter anderem auch Süßwasserbiotope kolonisieren, begann man sich bereits relativ früh für diese hinsichtlich ihrer Formenvielfalt außergewöhnliche Organismengruppe zu interessieren. Erst deutliche Verbesserungen der Mikroskoptechnik im 19. Jahrhundert führten dazu, erste Detaildarstellungen und Klassifikationen der Algen zu erstellen. Diese Pionierforschung des vorvorigen Jahrhunderts ist vor allem mit den Namen Cleve, Ehrenberg, Grunow, Schmidt und Van Heurck verbunden. Ähnlich wie bei den Foraminiferen und Radiolarien erhielt die Diatomeen-Forschung ihren größten Impuls im 20. Jahrhundert mit der Entwicklung fortgeschrittener biostratigrafischer Methoden und insbesondere der Elektronenmikroskopie. Eine bis zum heutigen Tage als fundamental geltende taxonomische und ökologische Studie zu den Diatomeen stammt vom deutschen Forscher Husted. Sie gilt als Basis der Abhandlung von Round et al. (1990), die wohl nach wie vor als vollständigste Darstellung der Organismengruppe angesehen werden darf.

Biologie und Ökologie der Diatomeen

Die biologische Klassifikation der Diatomeen gestaltet sich denkbar einfach: Gemäß der Symmetrie der Klappen unterscheidet man lediglich zwei Ordnungen. Die Centrales (Biddulphiales) weisen ein mehr oder weniger kreisförmig oder

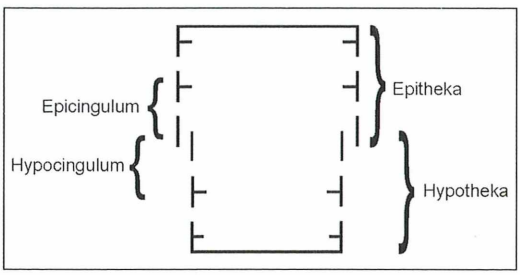


Abb. 1: Gehäusenomenklatur der Diatomeen. Generell handelt es sich beim Silikatgehäuse dieser Algen um eine zweiklappige Struktur mit dorsaler Epitheka und ventraler Hypotheka. Der Verbindungsbereich zwischen den Klappen wird als Epicingulum (dorsal) beziehungsweise Hypocingulum (ventral) bezeichnet und ist im Allgemeinen durch die Ausbildung einer bandartigen Struktur charakterisiert.

rechtwinklig gebautes Gehäuse mit radial oder konzentrisch angeordneten Wandskulpturen auf. Ihnen stehen die Pennales (Bacillariales) gegenüber, deren Gehäuse stab-, schiffchen- oder keilförmig gestaltet sind und zudem über eine nicht verkieselte Längsfurche, die so genannte Raphe, verfügen. Die Außenseite der Schalen centrischer und pennater Diatomeen sind häufig von Poren durchsetzt oder mit Fortsätzen, Dornen und dergleichen geschmückt, wodurch eine feinere Klassifikation dieser Algengruppe ermöglicht wird. Gemäß den von Simonsen (1979) beziehungsweise Round et al. (1990) entwickelten Klassifikationssystemen lassen sich die centrischen Diatomeen weiter in drei Unterordnungen unterteilen, nämlich die Coscinodiscineae, Rhizosoleniineae und Bidulphiineae. Die pennaten Diatomeen hingegen werden in die beiden Unterordnungen der Fragilariineae und Bacillariineae untergliedert.

Die mittlerweile mehr als 200 Jahre andauernde Diatomeen-Forschung führte dazu, dass unser heutiger Kenntnisstand zur Biologie und Ökologie dieser Organismengruppe als sehr fortgeschritten gilt. Der Protoplast der Diatomeen besteht aus einer cytoplasmatischen Schicht, welche sich innen an das Gehäuse, die Frustula, anlegt und den diploiden Zellkern sowie zwei oder mehrere pigmentierte Plastiden (Orte der Photosynthese) enthält. Im Inneren der Zelle befindet sich die für pflanzliche Grundeinheiten typische, große Zentralvakuole. Die Frustula setzt sich aus der größeren Epitheka und der kleineren Hypotheka zusammen, wobei die obere Klappe deckelartig über die untere greift (Abb. 1). Die Verbindung der beiden Klappen erfolgt über eine band- oder gürtelartige Struktur, die aus dem dorsalen Epicingulum und dem ventralen Hypocingulum besteht. In den meisten Fällen sind die beiden Klappen hinsichtlich ihrer Größe unterschiedlich; nur bei koloniebildenden Diatomeen-Arten kann es zur weitgehenden Gleichgestaltung der Schalen kommen.

Der Lebenszyklus der Diatomeen ist bezüglich seiner Komplexität durchaus mit jenem der Foraminiferen zu vergleichen. Eine Zellteilung zeichnet sich im Allgemeinen dadurch aus, dass jede neu gebildete Zelle eine Schalenklappe der parentalen Frustula übernimmt und diese als ihre Epitheka verwendet. Die zugehörige Hypotheka wird dann innerhalb von 10–20 Minuten geformt (Abb. 2). Die asexuelle Reproduktion wird einerseits durch die Verfügbarkeit von Kieselsäure und andererseits durch die ständige Größenabnahme eines Populationszweiges eingeschränkt. Dies wiederum hat die Bildung von Gameten zur Folge, die zu Zygoten verschmelzen, welche sich im Weiteren zu Auxosporen entwickeln. Die Auxosporen wachsen zu schalenlosen Zellen der ursprünglichen Größe heran. Nach vollständiger Ausdifferenzierung der Zellen kommt es zur Bildung des Silikatgehäuses.

Neben der vegetativen Fortpflanzungsphase gibt es bei Diatomeen auch eine Ruhephase, die durch so genannte Statosporen repräsentiert wird und hauptsächlich mit Zeiten geringerer Nährstoffverfügbarkeit und/oder kürzerer Photoperiode zusammenfällt (Stoermer und Smol, 1999).

Diatomeen gelten mehrheitlich als planktische Organismen, deren Lebensraum aufgrund ihrer Photosyntheseaktivität auf die photische Zone (bis 200 m Tiefe) beschränkt bleibt. Benthische Formen existieren zwar auch, treten jedoch hinsichtlich ihrer Bedeutung klar hinter die planktischen zurück. Die Organismen sind in ihrer Eigenbewegung sehr eingeschränkt; die Ausscheidung von schleimartigem Material aus der Raphe erlaubt bei Substratkontakt eine Bewegung über sehr kurze Strecken. Diatomeen leben solitär und in kleineren Kolonien.

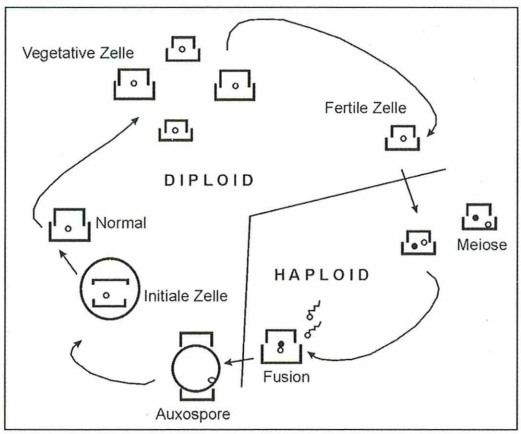


Abb. 2: Lebenszyklus der Diatomeen. Bei der asexuellen Fortpflanzung findet eine mitotische Zellteilung statt. Jede Tochterzelle erhält eine Gehäusehälfte, welche sie als Epitheka verwendet. Dies hat die kontinuierliche Verkleinerung eines Entwicklungszweiges zur Folge, weshalb nach einigen Generationen eine sexuelle Fortpflanzungsphase eingeschaltet wird, aus der eine Auxospore hervorgeht. Diese bildet wiederum eine Zelle mit ursprünglicher Größe aus.

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

Paläontologische Bedeutung der Diatomeen

Im Vergleich zu den Foraminiferen und Radiolarien gelten die Diatomeen als paläontologisch relativ junge Organismengruppe, welche sich wohl erst ab dem Mesozoikum (Erdmittelalter) in der Pflanzenwelt zu manifestieren vermochte. Es gibt heute weitgehende Einigkeit darüber, dass die centrischen Diatomeen geologisch älter als ihre pennaten Verwandten sind. Erstere Gruppe besaß ihre Blütezeit während der Kreide und im Alttertiär, während die zweite Gruppe ab dem Miozän einem gewaltigen Diversifikationsprozess unterlag und dadurch bis heute vorherrscht. In den Sedimenten der jüngeren Erdgeschichte sind Diatomeen zeitweilig gesteinsbildend. Als bedeutendstes Diatomeengestein ist die so genannte Kieselgur (Diatomeenerde) anzusehen (Lehmann und Hillmer, 1988).

Die Evolution der Diatomeen zeichnet sich durch etliche klar voneinander trennbare Entwicklungsphasen aus, wodurch ihnen ein besonderer Rang in der biostratigrafischen Forschung zukommt. Die Algen finden zudem ausgedehnte Verwendung in der Paläoökologie und hier vor allem in der Paläoozeanografie. Eine nicht unwesentliche Einschränkung des Gebrauchs von Diatomeen als Leitfossilien liegt insbesondere in dem Umstand begründet, dass

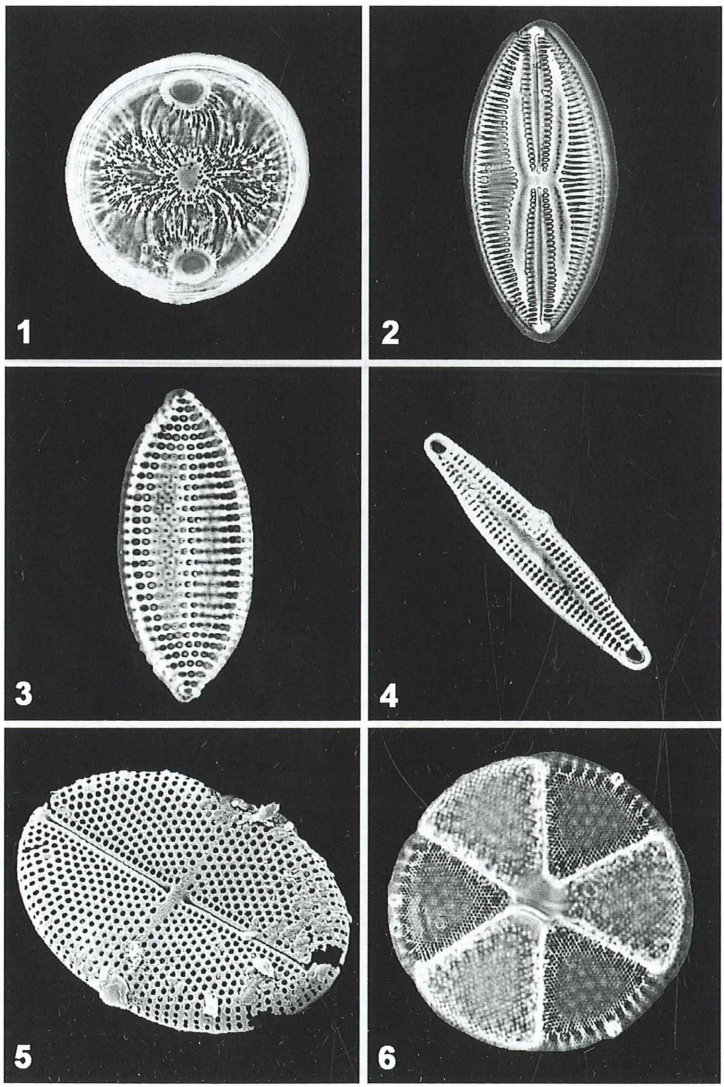


Abb. 3: Wichtige centrische und pennate Vertreter der Diatomeen.
1 *Auliscus sculptus* (Durchmesser 50 µm),
2 *Lyrella lyra* (Länge × Breite 80 × 30 µm),
3 *Nitzschia punctata* (Länge × Breite 45 × 15 µm),
4 *Dimeregramma* sp. (Länge 50 µm),
5 *Cocconeis molesta* var. *crusifera* (Länge × Breite 30 × 15 µm),
6 *Actinoptychus senarius* (Durchmesser 75 µm).

die Schalenteile trotz ihrer Zusammensetzung aus Kieselsäure teils intensiven Zersetzungsprozessen unterliegen. Dadurch werden vermutlich nur 1–5 % der planktischen Lebendgemeinschaft durch die im Sediment gelagerten und später dem Fossilisierungsprozess unterzogenen Gehäusefragmente repräsentiert.

Präparation und Mikroskopie von Diatomeen

Im Gegensatz zur mikroskopischen Präparation von Foraminiferen und Radiolarien gestaltet sich die entsprechende Aufbereitung der Diatomeen als vergleichsweise einfach. Für lichtmikroskopische Untersuchungen genügt es, getrocknete Proben in kleinen Mengen (Spatelspitze) auf einen Glasobjektträger zu überführen, mit einem Tropfen destillierten Wassers zu vermengen und mit Hilfe eines Zahnstochers zu verstreichen. Abschließend ist das Präparat mit einer lichtbrechenden Substanz (z. B. Kanada-Balsam) zu versehen und einzudeckeln. Die Lichtmikroskopie dient in erster Linie dazu, den Gehalt an störendem, organischen Material festzustellen und darüber zu entscheiden, ob weitere präparative Vor-

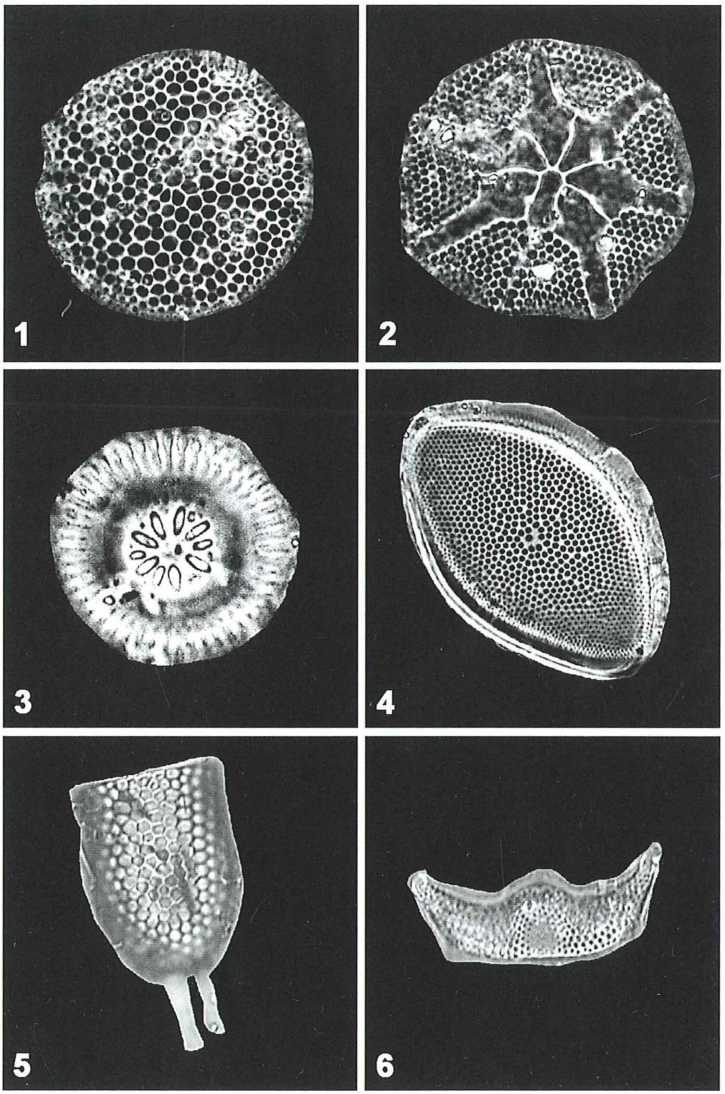


Abb. 4: Wichtige centrische und pennate Vertreter der Diatomeen.
1 *Coscinodiscus radiatus* (Durchmesser 75 µm),
2 *Asteromphalus hookeri* (Durchmesser 76 µm),
3 *Cyclotella stelligera* (Durchmesser 27 µm),
4 *Chaetoceros* sp. (Durchmesser 18 µm),
5 *Stephanopyxis turris* (Länge 23 µm),
6 *Eucampia antarctica* (Länge 26 µm).

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

kehrungen zu treffen sind. Die Entfernung von organischen Substanzen, welche störend auf Detaildarstellungen der Gehäuse wirken können, erfolgt in der Regel unter Zuhilfenahme von Wasserstoffperoxid (H_2O_2). Eine Zugabe von Salzsäure (HCl) bedingt zudem, dass Kalziumkarbonat ($CaCO_3$) aus der Probe entfernt wird. Nach der chemischen Behandlung ist die Probe mit destilliertem Wasser zu spülen, um nachträgliche Reaktionen mit der silikatischen Substanz zu vermeiden.

Eine möglichst detaillierte Dokumentation des Schalenbaus der Diatomeen lässt sich freilich mit Hilfe der Rasterelektronenmikroskopie erreichen. Dabei werden ausgewählte Gehäuseteile der Einzeller zunächst einer ausgedehnten Reinigungsprozedur (z. B. in Alkohol) unterzogen und danach einzeln auf dem Objektträger fixiert. Nach der Bedampfung mit Kohlenstoff und Gold erfolgt die mikroskopische Arbeit unter Verwendung von Beschleunigungsspannungen des Elektronstrahls zwischen 15 und 20 kV.

Beispiele weit verbreiteter benthischer und planktischer Diatomeen

Die in den Abbildungen 3 und 4 dargestellten Diatomeen sollen einen groben Überblick über die Formenvielfalt dieser Organismengruppe geben, zudem aber auch einen Beleg dafür liefern, dass Diatomeen für den Licht- und Elektronenmikroskopiker außerordentlich reizvolle Untersuchungsobjekte darstellen können. Eine vor allem in nordamerikanischen Sedimenten weitverbreitete Diatomeenform ist die Spezies *Auliscus sculptus*, welche durch ihr nahezu perfekt kreisrundes Gehäuse auffällt, mehr jedoch noch durch ihre sternförmig angeordnete Schalenzeichnung. Ebenfalls aus angloamerikanischen Sedimentschichten entstammen die pennaten Arten *Lyrella lyra*, *Nitzschia punctata*, *Dimeregramma* sp. und *Cocconeis molesta* var. *crucifera*, welche sich allesamt durch ein ausgeprägtes Porenmuster auszeichnen. Bei manchen der genannten Spezies sind die Poren perfekt entlang einer Linie angeordnet. Besonders eindrucksvoll ist die zentrale Längsfurche oder Raphe bei *Dimeregramma* sp., welche – darauf konnte schon eingangs hingewiesen werden – unter anderem der Fortbewegung durch Absonderung einer schleimigen Substanz dient. Die den Centrales angehörige Spezies *Actinoptychus senarius* ist im Gegensatz zu den zuvor erwähnten Formen hauptsächlich in Sedimentschichten Großbritanniens vorzufinden. Neben ihren unter dem Mikroskop deutlich ausmachbaren Zonen unterschiedlicher Helligkeit weist diese Art noch eine weitere Besonderheit auf; sie konnte von der Kreidezeit bis heute durchgehend dokumentiert werden.

Die vier auf Abbildung 3 vorgestellten Arten *Coscinodiscus radiatus*, *Asteromphalus hookeri*, *Cyclotella stelligera* und *Chaetoceros* sp. stammen allesamt aus Proben des nördlichen beziehungsweise südlichen Pazifik. Neben den Porenmustern sind teils – so zumindest bei *Asteromphalus hookeri* – sehr deutliche, artspezifische Schalenstrukturen zu erkennen. Im Gegensatz zu *Actinoptychus senarius* sind alle hier genannten Spezies erst seit dem Känozoikum (Erdneuzeit) dokumentiert und gelten damit als Resultate jener zu dieser Zeit eintretenden Diatomeen-Diversifikation. Die beiden Arten *Stephanopyxis turris* und *Eucampia antarctica* zeichnen sich durch bizarre Schalenformen aus. Diese atlantischen Vertreter repräsentieren ausgezeichnete Leitfossilien känozoischer Sedimentstrata.

Literaturhinweise

Lehmann, U., Hillmer, G.: Wirbellose Tiere der Vorzeit. Enke-Verlag, Stuttgart 1988.

Round, F. E., Crawford, R. M., Mann, D. G.: The diatoms. Biology and morphology of the genera. Cambridge University Press, Cambridge 1990.

Simonsen, R.: The diatom system: ideas on phylogeny. Bacillaria 2, 9–71 (1979).

Stoermer, E. F., Smol, J. P.: The diatoms. Applications for the environmental and earth sciences. Cambridge University Press, Cambridge 1999.

Verfasser: Mag. mult. Dr. Robert Sturm,
Brunnleitenweg 41, 5061 Elsbethen, Österreich,
E-Mail: Robert.Sturm@sbg.ac.at

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

Form und Funktion im Mikro- und Makrobereich

Wie der Pillenwerfer seine Sporenkapsel gezielt gegen das Licht schleudert

Werner Nachtigall und Alfred Wisser

Der Pillenwerfer ist ein nur 2 mm großer Pilz, der in dichten Gruppen auf Rossäpfeln wächst. Er richtet seinen Sporenkapselträger gegen das Licht aus und schießt dann die Kapsel mit den Sporen mit beachtlichem Druck und erstaunlicher Reichweite ganz genau auf die Lichtquelle ab. Das kann man zu Hause gut demonstrieren.

Um es in der Sprache der Küchenrezepte zu sagen: Man nehme einen gut geformten, nicht gerade ganz frisch abgelegten Rossapfel und lege ihn auf eine Untertasse mit einer Wasserschicht von wenigen Millimetern. Wenn er einige Zeit auf dem Boden gelegen hatte, ist er mit einiger Wahrscheinlichkeit mit Sporen des Pillenwerfers infiziert, die auskeimen und einen zarten Pilzrasen formen (Abb. 1a). Solange die gestielten kleinen Pilze noch nicht schussreif sind, kann man ein Glas darüber stülpen und so eine feuchte Atmosphäre erzeugen, die das Wachstum beschleunigt. Während der Reife bläht sich das Oberteil des Stiels bauchig auf und formt den kristallartig durchsichtigen Sporenkapselträger (Sporangienträger), der – wie der Stiel auch – oft mit Wassertröpfchen bedeckt ist. Ihm sitzt die rundliche, nur wenige Zehntel Millimeter messende Sporenkapsel (Sporocyste) auf, die zur Reifezeit glänzend schwarz wird, und in der bis zu 50.000 Sporen eingeschlossen sind (Abb. 1b). Hält man das Ganze im Halbdunkeln, zum Beispiel einen guten halben Meter vor einem kleinen Fenster, das man bis auf einen Ausschnitt (Durchmesser vielleicht 10 cm, Höhe ebenfalls etwa einen halben Meter) mit Dunkelpapier abgedeckt hat, so richten sich die Pilzchen allesamt schräg auf die Lichtquelle aus (Abb. 1c und Abb. 2). Nach einiger Zeit haben alle ihre Sporocysten abgeschossen, die dann auf dem hellen Ausschnitt der Glasscheibe hängen geblieben sind.
Man kann das Experiment mit größeren Abständen und kleineren Lichtausschnitten wiederholen und sich so an die Zielgenauigkeit und maximale Reichweite des Schussapparats

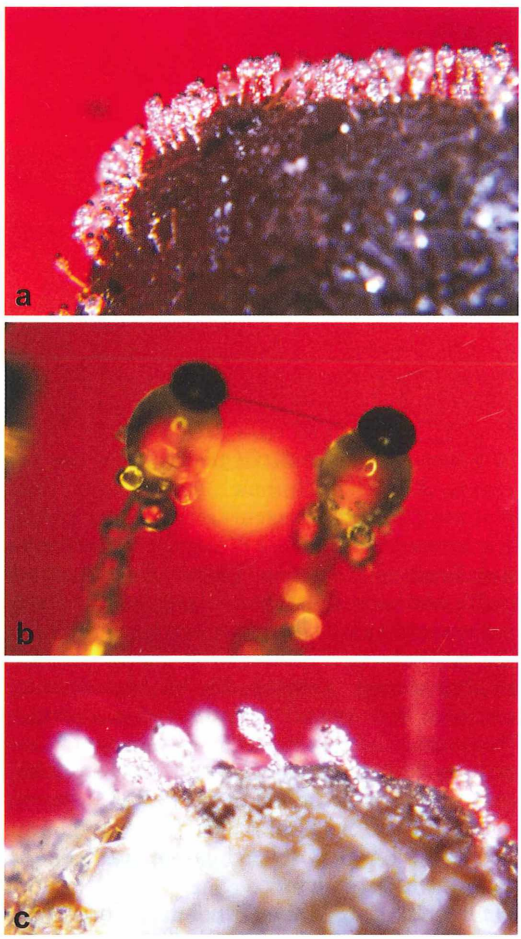


Abb. 1: *Pilobolus*, auf einem Rossapfel wachsend. **a** Übersicht. **b** Zwei Einzelindividuen. **c** Lichtausrichtung.

© Copyright 2011 Elsevier GmbH. All rights reserved. http://www.elsevier.de/

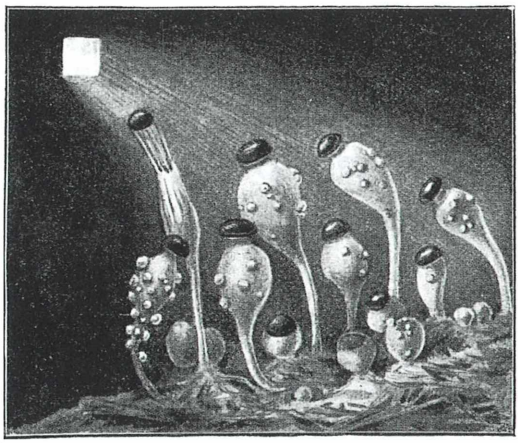


Abb. 2: Klassische Zeichnung aus dem Jahr 1907 von R. H. Francé, dem Begründer des MIKROKOSMOS. Die Bildunterschrift lautete: Sporangien, im Begriff die Sporenmasse abzuschleudern.

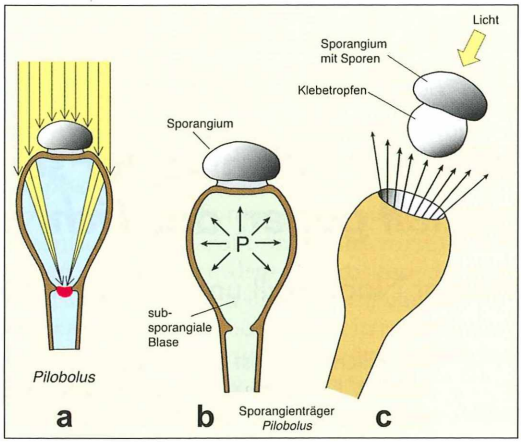


Abb. 3: Lichtorientierung und Kapselabschleudern. **a** Fokussierung auf die Lichtquelle. **b** Druckerzeugung. **c** Kapselabschleudern zum Licht (aus Lüttge et al., 2010).

herantasten. Eigene Beobachtungen erbrachten eine Streuung von nur wenigen Grad um das Zentrum der Lichtquelle. In der Literatur findet man die Angabe „bis 1,80 m hoch und bis 2,40 m weit". Neuerdings sind Beschleunigungen bis zu 20.000 g (d. h. etwa 200.000 ms^{-2}) gemessen worden.

Die Botaniker nennen den Pillenwerfer *Pilobolus crystallinus*. Die deutsche Bezeichnung entspricht dem Gattungsnamen, während der Artnamen auf die kristallartige Durchsichtigkeit anspielt. Eingeordnet wird der Pilz in die Abteilung der Zygomycota, zu denen auch der bekannte Köpfchenschimmel gehört, der altes Brot mit einem schwarzem Geflecht überzieht.

Wie kommt es nun, dass *Pilobolus* so zielgenau und kraftvoll schießen kann? Wegen seiner Form und seines durchsichtigen Inhalts kann der Sporenkapselträger einfallendes Licht ringförmig bündeln, wobei das von der Sporenkapsel abgeschattete Zentrum frei bleibt. Genau im zentralen Brennpunkt befindet sich ein kleiner Fleck mit lichtempfindlichem Material, in Abbildung 3a rot gezeichnet. Beim Wachstum bewegt sich der Stiel so lange, bis der Brennpunkt genau auf diesem Fleck zu liegen kommt. Damit ist und bleibt der Schussapparat auf die Lichtquelle ausgerichtet.

Die Energie zum Abschießen liefern Turgorvorgänge, die den Sporenkapselträger mit einem Druck bis zu 0,6 MPa (6 Atmosphären; Abb. 3b) aufblähen. Irgendwann wird die Haltekraft der Ringfurche, mit der die Sporenkapsel ihrem Träger aufsitzt, übertroffen, die Kapsel reißt ab und wird mit einer Anfangsgeschwindigkeit bis zu 10 ms^{-1} gegen das Licht abgeschossen (Abb. 3c). Sie reißt dabei den etwas klebrigen Inhalt des Kapselträgers mit. Trifft die Kapsel irgendwo auf, so stülpt sich des Klebetröpfchen darüber und klebt sie fest.

Der biologische Sinn des Ganzen liegt wohl darin, dass grasende Tiere, welche die Sporen verbreiten können, keinen Dung fressen. Die Sporen müssen also irgendwie weiter weg transportiert werden, um aufgenommen werden zu können.

Literaturhinweise

Francé, H. R.: Das Pflanzenleben Deutschlands und seiner Nachbarländer. Bd. 2. Kosmos, Stuttgart 1907.

Lüttge, U., Kluge, M., Thiel, G.: Botanik. Die umfassende Biologie der Pflanzen. Wiley-VCH, Weinheim 2010.

Verfasser: Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall und Dr. rer. nat. Alfred Wisser,
Außenstelle Technische Biologie und Bionik
der Akademie der Wissenschaften Mainz und FB 8, Biowissenschaften, der Universität des Saarlands.
Postanschrift: Postfach 151150, 66041 Saarbrücken,
E-Mail: a.wisser@mx.uni-saarland.de

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

Mikroskopische Untersuchung des Rosenrostes

Rainer Roeser

Rostpilze gehören als Ordnung zu einer sehr eigenartigen, ursprünglichen Unterklasse der Basidiomyceten mit septierten Basidien. Sie leben ausschließlich als Pflanzenparasiten. Es gibt in der Regel vier verschiedene Sporenformen, die verschiedene Entwicklungsstadien repräsentieren. Drei dieser Sporenformen sind wegen ihrer Auffälligkeit dankbare Objekte für den Mikroskopiker. Die größten Teleutosporen unter den Rostpilzen finden sich in der Gattung *Phragmidium*, zu der auch der hier beschriebene Rosenrost gehört.

Eine verbreitete Pilzkrankheit unserer Gartenrose ist der Rosenrost. Schon früh im Jahr, besonders bei warmfeuchtem Wetter, entwickeln sich bevorzugt auf der Unterseite der Blätter Flecken, die zuerst verursacht durch die Aecidiosporen, später durch die Uredosporen des Pilzes gelbrot erscheinen und dann gegen Sommerende durch die Teleutosporen dunkel bis schwarz werden (Abb. 1). Teleutosporen entstehen schließlich in geringerem Maße auch auf der Blattoberseite. Das Blatt kümmert, verliert seinen Glanz und fällt häufig vorzeitig ab. Durch die schlechte Ernährung leiden auch die Blüten, der neue Austrieb sowie die Winterfestigkeit.

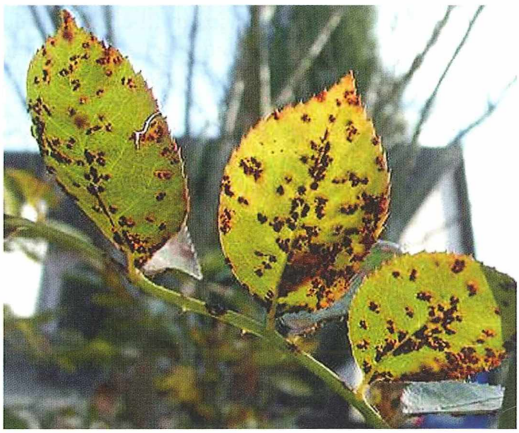


Abb. 1: Rosenblätter mit Rostbefall (Foto: Internet).

Erscheinungsbild und Bekämpfung von Rostpilzbefall

So ärgerlich Rostpilzbefall ist, für den Mikroskopiker ist es eine gute Gelegenheit, sich mit einer besonders interessanten pflanzenpathogenen Pilzgruppe zu befassen, die im Gegensatz zu anderen Schadpilzen leicht mikroskopisch identifizierbar ist und klare Bilder liefert. Hinzu kommt, dass anfänglich nur die mikroskopische Untersuchung Gewissheit gibt, ob braune Flecken auf einen Rostpilz zurückzuführen sind. Wer dagegen einige Rostpilze mikroskopisch erkannt hat, gewinnt für die Zukunft auch makroskopisch einen sicheren Blick dafür, ob das Bild und die mechanischen Eigenschaften wie beispielsweise Abreibbarkeit brauner Flecken auf einen Rostpilz deuten.
In der Gartenliteratur finden sich als zuverlässige Hinweise auf Rostpilze nichtmikroskopische Merkmale wie etwa braune Flecken. Auf der Basis dieser Literatur wird dann zur chemischen Keule gegriffen. Dabei liegen häufig Verwechselungen mit ganz anderen Erscheinungen vor wie beispielsweise Nekrosen als Reaktion der Pflanze auf ehemalige Saugtätigkeit von schädigenden Insekten. Gegen diese Insekten sind Fungizide genau so unwirksam wie Insektizide gegen Schadpilze. Und auch Fungizide müssen auf den jeweiligen Schadpilz abgestimmt zusammengesetzt sein. Ist einmal Rosenrost zuverlässig durch mikroskopische Prüfung erkannt, genügen zur Bekämpfung recht einfache Anwendungen ohne große schädliche Umwelteinwirkungen. So kann praktische Mikroskopie auch wertvoll für den Umweltschutz sein.

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

Rostpilz-Myzel

Das Mycel von Rostpilzen breitet sich im Inneren von Pflanzen zwischen den Photosynthese treibenden Zellen (interzellular) aus. Es soll sich dabei nach Strasburger (1971) meist nur lokal beschränkt an der Infektionsstelle entwickeln.
Dies erleichtert Bekämpfungsüberlegungen. Rechtzeitige Maßnahme nach Erstbefall mit wirksamen Mitteln ist daher vielversprechend zur Verhinderung weiterer Ausbreitung.
Meist legen sich die Hyphen punktförmig an die Pflanzenzellen an und entsenden nach Durchdringung der äußeren Zellwand Seitenhyphen, die sich im Inneren der Zelle zu so genanten Haustorien verzweigen. Dabei wird die Membran der Wirtszelle nicht zerstört. Sie passt sich, wie elektronenmikroskopische Untersuchungen zeigten, wie ein übergestülpter Schlauch den Verzweigungen der Haustorien an. Der Zellinhalt der Hyphen ist daher durch zwei Membranen und die Pilzzellwand vom Zellinhalt der Pflanzenzelle abgetrennt. Es ist anzunehmen, daß der Pilz durch diese Barrieren hindurch sowohl unmittelbar gelöste Stoffe aus der Pflanzenzelle entnimmt als auch Enzyme in die Pflanzenzelle entsendet, die dort enthaltene Nährstoffe für einen Transport durch die Zellmembranen aufbereitet. Ferner ist anzunehmen, dass der Pilz dazu aktive chemische Transportmechanismen zusätzlich zu den pflanzlichen Transportmechanismen für diese Umverteilung entwickelt hat. In der Wirkung tötet der Pilz also nicht einfach die Pflanzenzelle ab, sondern nutzt ihre chemische Arbeitsleistung durch Umleitung der Photosyntheseprodukte in seine Hyphen. Im Gegensatz zu pilzlichen Symbiosen mit Pflanzen, bei denen ganz ähnliche Vorgänge erfolgen, ist das Geschäft jedoch bei pflanzenpathogenen Pilzen vollkommen einseitig parasitär ohne Gegenleistung. Die Undankbarkeit des Gastes gegenüber dem Wirt zeigt sich dann auch darin, dass die Pflanzenzelle abgetötet wird. Dabei leiten Pflanzen auch Gegenwehrmaßnahmen ein: Benachbarte Zellen lignifizieren, erzeugen Polyphenole und andere pilzschädliche Substanzen und sterben schließlich ab, bevor der Pilz sie befällt. Es entsteht so ein Schutzwall für die Nachbarzellen. Rostpilze sind meist angepasste Parasiten. Sie profitieren vom Wirt, ohne ihn zu töten oder irreversibel schwer zu schädigen. So erholen sich Rosenstöcke, wenn sie im Folgejahr behandelt werden.

Bekämpfungsmaßnahmen

Aus dem Gesagten ergibt sich bereits, dass die Bekämpfung des Pilzes, ist er erst in der Pflanze angelangt, nicht einfach ist. Nur systemische Mittel, welche die ganze Pflanze durchdringen, wären nach Infektion geeignet. Wegen der Umweltbedenken und wegen der möglichen Schädigung der Pflanze sind solche Mittel wenig zu empfehlen und als Fungizide auch nicht allgemein üblich. Die Bekämpfungsmaßnahmen richten sich daher gegen die Sporen, sowohl durch Reduzierung und damit Verminderung des Befallsdrucks als auch gegen Auskeimen und Eindringen in die Pflanze. Die Kenntnis der molekularbiologischen Vorgänge bei der Wirtserkennung, bei der Auskeimung sowie der Penetration ermöglicht die Entwicklung umweltfreundlicherer Fungizide. Die Bekämpfung des Rosenrostes und seiner verschiedenen Ausbreitungsformen muss möglichst früh erfolgen. Kommt es zur Entwicklung der Wintersporen, kann die Schlacht für das betreffende Jahr als verloren gelten.

Entwicklungszyklus von Rostpilzen

Die Entwicklungsabläufe sind bei den Rostpilzen sehr kompliziert. Sie variieren bei den einzelnen Gattungen. Wirtswechsel beim Durchlaufen der Stadien ist häufig. Beim Rosenrost gibt es keinen Wirtswechsel (Abb. 2). Dies wird bei Rostpilzen mit autözisch (Gegensatz: heterözisch) bezeichnet.
Die Basidiosporen keimen im Frühjahr auf dem Wirtsgewebe aus. Das Mycel durchbricht zum Teil die Oberseite von Blättern und bildet dort Lager mit sehr kleinen Sporen, den Piknosporen, aus. Diese liefern nach erneuter Infektion – namengebend mit männlichen Geschlechtszellen verglichen – so genannte Spermatien. Zu diesem Vorgang gibt es zahlreiche Varianten, zusätzliche Möglichkeiten und abweichende Schilderungen. Es wird hier dazu auf die entsprechenden Lehrbücher verwiesen.
Auf der Rinde vorjähriger Stängel, auf dem diesjährigen grünen Austrieb und auf der unteren Seite von Rosenblättern keimen andere Basidiosporen zu Hyphen aus, welche die Pflanzenzellen bereits stark durch Entzug der Nährstoffe schädigen. Nach erfolgter Befruchtung durchbrechen Hyphen bei Blättern die untere Epidermis. Es entstehen Lager mit inneren Zellen, die wie an einer Perlenkette aufgereiht

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

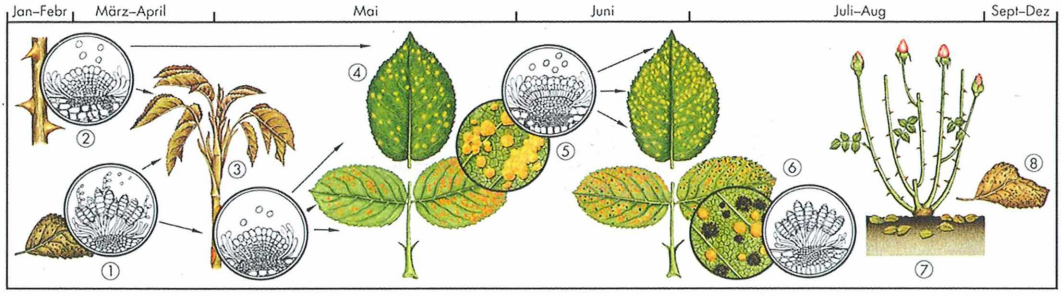


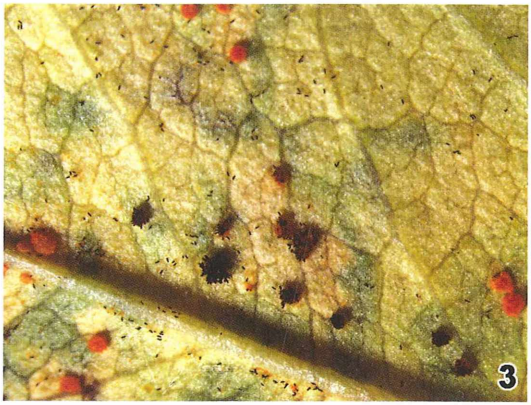
Abb. 2: Entwicklungszyklus des Rosenrosts (aus Griegel, 2004). Der Pilz überwintert in erster Linie in Form von schwarzbraunen Wintersporen auf den abgefallenen Blättern (1). Es ist auch eine Überwinterung in Holztrieben möglich, wodurch sich im Frühjahr immer wieder erneuernde Infektionsherde bilden können (2). Aus diesen alten Infektionsherden und den inzwischen neu entstandenen Frühjahrssporenlagern (3) werden die Blätter infiziert, auf deren Blattoberseite sich kurz danach gelbe bis rötliche Flecken bilden (4). Aus den auf der Blattunterseite entstehenden gelben Pusteln werden Millionen von Sommerpilzsporen entlassen (5), die für epidemieartige Infektionen sorgen können. Im Spätsommer verschwinden die orangefarbenen Pusteln, stattdessen bilden sich vermehrt dunkelbraune bis schwarze Pusteln mit den Wintersporen (6, vgl. mit Abb. 1). Stark befallene Blätter fallen vorzeitig ab (7). Das Überwintern des Pilzes erfolgt überwiegend auf dem Falllaub (8) (Zeichnung: Margerete Griegel, Dorsheim).

im Mai orangefarbene Frühsommersporen (Aecidiosporen) abschnüren, und äußeren, sterilen Zellen (Paraphysen). Die Sporenlager sind an den befallenen Pflanzenteilen als leuchtend rote Flecken auch makroskopisch erkennbar.
Diese Aecidiosporen werden durch den Wind verbreitet und infizieren Blätter erneut von der Unterseite. Es entsteht ein zweikerniges Mycel, das den Aecidiosporen ganz ähnliche Sporen, die Uredosporen, an der Unterseite der Blätter nach Epidermisdurchbruch freisetzt. Auch diese Uredoporen sind nach Windverbreitung infektiös. Es entstehen erneut Uredosporenlager. Gegen Ende des Sommers werden zusätzlich äußerst dickwandige, vielzellige Teleutosporen als Wintersporen gebildet. Damit schließt sich der Entwicklungskreis. Es gibt, wie gesagt, viele Abweichungen von diesem Vorgang, und es nimmt nicht Wunder, dass bei dieser Komplexität die Rolle der Piknosporen und der Spermatien lange Zeit ungeklärt war. Die Vorgänge sind heute in allen Lehrbüchern (siehe Literaturhinweise) ausführlich beschrieben und werden hier nicht wiederholt. Im Allgemeinen wird nur der Spezialist alle Abläufe wegen ihrer teilweise schweren Zugänglichkeit forschend verfolgen. Für den Mikroskopiker und Systematiker sind dagegen Teleutosporen, Uredosporen und Aecidiosporen gut zugänglich. Dieser Aufsatz über den Rosenrost beschäftigt sich in den folgenden Bildbeschreibungen nur mit den Teleutosporen und Uredosporen (auch Sommersporen genannt) des Rosenrostes.

Bildbeispiele von Rosenrostsporen

Die Abbildungen 3 und 4 zeigen an einer Blattunterseite der Rose wie der Befall unter dem Stereomikroskop erscheint. In den orangefarbenen Lagern der Uredosporen treten bereits begleitend Hyphen auf, die dunkle zigarrenförmige Teleutosporen abgliedern. Auch aus anderen Teilen des Blattes brechen Hyphen durch Epidermis und Kutikula und scheiden Teleutosporen ab. Derart große Sporen wie bei den Rostpilzen und insbesondere beim Rosenrost sind sonst bei Pilzen äußerst selten. Dementsprechend waren die Rostpilze bereits um 1900, abgesehen von den Vorgängen um die Piknosporen, gut erforscht und systematisch bearbeitet. Als Größenmaßstab auch für die folgenden Bilder können die Teleutosporen dienen. Sie sind bei dem vorliegenden Befall 70 bis 90 Mikrometer lang.
Abbildung 5 zeigt orangefarbige Uredosporen und dunkelbraune Teleutosporen nebeneinander. Eine Uredospore keimt aus. Die Teleutosporen sind dickwandig und einreihig vielzellig. Es sind zwischen vier bis sechs Zellen zu zählen. Sie sind an einer langen Stielhyphe gebildet und zeigen am anderen Ende eine zipfelförmige Verlängerung. Die Stielhyphe zeigt am abgerissenen Ende gequollene pinselförmige Auswei-

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



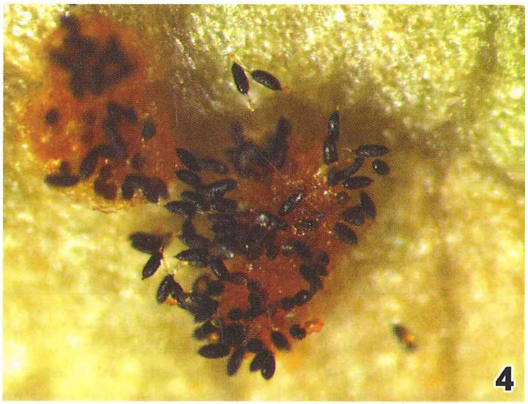
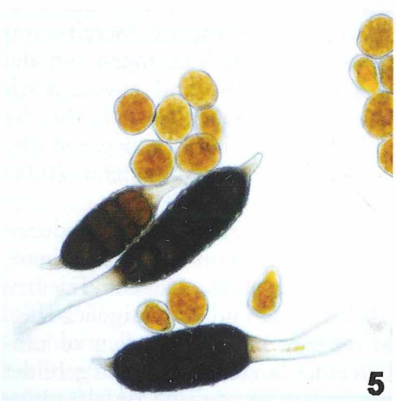


Abb. 3 und **4:** Befallene Rosenblattunterseite im makroskopischen Bild.

tungen, ein Artefakt, entstanden durch das Abschaben der Sporen von der Blattunterseite mit einer Rasierklinge.
Abbildung 6 zeigt neben den Sporen aus Abbildung 5 auch farblose Uredosporen. Es handelt sich dabei um die Sporenhülle, die nach der Auskeimung zurückbleibt. Abbildung 7 zeigt diese Hülle bei starker Nachvergrößerung über das Maß der förderlichen Vergrößerung hinaus. Es sind je nach Einstellung und optischer Kontrastierung feine Stacheln oder Lochungen der Zellwand erkennbar. Die Lochungen – mit etwa 0,5 Mikrometer Durchmesser – werden in der Literatur nicht beschrieben. Durchmustern mit der Mikrometerschraube zeigt, dass es sich nicht um eine optische Beugungserscheinung des 40× Trockenobjektives an der Bestachelung handelt, sondern um alternierend zur Bestachelung liegende Aperturen oder Membranverdünnungen.
Abbildung 8 zeigt, dass die Teleutosporen kreisförmige Durchbrechungen in den Zellwänden jeder Zelle besitzen, die wohl als Keimporen zu deuten sind. Abbildung 9 ist eine Einstellung auf die Mittelebene. Auffallend ist die grobwarzige Struktur der gemeinsamen Hülle der Einzelzellen. Undeutlich erkennbar ist innerhalb der Zellen je ein kreisförmiges Gebilde. Fluoreszenzmikroskopisch wird nach Fluorochromierung mit Acridinorange G erkennbar, dass der Zellkern mit diesem Gebilde korrespondiert, nicht aber nach Art, Größe und Lage mit ihm völlig übereinstimmt.
Abbildung 10 gibt eine Einstellung auf die dem Beobachter im Mikroskoppräparat zugewandte Seite wieder. Die Keimporen sind erkennbar. Abbildung 11 zeigt die abgewandte Seite. Auch hier sind Keimporen erkennbar. Es existieren also mindestens zwei Keimporen je Zelle.



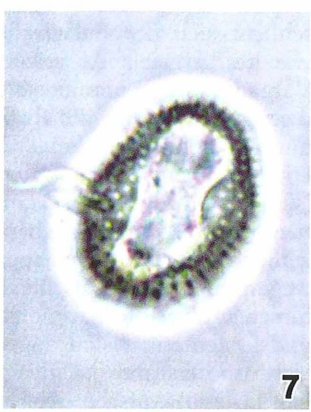


Abb. 5 und **6:** Teleutosporen und Uredosporen. Als Bildmaßstab: Die Länge des braunen Bereiches der Teleutosporen beträgt circa 80 µm. – **Abb. 7:** Uredosporenhülle.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

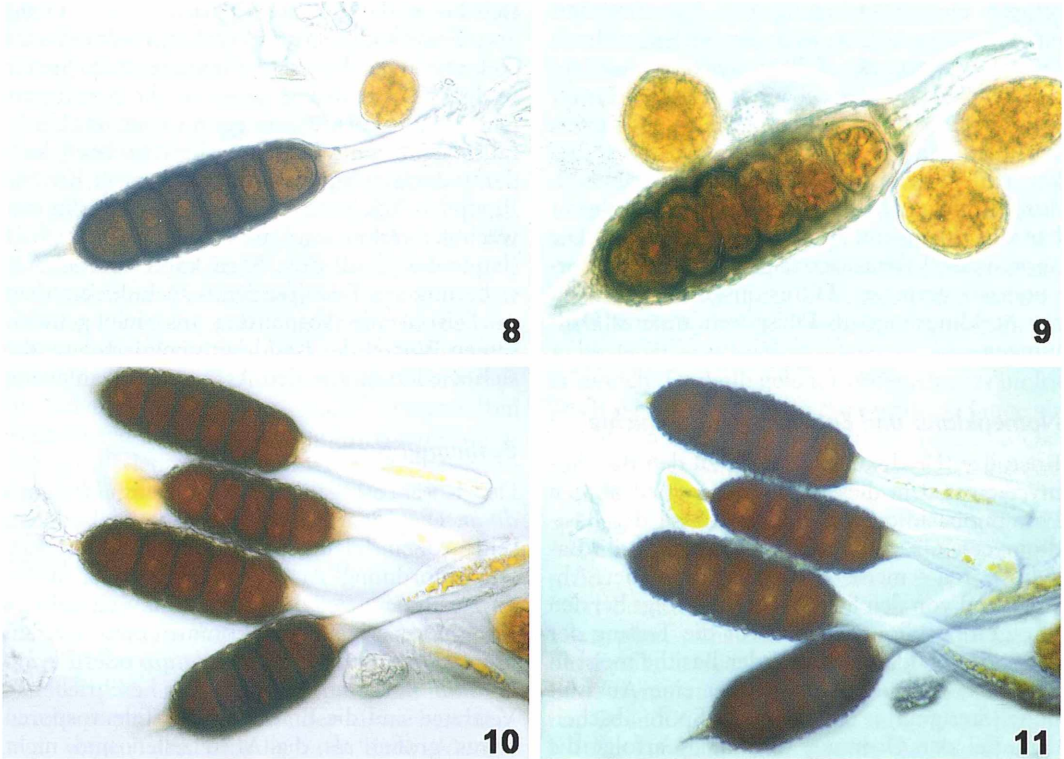


Abb. 8: Teleutospore. Einstellung auf Wandporen bei noch nicht voll ausgefärbter Spore. – **Abb. 9:** Teleutospore, Einstellung auf gelblich durchschimmernde Teilzelle. – **Abb. 10:** Teleutospore. Einstellung auf okularseitige Wandporen. – **Abb. 11:** Teleutospore. Einstellung auf abgewandte Wandporen.

Abbildung 12 dokumentiert einen unbekannten hefeartigen Begleiter im Fluoreszenzmikroskop. In jeder Einzelzelle ist nach Fluorochromierung mit Acridinorange der Zellkern gut erkennbar. Für diese Aufnahme stand keine rauschfreie Kamera zur Verfügung. Es wurde mit einer einfachen handelsüblichen Spiegelreflexkamera fotografiert. Die Strukturen erscheinen daher verwaschen.

Beim Versuch, auf ebenso einfache Weise die Zellkerne der Uredosporen sichtbar zu machen, zeigte sich, dass die Rosenrostsporen nur

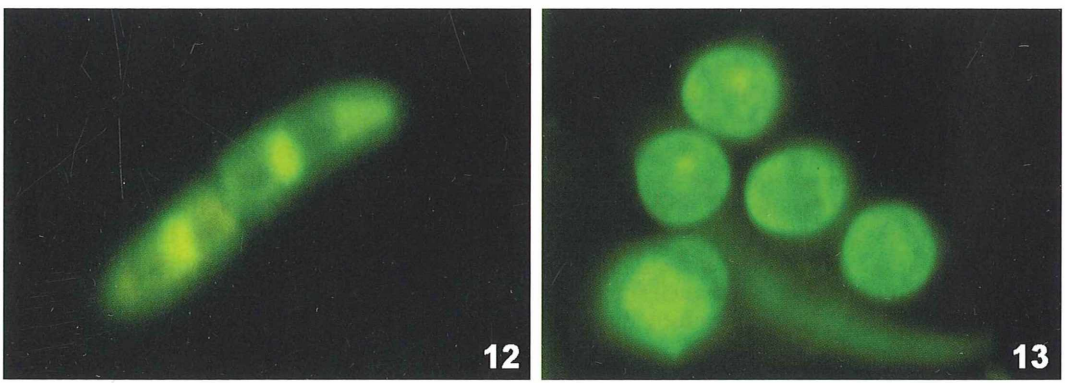


Abb. 12: Zellkern eines hefeartige Begleitorganismus (deutliche Fluorochromierung). – **Abb. 13:** Zellkern bei Uredosporen (undeutliche Fluorochromierung).

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

schwer eine Eindringung des Fluorochroms entgegen den Erfahrungen bei vielen anderen Pilzen gestatten. Die Zellkerne sind nur andeutungsweise von den ebenfalls nach längerer Zeit angefärbten Zellbestandteilen zu unterscheiden. Man kann die Eindringgeschwindigkeit von Acridinorange als Maß der Zellwanddurchlässigkeit für physikochemisch vergleichbare Fungizide und andere Stoffe benutzen. Die Sporen des Rosenrostes zeigen eine um Zehnerpotenzen geringere Diffusionsgeschwindigkeit für Acridinorange als Pilzsporen anderer Ordnungen.

Nomenklatur und Entwicklungsgeschichte

Rostpilze (Uredinales) gehören zu den Basidiomyceten und in diesem System speziell zu den Phragmobasidiomyceten. Die Klasse der Basidiomyceten ist durch die Abschnürung von Basidiosporen – meist vier – gekennzeichnet. Abweichend von den Ständerpilzen erfolgt bei den Phragmobasidiomyceten zuvor die Teilung der die Sporen bildenden Zelle der Basidie meist in vier Einzelzellen, die dann über eine Ausstülpung (Sterigma) je eine haploide Spore abscheiden. Bei der Ordnung Uredinales erfolgt die Teilung der Basidie durch Querteilung.

Für die Basidiomyceten ist kennzeichnend, dass das Mycel nach den Befruchtungsvorgängen zwei Zellkerne je Zelle beziehungsweise multiple solcher Paare enthält. Dieses zweikernige Mycel wird als Dikaryon bezeichnet. Eine Verschmelzung der Zellkerne, wie sonst bei fast allen Eukaryoten nach Befruchtungsvorgängen üblich, erfolgt zunächst nicht. Erst in den Teleutosporen wird die Kernverschmelzung nachgeholt. Aus den vielzelligen Teleutosporen keimen im Frühjahr aus jeder Zelle Keimhyphen aus, in denen die Meiose unter Bildung von vier haploiden Kernen erfolgt und dann durch Querteilung vier haploide Zellen entstehen. Aus diesen keimen Sterigmen, an deren Enden sich jeweils eine Basidiospore bildet, die den Zellkern übernimmt und sich schließlich abteilt. Der Gegensatz zu den Ständerpilzen ist deutlich. Bei diesen entstehen nämlich an einer ungeteilten Basidie vier Sterigmen mit endständigen Basidiosporen, manchmal auch nur zwei Sterigmen mit dann oft zweikernigen Basidiosporen.

Rostpilze sind meist streng wirtsspezifisch. Es sind etwa 5.000 Arten bekannt. Auffallend ist das hohe Alter der Gruppe. Ihre Evolution lässt sich bis in das jüngere Paläozoikum an Hand von Fossilfunden zurückverfolgen. Im Mesozoikum besiedelten sie Gymnospermen. Später in der Oberkreide eroberten sie die Angiospermen als Wirte. Unter anderem wegen des Laubfalles beim Jahreszeitenwechsel bildeten sich dann auch wirtswechselnde Formen heraus. Rostpilze zeichnen sich durch Generationswechsel verbunden mit Kernphasenwechsel (haploid-diploid) aus. Man kann – ohne Absicherung aus Fossilfunden – spekulieren, dass im Devon eine Abspaltung aus einer gemeinsamen Wurzel der Basidiomyceten erfolgte, die sich wiederum von den Ascomyceten ableitete.

Bestimmungschwierigkeiten

Der Rosenrost gehört zur Gattung *Phragmidium*. Diese Gattung ist durch die vielzelligen, sehr großen Teleutosporen gut charakterisiert. Die Zuordnung zu dieser Gattung ist sicher vorzunehmen. Bei der Artbestimmung geht es etwas schwieriger zu. Es kommen zwei Arten in Frage: *Phragmidium tuberculatum* oder *Phragmidium mucronatum*. Beim hier beschriebenen Vertreter sind die Endzellen der Teleutosporen etwas größer als die Mittelzellen und nicht dreieckförmig, die Zellzahl beträgt vier bis sechs, die Papille ist bis 24 Mikrometer lang. Insofern muss es sich um *P. mucronatum* handeln. Allerdings bestehen auch Abweichungen, die eher auf *P. tuberculatum* weisen. Die Uredosporen sind feinstachelig und nicht kräftig stachelig, die Papille ist nicht gelblich. Die hier gemessene Größe der Teleutosporen bleibt etwas hinter den Literaturangaben für beide Arten zurück.

In den Mitteilungen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Stuttgart (1991) hat Dr. Felix Schumm, unseren Lesern als MIKROKOSMOS-Autor bekannt, einen Bestimmungsschlüssel aus drei verschiedenen Bestimmungswerken (Migula, Lindau und Schröter) zusammengesetzt, der aber trotz seines klaren Aufbaues auch nicht vollständige Sicherheit liefert. Man könnte an eine Bastardierung denken, doch dies kommt hier kaum in Frage. Nach genetischen Erkenntnissen entspringen die beiden Arten nicht aus einem gemeinsamen genetischen Seitenzweig, sondern aus zwei getrennten, wenn auch eng benachbarten Seitenzweigen. Es entstehen nach flüchtiger Interneteinsicht wohl derzeit in Deutschland Arbeiten, die sich mit der Genetik beider Arten befassen,

© Elsevier GmbH. Alle Rechte

aber auch nur für Spezialisten Interesse besitzen. Sie sind hier im Literaturverzeichnis wegen ihres vorläufigen Charakters nicht wiedergegeben. Für die Art *P. mucronatum* existieren auch in der Literatur die Synonyme *P. disciflorum* und *P. subcorticum*.

Für die Bestimmung von Rostpilzen eignet sich vor allem das Werk von Migula (1926). Es ist derzeit nicht als Nachdruck erhältlich. Wir werden uns wohl damit abfinden müssen, dass vergleichbare Bestimmungswerke in unserer Zeit für Pflanzen- und Tiergruppen, für die sich die Allgemeinheit nicht interessiert, nicht mehr entstehen werden. Damit wird das Bestimmen in solchen Fällen nur noch universitären Spezialisten mit gutem Literaturzugang möglich sein. Nichtspezialisten werden mit Bestimmungsunsicherheiten leben müssen.

Vorbeugung und Bekämpfung

Von großer Bedeutung ist die Beseitigung des Herbstlaubes. In ihm überwintern die dickwandigen Teleutosporen als Überwinterungssporen des Rostpilzes. In milden Wintern können auch Uredosporen infektiös bleiben. Dies beschleunigt wegen des Entfalls von Entwicklungsschritten im Frühjahr den Pilzbefall. Ganz allgemein ist die Entfernung des Falllaubes fast immer eine sinnvolle Maßnahme gegen die Ausbreitung pflanzenpathogener Pilze. Das traditionelle Laubentfernen aus dem Garten hat somit einen auf Jahrhunderte langer Erfahrung beruhenden Sinn und sollte keineswegs als überflüssige Reinlichkeit abgetan werden. Gegen die Verwendung des Falllaubes als Kompost auch zur Erhaltung der Laubfauna spricht nichts, wenn bei der Kompostanwendung die Erzeugerpflanze ausgespart bleibt.

Zur chemischen Bekämpfung des Pilzes eignen sich bestimmte Fungizide, selbst einfache Kupferspritzmittel wie Kupferoktonat kommen in Frage. Einige Schwermetallionen, so auch Kupferionen, verbinden sich sehr fest mit nach der Oxydationsstufe negativen Schwefelgruppen zu Sulfiden. Solche Schwefelgruppen kommen in regelmäßig in Eiweißen enthaltenen Aminosäuren wie Methionin und Cystein vor. Diese Gruppen bestimmen zum Beispiel durch Disulfidverknüpfung die Raumstruktur der Eiweißmoleküle. Zwängen sich beispielsweise Kupferionen kovalent zwischen solche Disulfidbrücken, wird die räumliche Konformation des Eiweißes verändert. Damit verändert sich auch häufig das katalytisch aktive Zentrum von Enzymen. Das Enzym wird gehemmt. Dies kann bis zum völligen Verlust der Enzymwirkung führen. Bei einigen Schwermetallen wie Quecksilber ist die Bindung so fest, dass sie unter normalen Bedingungen nicht mehr lösbar ist. Vor allem darauf beruht die starke Giftigkeit von Quecksilbersalzen für praktisch alle Lebewesen. Deswegen kommen als Fungizidbestandteil nur noch weniger fest bindende Schwermetalle wie Zink und Kupfer in Frage. Beide Schwermetalle sind darüber hinaus für alle höheren Lebewesen in allerdings kleinsten Mengen unerlässlich. Deshalb gelten Kupfersalze als biologisch wenig bedenkliche Fungizide, solange sie in kleinen Mengen eingesetzt werden. Die Oktansäure bei Kupferoktonat erleichtert die Anwendung als Emulsion und erschwert das Abspülen. Darüber hinaus wirkt sie wie alle Metallseifen aus physikalischen Gründen fungizid (Oberflächenspannungsänderung, pH-Wert-Beeinflussung, u. a.).

Pilzhyphen scheiden zwecks Durchdringung der Kutikula oder der Zellwände von Pflanzen Exoenzyme aus, die zum Teil aus oben genannten Gründen empfindlich gegen schwermetallhaltige Fungizide sind und damit ihre Hydrolysewirkung gegenüber Pektinen nicht entfalten können.

Auch wenn diese Darstellung stark vereinfacht ist und beim Screening von solchen Spritzmitteln weitere Wirkungen zu überlegen sind, erklärt dies doch recht gut, warum Zink- und Kupferverbindungen als Fungizide eingesetzt werden. Etwas komplexer gebaute Zinkverbindungen mit Zusatzwirkungen, die unter Bezeichnungen wie Zineb und Mancozeb gehandelt werden, sind beim Rosenrost weniger gebräuchlich. Bei veralteten Schwefelpräparaten als Fungizid werden ähnliche Mechanismen eine Rolle spielen. Das neuere Präparat Folicur von Bayer mit Tebuconazol als Wirkstoff geht andere Wege. Es wirkt ausgezeichnet, soll aber nach Herstellerangabe zur Vermeidung von Resistenzen weder im Übermaß noch ausschließlich eingesetzt werden. Dies gilt allgemein. Fungizid im Ziergarten ist nur bei Befallsdruck vertretbar. Vorrangig sind einfache Pflegemaßnahmen wie beispielsweise die Laubentfernung. Beim Rosenrost ist wegen des lokalisierten Befalles vorteilhaft, dass ein Einsatz bis zu ersten Befallserscheinungen aufgeschoben werden kann. Dieser muss dann aber schnell erfolgen, bevor es zu einer Massenausbreitung durch die Sporen kommt.

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

Allen Präparaten mit oben beschriebenen Wirkmechanismen ist gemeinsam, dass sie nur äußerlich angewendet werden dürfen. Eine systemische Anwendung würde die behandelten Pflanzen – wegen des Wirkmechanismus sofort verständlich – schwer schädigen. Allgemein gilt die chemische Bekämpfung von Rostpilzen wegen der komplexen Sporenfolge als schwierig. Beim Rosenrost trifft dies nicht zu.

Neue Ideen einer Bekämpfung

Die Zukunft als Fungizide haben sicherlich spezifischer wirkende Mittel. Als früher Schwachpunkt beim Rosenrost können die sexuellen Vorgänge gelten, die der Bildung der Aecidiosporen vorangehen. Ein Angriff auf die Piknidien oder die Hemmung der pilzlichen Chitinsynthese kämen in Frage. Noch besser wäre es, auf vorweg entstehende Signalstrukturen zu zielen. Im Bereich der Insektizide ist dies bereits gebräuchlich. So haben sich einige chemisch recht einfach aussehende Verbindungen mit Hormonwirkung bei Beachtung der Resistenzvermeidung als außerordentlich geeignet erwiesen. Sie wirken in kleinsten Mengen und sind biologisch gut abbaubar.

Angesichts der wirtschaftlichen Schäden durch Pilze an Nutzpflanzen sind vergleichbare Forschungen, so schwierig sie auch sind, unerlässlich. Wer sich intensiv zu diesen Fragen informieren will, findet in dem im Literaturverzeichnis genannten Werk *Phytopathologie* (Elstner et al., 1996) eine ausgezeichnete Übersicht.

Danksagung

Ganz herzlich sei dem Griegel Verlag, Dorsheim, für die Erlaubnis gedankt, die Vorlage zum Lebenszyklus des Rosenrosts (Abb. 1) aus der erfolgreichen Buchtrilogie *Mein gesunder Gemüse-, Zier-, Obstgarten* für diesen Bericht nutzen zu dürfen.

Literaturhinweise

Böhmer, B., Wohanka, W.: Farbatlas Krankheiten und Schädlinge an Zierpflanzen, Obst und Gemüse, 2. Auflage. Ulmer Verlag, Stuttgart 2008.

Elstner, E., Oßwald, W., Schneider, I.: Phytopathologie – Allgemeine und biochemische Grundlagen. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1996.

Engler, A.: Syllabus der Pflanzenfamilien, Band 1. Gebr. Bornträger, Berlin 1954.

Esser, K.: Kryptogamen, Springer-Verlag, Berlin 1976.

Gäumann, E.: Die Pilze, 2. Auflage. Birkhäuser Verlag, Stuttgart 1964.

Griegel, A.: Mein gesunder Ziergarten. Griegel Verlag, Dorsheim 2004.

Migula, W.: Die Brand und Rostpilze, 4. Auflage. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1926.

Müller, E. Löffler, W.: Mykologie, 2. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1971.

Roeser, R.: Mikroskopische Untersuchung des Birnengitterrostes. Mikrokosmos 92, 27–35 (2003).

Schumm, F.: Der Rosenrost. Mitteilungen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, 1991, Heft 1.

Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 30. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena 1971.

Verfasser: Dr. Rainer Roeser,
Marienstr. 4, 52388 Nörvenich

Mikro-Markt

Zeiss Axioskop
mit Fluoreszenzeinrichtung, Kamera und Monitor zu verkaufen.
Detaillierte Informationen finden Sie unter:
www.vende2000.de

www.mikroskopier-bedarf.de
online-shop & Service / Reparaturen
Tel./Fax: 0341/4 61 65 96

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

Anwendung verschiedener Untersuchungsmethoden an der Strauchflechte Pseudevernia furfuracea

Teil 1: Makroskopische Darstellung

Hans Jürgen Steinkohl und Siegbert Holzapfel

Wie es scheint, werden Flechten von uns Mikroskopikern unbegründet etwas stiefmütterlich behandelt. Die Autoren möchten mit ihrem Beitrag dazu anregen, sich mit dieser interessanten Pflanzengruppe einmal etwas intensiver auseinanderzusetzen, indem verschiedenste Methoden zum Einsatz kommen. Dieser Artikel konzentriert sich auf die aktuellen Verfahren zur Darstellung des makroskopischen Aspekts der Flechten. Teil 2 behandelt die mikroskopische Dimension, indem die Anfertigung von Flechtenschnitten erläutert und die Methode zur Visualisierung von Flechteninhaltsstoffen dargelegt wird.

Die Flechten (Lichenes) nehmen unter den Pflanzen eine bemerkenswerte Sonderstellung ein. Pilz und Alge bilden durch ihr gemeinsames Zusammenleben (Symbiose) eine völlig neue Pflanze, deren ausgeprägte Eigenarten auf ein hohes phylogenetisches (stammesgeschichtliches) Alter der Gruppe schließen lassen.

Nach den Wuchsformen der Flechte unterscheidet man Krustenflechten, Blatt- oder Laubflechten sowie Strauchflechten. Wegen ihrer Häufigkeit und weiten Verbreitung haben die Autoren für ihre Untersuchungen die Strauchflechte *Pseudevernia furfuracea* ausgewählt (Abb. 1).

Auszug der Beschreibung dazu aus Kirschbaum und Wirth (2010) „Flechten erkennen – Umwelt bewerten": *Graue Strauchflechte mit bandartigen, gegabelten, oberseits dicht isidiösen Lagerabschnitten und im Gegensatz zur Gattung* Parmelia *mit rhizinenfreier Unterseite (Hyphenbündel der Stränge).*

Lager strauchig abstehend, mit bandartigen Ästen, bis 10 cm, locker gabelig verzweigt, mit unterschiedlich gebauter und gefärbter Ober- und Unterseite.

Oberseite grau bis bräunlich grau. Unterseite anfangs weißlich bis rosa, im Alter schwarz bis bläulich schwarz, leicht rinnig durch nach unten umgebogene Ränder (siehe Abb. 3a). *Lappen bis 10 cm lang und 0,5 cm breit, unregelmäßig geweihartig bis gabelig verzweigt, mit kurzen Seitenzweigen, stark mit zylindrischen bis koralloiden Isidien besetzt, diese haben oft gebräunte Spitzen (*Erklärung zu Isidien im Glossar).

Als interessante Ergänzung zu dieser Beschreibung erwähnt Poelt in seinem *Bestimmungsschlüssel Europäische Flechten* (1969–1974) zu *Pseudevernia: Als zufällige Bildungen finden sich selten an alten, oft absterbenden Lagern zerstreute Kugelsorale* (Erklärung zu Soralen siehe Glossar). In der neueren Literatur findet

Abb. 1: Habitus der Strauchflechte *Pseudevernia furfuracea.*

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

man keinerlei Hinweise mehr auf das gelegentliche Auftreten von sorediösen Lagern bei *Pseudevernia furfuracea*.

Mit dem österreichischen Artikel *Beobachtungen an einer sorediösen Population von* Pseudevernia furfuracea (Hafellner und Obermayer, 2004) haben die Autoren einen Flechtenfund an einer Fichte (*Picea abies*) aus der Steiermark beschrieben, wobei auf dem Flechtenthallus sowohl Isidien als auch verschiedene Stadien von Soralen vorhanden waren. Dieses gleichzeitige Auftreten von zwei morphologisch deutlich getrennten Typen vegetativer Diasporen an einem Thallus ist äußerst selten. Die beiden Autoren gehen davon aus, dass es sich bei der Soralbildung nicht um eine gewissermaßen krankhafte Reaktion des *Pseudevernia*-Thallus auf ein Pathogen handelt, sondern *dass ein noch unbekannter Mechanismus (z. B. das Ein- oder Ausschalten eines Gens) die Ursache sein muss, dass Thalli dazu übergehen, charakteristisch gestaltete Sorale und Soredien zu bilden.*

Pseudevernia furfuracea ist ein ausgesprochener Acidophyt. Sie bevorzugt also saure, nährstoffarme Lebensräume und vertritt die einzige europäische Spezies von den insgesamt fünf, hauptsächlich nordamerikanischen Arten. *Pseudevernia furfurcea* wächst auf sauren Rinden von Laub- und Nadelbäumen sowie an Silikatfelsen. Sie gehört mit zu den am häufigsten vorkommenden Strauchflechten, so dass es keine Schwierigkeiten bereiten dürfte, sie zu finden und folgende Untersuchungen nachzuvollziehen.

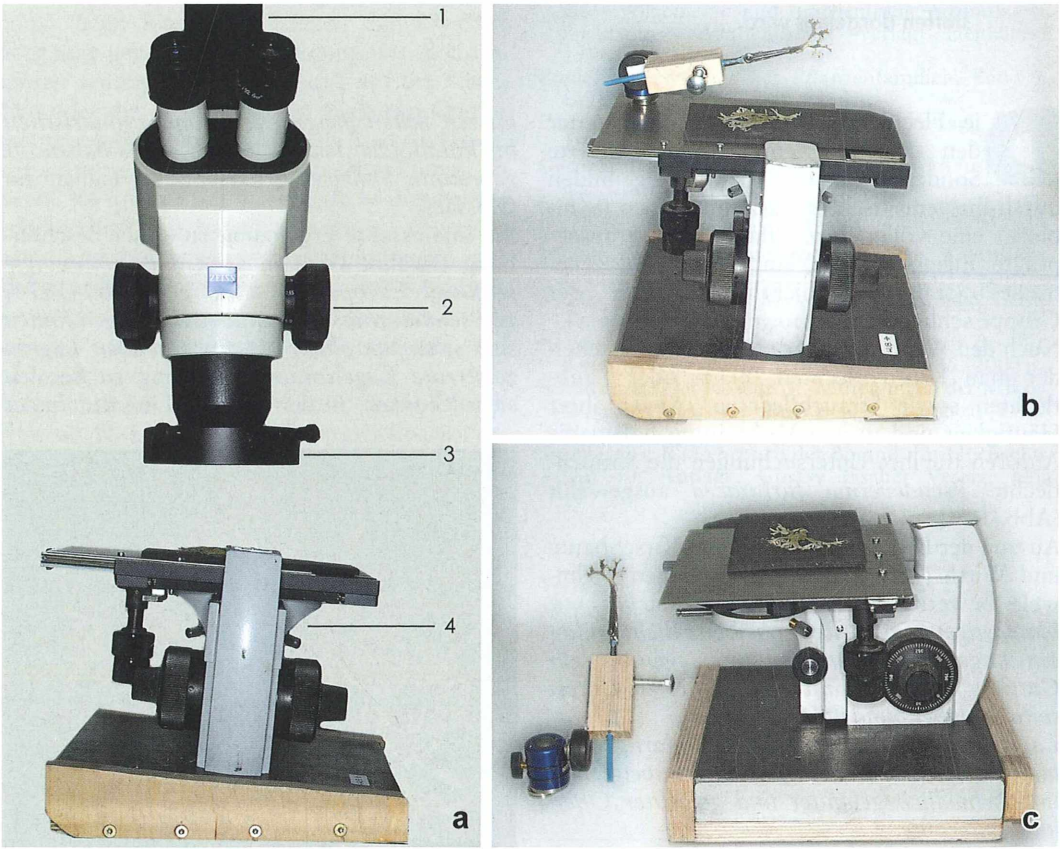


Abb. 2: a Stereomikroskop mit Fotoaufsatz (1), Vergrößerungswechsler (2), Schott-LED-Ringlicht (3) sowie Stapelvorrichtung mit geneigtem Kreuztisch (4), Neigungswinkel 5,5° (entspricht dem halben Stereowinkel des Zeiss Stemi). **b** und **c** Stapelvorrichtung mit geneigtem Kreuztisch. Die Tischoberfläche ist zur Aufnahme eines Objekthalters mit einem Magnethalter aus Stahl ausgeführt. Der Objekthalter selbst besteht aus einem kleinen Novoflex-Kugelkopf, an dem über eine drehbare Krokodilklemme das Objekt von allen Seiten betrachtet werden kann.

Untersuchung mit dem Stereomikroskop bei gleichzeitiger fotografischer Dokumentation

Zur Bestimmung von Flechten sowie zur Erkennung der dazu erforderlichen Details, bietet sich vorzugsweise die Verwendung eines Stereomikroskops mit geeigneter Beleuchtung an. Will man das Gesehene dann sinnvollerweise auch dokumentieren, sollte das Stereomikroskop eine Fotoeinrichtung besitzen (Abb. 2), wie sie beispielsweise von Steinkohl und Holzapfel (2011) beschrieben wird.

Aus den daraus inzwischen gewonnenen Erfahrungen wurde ein neues Verfahren entwickelt, welches es jetzt ermöglicht, Fotos mit großer Schärfentiefe ohne jeglichen Versatz beim Stapelvorgang (Stacking; Zimmert, 2013) zu erstellen. Die in Abbildung 2 gezeigte Vorrichtung besteht aus dem Grob-/Feintrieb eines umgebauten Mikroskopstativs, wobei die Ebene des Kreuztisches einschließlich des Mikroskophubs den Neigungswinkel (halber Stereowinkel) des Stereomikroskops – im vorliegenden Fall 5,5° – aufnimmt.

Bei einer Aufnahmeserie (Stapeln) wird nun nicht mehr die Schärfe über das Stereomikroskop eingestellt, sondern durch Anheben des Objektes mit dem Mikroskopstativ. Durch diese Lösung wird das zu fotografierende Objekt bei jeder neuen Schärfenebene exakt im Strahlengang des Stereomikroskops nach oben bewegt, ohne dass ein Versatz durch den Stereowinkel auftritt. Durch dieses Verfahren liegen die gestapelten Aufnahmen wie bei einer senkrechten Projektion übereinander und können vom verwendeten Bildbearbeitungsprogramm ohne Korrektur verarbeitet werden.

Diese Arbeitsweise mit dem Stereomikroskop hat gegenüber der nachfolgend beschriebenen Makrofotografie den großen Vorteil, dass das Gesehene sofort dokumentiert werden kann. Die erzielbare Auflösungsqualität der Aufnahmen ist in der Regel ausreichend (Abb. 3). Zur bestmöglichen Kontrastdarstellung wird die Verwendung eines LED-Ringlichts mit Sektorenschaltung empfohlen, wie sie in dem erwähnten MIKROKOSMOS-Artikel beschrieben wird (Steinkohl und Holzapfel, 2011).

Untersuchen und Dokumentieren von Flechtendetails mit dem Makrostand

In vielen Fällen reicht das Makroobjektiv mit einem maximalen Abbildungsmaßstab von 1 : 1 nicht aus, um winzige Details von Flechten zu dokumentieren, die zur Bestimmung wichtig sind. Hier kommt das altehrwürdige Balgengerät wieder zum Einsatz. Es hat den Vorteil, dass preisgünstige Objektive adaptiert werden können, die es uns ermöglichen, hochwertige Makroaufnahmen mit hoher Auflösung zu erstellen. Sowohl Balgengeräte als auch entsprechende Objektive sind über das Internet günstig zu erwerben.

Die Möglichkeit, über entsprechende Adapter sogar Mikroskopobjektive am Balgen zu verwenden, lassen uns in einen extremen Abbildungsbereich vordringen, jedoch wird dies durch den noch verbleibenden Arbeitsabstand eingeschränkt. Der rückseitige Kameraanschluss erfolgt durch einen Übergangsring (Abb. 4a). Für die frontseitige Aufnahme wurde ein Plattensystem verwendet, welches es

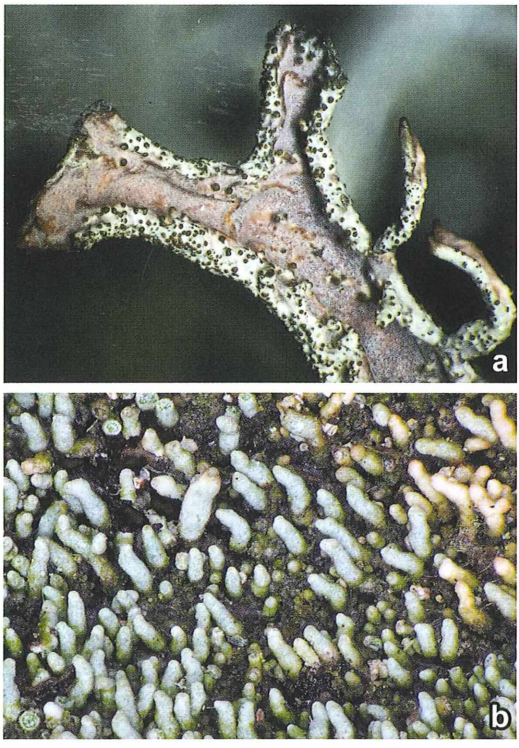


Abb. 3: Bandartiger Ast von *P. furfuracea*. **a** Rückseite, mit nach unten umgebogenen Rändern, welche den Isidienbewuchs der Oberfläche zeigen. Stemi Vergr. 2×, Stapelaufnahme 43×, LED-Ringlicht mit ¼ Segmentschaltung. **b** Thallus Oberseite (alter Ast) mit dichtem Isidienbewuchs. Stemi Vergr. 5×, Stapelaufnahme 43×, LED-Ausleuchtung mit Spaltringlicht.

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

ohne teure Zwischenringe ermöglicht, Fremdobjektive zu adaptieren (Abb. 4c). Tabelle 1 zeigt die Verwendung eines Olympus-Balgengerätes in Verbindung mit einer Canon EOS Vollformatkamera (MKII) mit verschiedenen Objektiven.

Ein wichtiger Faktor bei der Verwendung der aufgeführten Objektive stellt jedoch das Auflagemaß dar. Unter dem Auflagemaß versteht man den Abstand der Objektiv-Rückseite zur Sensorebene der Kamera. Bei dem Lomo-Plan 3,5× Mikroskopobjektiv und RMS-Tubus beträgt das Auflagemaß bei circa 20 mm Balgenauszug bereits ~160 mm, was seiner gerechneten Mikroskop-Tubuslänge entspricht, und in diesem Bereich von circa 3,5facher Vergrößerung erreicht das Objektiv auch seine höchste Abbildungsleistung. Inwieweit man durch Verlängerung des Balgenauszuges die dadurch erzielbare Vergrößerung anhebt, ohne dass die Auflösung zu stark nachlässt, muss man selbst austesten. Das hochwertige Zeiss-Lupenobjektiv Luminar 25 bringt beispielsweise seine höchste Leistung (Auflösung) bei einem Vergrößerungsmaßstab von 8,8×, am Balgen kann es mit bestimmter Einschränkung im Bereich von 4,8×–11,25× verwendet werden.

Unempfindlicher reagieren die aufgeführten Vergrößerungsobjektive auf weitgespreizte Vergrößerungsmaßstäbe, weil sie in ihrer Anwendung dafür gerechnet wurden. Ab einer Vergrößerung von 1:1 sollten sie in Retrostellung adaptiert werden, also umgedreht mit der Frontlinse in Richtung Balgen. Sowohl die Lupenobjektive als auch die Vergrößerungsobjektive sollten bei den Stapelaufnahmen mit offener Blende verwendet werden, weil man damit ihre höchste Auflösung ausnutzen kann. Um auch über das Balgengerät extreme Makroaufnahmen mit großer Schärfentiefe zu bekommen, wird hier ebenfalls ein so genannter Fokusblock mit Grob- und Feintrieb verwendet. Auch hier wird wie beim Stereomikroskop nicht mit dem Balgen oder der Kamera die Schärfen-

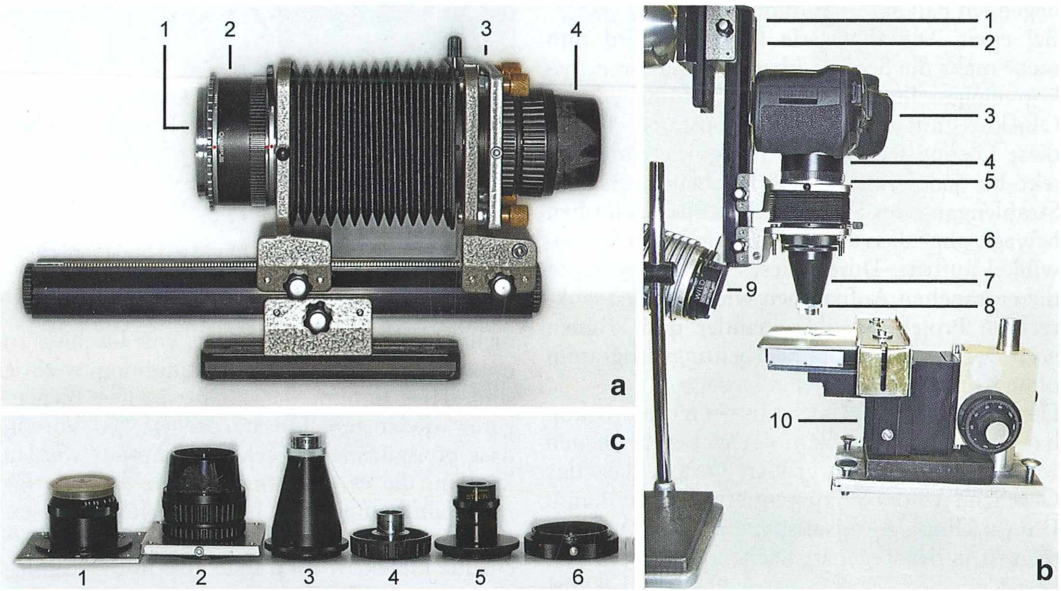


Abb. 4: **a** Balgengerät mit Adapterring Canon EOS auf Olympus (1), Zwischenring Olympus, 25 mm (2) (um an der Rückseite des Balgens eine Kamera anschließen zu können, ist mindestens der Olympus-Zwischenring 12,5 mm erforderlich), Objektiv-Aufnahmeplatte (Eigenbau) (3) sowie Nikkor-EL-Vergrößerungsobjektiv in Retrostellung (4). **b** Kompletter Reprostand bestehend aus Kugelkopf an Reprosäule (1), Olympus Balgengerät (2), Canon EOS MKII Vollformat Kamera (3), EOS/Olympus Adapter (4), Olympus/Zwischenring 25 mm (5), Olympus-Bajonett mit M42 (6), RMS-Tubus mit M42-Gewinde (7), Lomo-Plan-Achromat 3,5× (8), Wild-Leuchte (LED Umbau) (9) sowie Stapelblock mit Kreuztisch (10). **c** Objektiv-Erläuterung: 1 Leitz-Focotar 4,5/50 mm: Vergrößerungsobjektiv in Retrostellung, 2 Nikon – EL 2,8/50 mm (Vergrößerungsobjektiv in Retrostellung auf Montageplatte), 3 Lomo-Plan – Achro 3,5× (montiert auf RMS-Tubus), 4 Zeiss-Achromat 3,2×, 5 Luminar 25 mm (Zeiss-Lupenobjektiv), 6 Olympus-Ring mit M42.

Tabelle 1: Mögliche Anwendungsbereiche der aufgeführten Objektive zum Balgengerät in Verbindung mit einer Vollformat-Kamera (Sensor 24/36 mm).

	Balgenauszug	Objektgröße/ Sensorbreite	Arbeitsabstand	Vergrößerung
Focotar 4,5/50 mm	30 mm	30 mm	90 mm	1,2x
	75 mm	17,3 mm	68 mm	2,08x
	150 mm	11,0 mm	60 mm	3,27x
Nikon-EL 2,8/50 mm	30 mm	18 mm	60 mm	2,0x
	75 mm	13 mm	52 mm	2,76x
	150 mm	8,5 mm	45 mm	4,23x
Lomo-Plan 3,5x	30 mm	12,0 mm	25 mm	3,0x
	75 mm	7,8 mm	20 mm	4,62x
	150 mm	5,0 mm	20 mm	7,2x
Lomo-Plan 3,5x mit RMS-Tubus	30 mm	7,5 mm	~20 mm	4,8x
	75 mm	5,8 mm	18 mm	6,21x
	150 mm	4,0 mm	15 mm	9,0x
Zeiss Achro 3,2x mit RMS-Tubus	50 mm	7,2 mm	22 mm	5x
	75 mm	6,2 mm	22 mm	5,8x
	150 mm	4,5 mm	20 mm	8x
Zeiss-Luminar 25 mit RMS-Tubus	30 mm	7,0 mm	20 mm	5,14x
	80 mm	5,0 mm	20 mm	7,2x
	140 mm	3,8 mm	18 mm	9,47x

Als Balgenauszug ist die Entfernung der beiden Standarten des Balgens gemessen.

ebene angehoben, um mehrere Stapelaufnahmen zu machen, sondern das Objekt wird Aufnahme für Aufnahme in Richtung Balgengerät mit dem Fokusblock feinstufig angehoben, ohne dass Vibrationen und Verwacklungen an Balgen und Kamera entstehen können. Mit dem Canon Live View und dieser Technik werden hochwertige Extremmakros bis zu einer Vergrößerung von 10× und größer möglich (Abb. 5).

Die Autoren möchten nicht unerwähnt lassen, dass natürlich auch bei den Makroaufnahmen mit dem Balgengerät die Beleuchtung neben den verwendeten Objektiven als wichtigstes Zubehör anzusehen ist. Je nach Objekt und Abbildungsmaßstab wird man auch hier eigene Versuche mit verschiedenen Lichtquellen (Blitz, LED, etc.) anstellen müssen, um zu guten Ergebnissen zu kommen. Verschiedene Lichtquellen kann man nur kombinieren, wenn deren Farbtemperatur annähernd gleich ist.

Glossar

Isidien, isidiös

Isidien sind kleine, meist einfache stift- oder keulenförmige Auswüchse der Oberseite des Lagers (Thallus), welche Algen enthalten und in ihrer Anatomie dem des Lagers entsprechen und

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

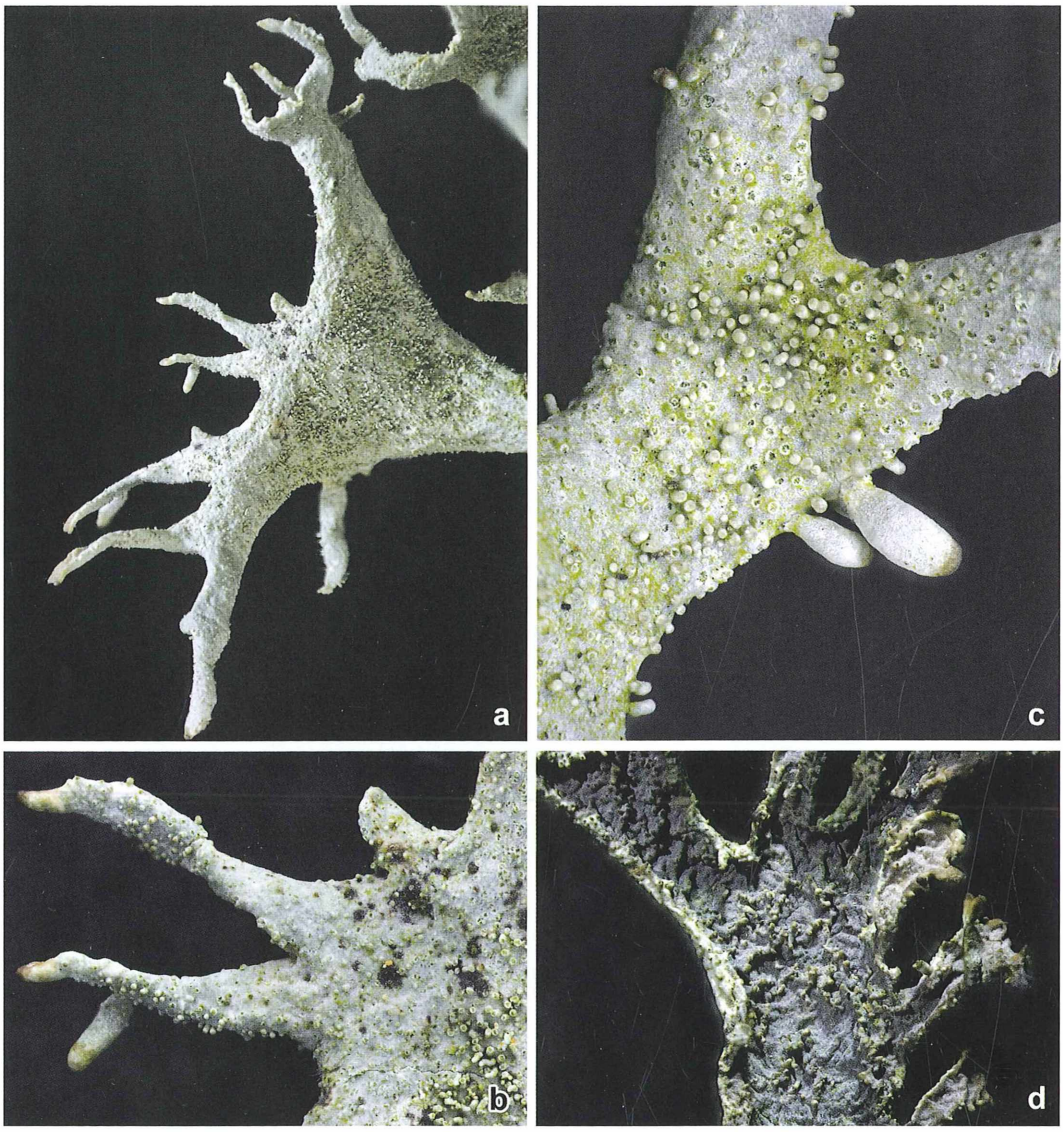


Abb. 5: Isidiöse Äste, Balgen. **a** Leitz Focotar, Stapel 58×, LED-Ausleuchtung. **b** Nikkor-EL, Stapel 28×, LED-Ausleuchtung. **c** Plan Apo 8×, Stapel 33×, LED. **d** Rückseite eines älteren Astes, Balgen, Nikkor-EL, Stapel 38×.

die den vegetativen Fortpflanzungsorganen dienen. Isidien brechen in einem Stück vom Thallus ab. Jede Isidie stellt somit eine einzige Diaspore dar, welche zur Verbreitung massiv vom Lager abgestoßen wird. Der Flächenbewuchs des Thallus mit Isidien wird als isidiös bezeichnet.

Sorale, Soredien

Ein Soral ist eine Öffnung mit begrenztem Areal in der Thallusoberfläche, an dem sich die Soredien in einer Vielzahl als staubige Masse bilden. Indem sie sich von dem Soral loslösen, sorgen sie für die Verbreitung und Fortpflanzung der Flechte. Das Soredium selbst besteht aus einer Anzahl zusammengedrängter Algenzellen, die von einer Schicht Pilzhyphen umsponnen sind. Man unterscheidet je nach ihrer Form im Wesentlichen Flecksorale, Kugelsorale, Kopfsorale, Spaltensorale und Lippensorale.

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

Literaturhinweise

Anders, J.: Die Strauch- und Laubflechten Mitteleuropas. Gustav Fischer Verlag, Jena 1928.

Hafellner, J., Obermayer, W.: Beobachtungen an einer sorediösen Population von *Pseudevernia furfuracea*. Herzogia 17, 45–50 (2004).

Henssen, A, Jahns, H. M.: Lichenes – Eine Einführung in die Flechtenkunde. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1974.

Kirschbaum, U., Wirth, V.: Flechten erkennen – Luftgüte bestimmen. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 1997.

Kirschbaum, U., Wirth, V.: Flechten erkennen – Umwelt bewerten. Hessisches Landesamt für Umwelt und Geologie, Wiesbaden 2010.

Poelt, J.: Bestimmungsschlüssel Europäische Flechten. J. Cramer Verlag, Vaduz 1974.

Schömmer, F.: Kryptogamen-Praktikum. Praktische Anleitung zur Untersuchung der Sporenpflanzen. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1949.

Steinkohl, H. J., Holzapfel, S.: Digitale Aufnahmen mit Spiegelreflexkamera und Stereomikroskop. Ein Erfahrungsbericht mit Tipps für Neueinsteiger und Anwender. Mikrokosmos 100, 42–48 (2011).

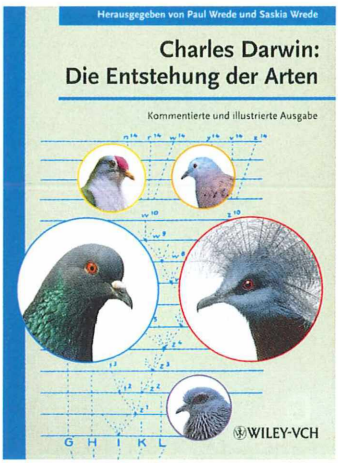
Verfasser: Hans Jürgen Steinkohl,
Max-Matheis-Str. 64, 94036 Passau,
E-Mail: summilux@gmx.de
und Siegbert Holzapfel,
Achleiten 33, 4092 Esternberg, Österreich,
E-Mail: siegbert.holzapfel@aon.at

Buchbesprechung

Wrede, P., Wrede, S. (Hrsg.): Charles Darwin: Die Entstehung der Arten. Kommentierte und illustrierte Ausgabe.
Wiley-VCH, Weinheim 2012, 573 Seiten, Softcover, € 49,90, ISBN 978-3-527-33256-4.

Nichts macht Sinn in der Biologie außer im Lichte der Evolution (Theodosius Dobhzansky, 1964). Diese Aussage des russischen Genetikers, Zoologen und Evolutionsbiologen könnte der Anstoß zur Herausgabe des vorliegenden Buches gewesen sein. Obiges Statement wird auf eindrucksvolle Weise allein schon durch die Konzeption des Buches veranschaulicht, besteht es doch aus drei Teilen mit völlig unterschiedlichen Blickwinkeln auf die Evolution.

Im ersten Teil war es das Anliegen der Herausgeber, dem Leser die Bedeutung Darwins im Hinblick einerseits auf sein weit gefächertes naturwissenschaftliches Interesse sowie andererseits auf sein geniales Erkennen von Zusammenhängen und Bilden von Schlussfolgerungen vor Augen zu führen. Dies soll durch die originale



Wiedergabe der 6. Auflage seines bedeutenden Werkes *Über die Entstehung der Arten durch natürliche Zuchtwahl* (1872, Übersetzer: J. V. Carius 1986) erreicht werden, die dankenswerter Weise an die neue deutsche Rechtschreibung angepasst wurde. Auch wurden zahlreiche Erläuterungen und viele anschauliche Abbildungen von den Herausgebern eingefügt. Außerdem wird der Leser erfreut feststellen, dass einzelne Aussagen farblich hervorgehoben sind, so beispielsweise wichtige Befunde und Schlussfolgerungen blau oder aber Aussagen zu den Galapagosinseln rot. Des Weiteren wird dem Leser der zur gleichen Zeit wie Darwin wirkende und ähnlich bedeutende Alfred Russel Wallace durch die Wiedergabe zweier bedeutender (übersetzter) Essays vorgestellt. Im zweiten Teil dieses gelungenen Werkes wird an ausgewählten Beispielen aus der Molekularbiologie, der Ethologie, der Immunologie sowie der Ökologie eindrücklich demonstriert, wie die mit modernen Methoden gewonnenen Erkenntnisse die Darwin'schen Aussagen auf überzeugende Art und Weise bestätigen und untermauern. Im dritten, kürzesten Teil finden sich Kurzbiografien sowie eine knappe Gegenüberstellung der wissenschaftlichen Leistungen der beiden Evolutionsforscher Darwin und Wallace. So kann der Leser bei Bedarf schnell Details nachschlagen und sich selbst ein Urteil der Bedeutung der beiden Forscher bilden.

Abgerundet wird das ergiebige Buch durch einen aufregenden Blick in die Zukunft – inwiefern aufregend, das möge der Leser selbst herausfinden.

Erika Hausmann, Berlin

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

Mikro-Lyrik

Ballistik und Seilkunde – Zwei Fälle für die Mikrolyrik

Die vor längerer Zeit vom MIKROKOSMOS kreierte Rubrik *Mikro-Lyrik* wurde von den Literaturwissenschaftlern bislang noch nicht näher definiert. Somit mag unter der neuen Gattung ein jeder verstehen, was er gefühlsmäßig damit verbindet. Mich hat diese Rubrik inspiriert, Hinweisen auf Mikroskop und Mikroskopie in gedruckten Texten nachzugehen, zumeist in Kriminalromanen. Das lyrische Moment fällt bei dieser Sichtweise zugegebenermaßen recht spärlich aus.

Dafür drängt sich etwas anderes auf: Krimiautoren sind kaum Fachleute für Mikroskopie. Während sie zum Beispiel gern profunde Waffenkenntnisse durchscheinen lassen oder fachkundig gruselige Obduktionen beschreiben, zwischenmenschliche Beziehungen (zumal horizontalen Gentransfer) umschweifig ausmalen sowie Schalten und Walten des Polizei- und Gerichtsapparats sachkundig schildern, geraten Darstellungen mikroskopischer Untersuchungen zumeist vage bis unzutreffend. Einige Beispiele konnte ich in dieser Rubrik bereits vorstellen.

Zwei neue Funde lassen hingegen eine genauere Gerätekenntnis der Autoren erkennen. Das erste Beispiel fand ich im Goldmann Taschenkrimi 4200 *Der dunkle Spiegel* von Basil Copper von 1966 (Abb. 1). In dem *spannenden Thriller, hart und poetisch zugleich* (so die englische Presse) soll Privatdetektiv Mike Faraday für den Antiquitätenhändler Adrian Horvis ermitteln. Doch sein neuer Klient wird praktisch vor seiner Nase erschossen. Kurz zuvor erging es dessen ominösem Geschäftspartner Cesare Braganza nicht besser. In beiden Fällen diente als Tatwaffe ein Revolver mit Schalldämpfer. Auch auf Mike Faraday wird im Verlauf der Handlung geschossen (natürlich!): *In einem der geparkten Wagen flammte ein Feuerzeug auf. Etwas zischte an meinem Gesicht vorbei (...). Ich warf mich zu Boden, rollte mich zur Seite und griff gleichzeitig nach meinem Revolver. Der Schuß war aus einer Waffe mit Schalldämpfer gekommen, denn ich hatte keinen Abschußknall gehört.* 36 Seiten weiter heißt es: *Ich blieb vor dem Gebäude stehen, um mir eine Zigarette anzuzünden. Dabei fiel mein Blick auf den Parkplatz, auf dem es zu dem nächtlichen Schußwechsel gekommen war. Ich schlug mir mit der flachen Hand gegen die Stirn, weil ich nicht früher daran gedacht hatte. Ich brauchte nicht lange zu suchen, bis ich das Loch* (in der Einfriedung des Platzes) *gefunden hatte, das die Kugel in das oberste Brett des rustikalen Zauns gerissen hatte. Falls das Geschoß nicht irgendwo abgeprallt war, brauchte ich nicht weiterzusuchen, denn dann konnte es irgendwo liegen. Ich bog um das Ende des Zauns, kam zu dem Loch zurück und stellte fest, daß ich ausnahmsweise Glück gehabt hatte. Das Geschoß war von der Metallstrebe eines Telefonmastes abgeprallt, und ich entdeckte es ein paar Minuten später tief ins Holz gebohrt. Ich brauchte einige Zeit, um es mit dem Taschenmesser herauszuholen. Die Kugel war natürlich deformiert, aber das würde die ballistische Untersuchung kaum behindern. Ich steckte das formlose Stück Blei ein, ging zu meinem Wagen und fuhr ins Büro.*

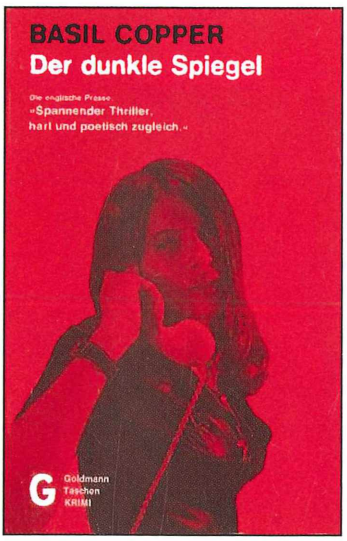


Abb. 1: Titelbild *Der Dunkle Spiegel.*

Und nun kann der Privatdetektiv den polizeilichen Ermittlern Captain Tucker und Captain Jacoby etwas Unvermutetes präsentieren: *Bevor er etwas sagen konnte, holte ich meine kleine Überraschung aus der Tasche und warf das deformierte Geschoß auf den Schreibtisch. „Mit einer Empfehlung von der Geschäftsleitung", sagte ich dabei. „Was ist das?" fragte Tucker. Ich erzählte es ihm. „Wenn ich richtig vermutet habe, passt diese Kugel zu den anderen", fügte ich hinzu. (...)*

Dann gingen wir zu dritt ins Labor im ersten Stock hinauf. Ein kleiner grauhaariger Chemiker in weißem Kittel nahm das Geschoß entgegen, kennzeichnete es und untersuchte es dann unter einem Vergleichsmikroskop. „Die gleiche Waffe", teilte er uns ausdruckslos mit, als er endlich zurückkam. „Ich schicke Ihnen eine Aufnahme und die Karte hinunter, Dan."

MIKROKOSMOS-Leser können die coole Attitude des *kleinen grauhaarigen Chemikers* wahr-

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

scheinlich gut nachvollziehen, denn sie kennen sich mit Vergleichsmikroskopen und ihrer Verwendung aus: *Wenn Detektive doppelt sehen – Zur Geschichte des Vergleichsmikroskops* (Lüthje, 2008). Was sie nicht wissen können – in diesem Fall hilft die kriminale Ballistik, einen Agentenring auffliegen zu lassen, der Geheimmaterial der amerikanischen Atomenergiebehörde an den Feind liefern will. Aber wie man am Fortbestand der Welt sehen kann – es ging noch einmal gut, dank Mike Faraday!

Das zweite mikrolyrische Beispiel ist durchaus von gediegenerer Qualität. Es geht um Jo Nesbøs norwegischen Kriminalroman *Leopard* (Ullstein Taschenbuch, 5. Auflage, Berlin 2011; Abb. 2). Der uns interessierende Ausschnitt aus dem 699seitigen Geschehen: Eine Politikerin wird mit einem Seil ermordet. Kriminaltechniker Bjørn Holm bemerkt an diesem Tatwerkzeug einige Besonderheiten.

Ich habe Muscheln daran gefunden (...), aber kein Salz (...). Das ist ziemlich ungewöhnlich. Muscheln. Im Süßwasser (...) Ich habe das mit einem Limnologen besprochen. Also, es handelt sich um eine Jütlandmuschel, die kleinste Teichmuschelart, die man bisher nur hier bei uns in Norwegen gefunden hat.

Diese Feststellung deutet als Herkunftsort des Seiles auf die Seen Øyeren oder Lyseren, zwei benachbarte Gewässer im Distrikt Østfold. Doch damit nicht genug: Das Seil besteht aus Ulmen- und Lindenfasern, vorwiegend Ulme. Wir erfahren: So wurden früher auf dem Lande die Stricke angefertigt. Gern verwendete man nur Lindenfasern, weil diese am wenigsten Wasser aufnahmen und daher nicht geteert werden mussten. Den Ermittlern fällt es bei dieser Sachlage leichter, den Produktionsort des gemischten Taues ausfindig zu machen.

Und so führt die Spur Bjørn und seine Kollegen Harry Hole und Kaja Solness tatsächlich zu einer verlassenen Seilerei am Lyseren. An einem dicken Nagel in der Wand hängt eine Seilrolle. Schon legt der Kriminaltechniker los: *Er warf die Seilrolle auf den Tisch, öffnete den kleinen Rucksack, den er mitgebracht hatte, schaltete eine Taschenlampe ein, an der Klemmen befestigt waren, mit denen er sie an den Deckenbalken befestigen konnte. Dann nahm er seinen Laptop heraus, ein tragbares Mikroskop in der Größe und Form eines Hammers, schloss es über den USB-Port am Laptop an, vergewisserte sich, dass auf dem Bildschirm etwas zu erkennen war, und lud ein Foto hoch, das er vor ihrem Aufbruch auf dem Laptop gespeichert hatte.*
(...)
Harry drehte sich um: „Die gleiche Art Seil?"
„Kein Zweifel", sagte Bjørn, während er das Hammermikroskop auf das Seilende richtete und hoch aufgelöste Fotos schoss. „Linde und Ulme. Aus Fasern der gleichen Länge und Dicke. Aber das ist noch nicht alles, wir haben es hier mit einer absolut frischen Schnittkante zu tun."
Holm deutete auf den Bildschirm. „Das Bild links habe ich im Labor gespeichert. Das zeigt die Schnittfläche des Seils im Frognerbad (Tatort), *25-fach vergrößert. Und bei diesem Seil hier habe ich den perfekten (...) Match."*

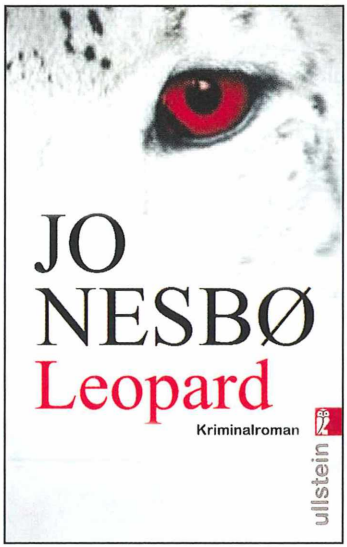


Abb. 2: Titelbild *Der Leopard.*

Die Ermittler folgern, dass das Tatwerkzeug in dieser Seilerei von der Seilrolle abgeschnitten wurde, die vor ihnen auf dem Tisch lag. *Und die Schnittfläche war frisch. Der Täter hatte dort gestanden, wo sie jetzt standen, vor gar nicht langer Zeit.*

Trotz dieses Erfolges dauert es noch lange, bis der Killer dingfest gemacht wird und der Leser den Bestseller aus der Hand legen kann.

Eine ungefähre Vorstellung von dem zitierten *Hammermikroskop* vermittelt ein Blick auf die Seite 268 im 99. Jahrgang des MIKROKOSMOS. Besser noch nimmt sich die „Makro-Station HD II der Optometron GmbH" als Vorbild aus (101. Jahrgang des MIKROKOSMOS, Seite 19).

Als Teichmuschelarten werden im Stresemann (1992) *Anodonta anatina*, *A. complanata* und *A. cygnea* aufgeführt. Über eine spezielle Jütlandmuschel in Norwegen schwieg sich das Internet (mir gegenüber) aus. Aber ich bin ja auch nicht der Kriminaltechniker Bjørn Holm.

Literaturhinweise

Hannemann, H.-J., Klausnitzer, B., Senglaub, K.: Stresemann – Exkursionsfauna von Deutschland. Band 1: Wirbellose (ohne Insekten). Volk und Wissen, Berlin 1992.

Lüthje, E.: Wenn Detektive doppelt sehen – Zur Geschichte des Vergleichsmikroskops. Mikrokosmos 97, 115–121 (2008).

Redaktion Mikrokosmos: Digitalmikroskope von Lindner. Mikrokosmos 99, 268 (2010).

Redaktion Mikrokosmos: Makro-Station HD II – Der vielseitige Video-Arbeitsplatz neu aufgelegt. Mikrokosmos 101, 19 (2012).

Erich Lüthje, Kiel

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

Parasiten der Augenflagellaten Euglena *und* Trachelomonas

Bernd Laber

In drei zu unterschiedlichen Zeiten an verschiedenen Orten gesammelten Wasserproben wurden einander sehr ähnliche Endoparasiten von Augenflagellaten der Gattung *Euglena* gefunden. Deren frei in der Wirtszelle liegende Vegetationskörper (Thalli) bestanden aus nur einer einzigen, etwa 30–40 µm langen und 15–25 µm breiten Zelle. Die Thalli verwandelten sich als Ganzes (holokarpisch) in elliptische Sporangien, die je nach Fundort entweder keine oder an beiden Enden je eine auffällige Papille besaßen. Aus den Sporangien wurden nach dem Zerfall der Wirtszelle nierenförmige, 3–4 µm lange und 2,5 µm breite Zoosporen mit zwei ungleich langen, an der abgeflachten Seite inserierenden Geißeln freigesetzt. In allen drei Fällen führte der Parasitenbefall innerhalb weniger Tage zur vollständigen Vernichtung der Wirte. Einmal war gleichzeitig auch der Augenflagellat *Trachelomonas hispida* von einem 7–10 µm großen Endoparasiten befallen, der den *Euglena*-Parasiten sehr ähnlich sah und dessen Vermehrung ebenfalls durch zweigeißelige Zoosporen erfolgte.

Augenflagellaten der Gattung *Euglena* bilden in nährstoffreichen Gewässern jeder Größe häufig Wasserblüten. Deshalb ist es überraschend, dass es trotz der Häufigkeit dieser Wasserblüten und der enormen Anzahl der daran beteiligten Individuen vergleichsweise wenige Berichte über Parasiten von *Euglena* gibt und dass diese in der Literatur oft nur sehr mangelhaft beschrieben wurden.

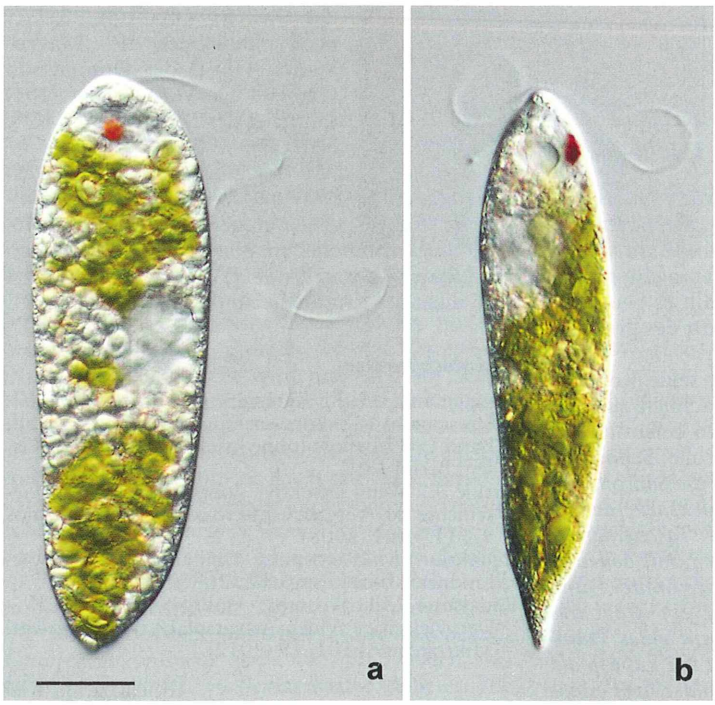


Abb. 1: **a** und **b** Augenflagellaten der Gattung *Euglena* aus dem Fischteich bei Schloßborn. Messbalken 20 µm.

© Elsevier Spektrum Akademischer Verlag, München

Außer einigen Chytridiomyceten, besonders aus der gut charakterisierten Gattung *Polyphagus* (Sparrow, 1960), sind zwei weitere *Euglena*-Parasiten von unklarer systematischer Stellung in der Literatur dokumentiert: *Sphaerita endogena* und *Pseudosphaerita euglenae*. Die Erstbeschreibung von *S. endogena* als Parasit sowohl von Rhizopoden als auch von Augenflagellaten der Gattungen *Euglena* erfolgte 1886 durch den Franzosen P. A. Dangeard. 1895 veröffentlichte dieser eine ergänzende Beschreibung der Entwicklung von *S. endogena* und beschrieb gleichzeitig einen weiteren Parasiten von *Euglena*, nämlich *Pseudosphaerita euglenae*. Erst 1933 veröffentlichte Dangeard eine abschließende Beschreibung dieser beiden Parasiten als eindeutig zwei verschiedene Arten, die sich hinsichtlich ihrer Größe, Form, Entwicklung und der Begeißelung ihrer Zoosporen – eingeißelige Zoosporen bei *S. endogena*, zweigeißelige Zoosporen bei *P. euglenae* – unterschieden (Dangeard, 1933; Karling, 1972, 1981).

In der Zwischenzeit beschrieb Mitchell (1928) das Vorkommen eines *Sphaerita*-ähnlichen Parasiten in den USA, der vier *Euglena*-Arten befallen hatte, ohne aber Angaben über die für die Systematik bedeutsame Anzahl der Geißeln bei den Zoosporen zu machen. Jahn (1933) berichtete über einen Befall von *E. gracilis* durch *Sphaerita* in den USA, zusammen mit der Erstbeschreibung von *Sphaerita phaci* als Parasit von *Phacus pleuronectes* und *P. longicauda*, aber auch er machte keine Angaben über die Begeißelung der Zoosporen. Heidt (1943) beschrieb einen Parasiten von *E. sanguinea* aus einem Teich bei Gießen, dessen Vermehrung durch Zoosporen mit zwei gleich langen Geißeln erfolgte. Er gab keinen Namen für den von ihm beobachteten Parasiten an, bemerkte aber, dass er nicht mit irgendeinem von früheren Autoren beschriebenen *Euglena*-Parasiten zu vergleichen sei.

Aus neuerer Zeit gibt es nur zwei Publikationen über diese *Euglena*-Parasiten. Anderson et al. (1995) berichteten über das Vorkommen von

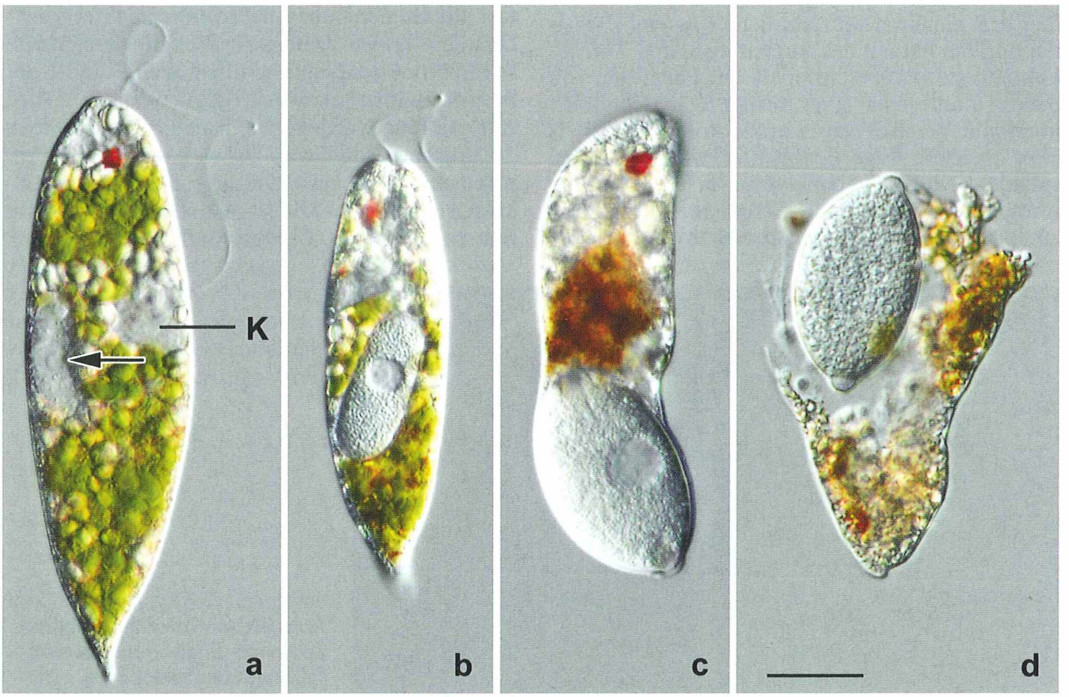


Abb. 2: Von Parasiten befallene Zellen von *Euglena* sp. aus dem Fischteich bei Schloßborn. **a** Junger Thallus des Parasiten (Pfeil), K Kern der Wirtszelle; **b** heranwachsender Parasit; **c** ausgewachsener Parasit mit andeutungsweise sichtbaren Papillen an den Polen; **d** unreifes Sporangium mit den charakteristischen Papillen an beiden Polen in den Überresten einer geplatzten *Euglena*-Zelle. Messbalken 20 µm.

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

P. euglenae in *E. acus* und *E. polymorpha* in Neuseeland. Sie beschrieben die Vermehrung des Parasiten durch freischwimmende Zoosporen, allerdings ohne Angaben über die Zahl ihrer Geißeln zu machen. Der Parasit trat in mehreren 125 ha großen Teichen zur Abwasseraufbereitung auf, in denen *Euglena*-Arten den Bakterien, die an der Abwasserreinigung beteiligt waren, den benötigten Sauerstoff lieferten. Er befiel und tötete innerhalb eines Monats etwa 95 % der *Euglena*-Population. Auch Kreutz (2001) beschrieb einen Parasiten von *E. acus*, machte aber keine Angaben zum Entwicklungszyklus. Dieser Parasit ist in der Monografie über die Protozoen des Simmelrieds abgebildet (Kreutz und Foissner, 2006), in der sich auch Bilder von *E. oxyuris* und *Phacus longicauda* finden, die von einem ähnlich aussehenden, möglicherweise identischen Parasiten befallen wurden.

Sphaerita- und *Pseudosphaerita*-ähnliche Parasiten von *Euglena* scheinen weltweit verbreitet zu sein. Auf Grund der teils widersprüchlichen, teils unvollständigen Beschreibungen ist ihr Lebenszyklus aber nur schlecht dokumentiert, und ihre systematische Stellung ist bis heute ungeklärt. Um diese Kenntnisse zu vertiefen, werden hier drei einander sehr ähnliche *Euglena*-Parasiten und ein Parasit des Augenflagellaten *Trachelomonas hispida* beschrieben. Die Parasiten, von denen mindestens einer bisher wahrscheinlich noch nie beschrieben wurde, konnten jeweils über mehrere Tage beobachtet werden. Dabei gelang es, ihren Lebenszyklus fast vollständig fotografisch zu dokumentieren. Ihre Beziehung zu *S. endogena* und *P. euglenae* wird diskutiert.

Parasiten aus einem Fischteich bei Schloßborn

Im März 2012 hatte sich auf einem Fischteich in der Nähe von Schloßborn im Taunus eine hellgrüne Wasserblüte gebildet. Die Untersuchung einer Wasserprobe ergab, dass die Wasserblüte fast ausschließlich durch die Massenvermehrung von stark metabolen, maximal ausgestreckt circa 90–110 µm langen Augenflagellaten der Gattung *Euglena* hervorgerufen wurde (Abb. 1). Nach zwei Tagen traten in der Probe das erste Mal *Euglena*-Zellen auf, die von einem Parasiten befallen waren (Abb. 2a und b). Dieser war im Frühstadium der Infektion nur dann zu erkennen, wenn die Euglenen durch den Deckglasdruck stark gequetscht wurden. Schwammen die Euglenen in einer dickeren Wasserschicht, ließen sich die Parasiten im Inneren der *Euglena*-Zellen nicht erkennen. Erst als die Parasiten bis zu einer Größe von 20 bis 30 µm herangewachsen waren, ließen sich infizierte Euglenen auch in einer dickeren Wasserschicht bei 100- oder 200facher Vergrößerung leicht feststellen. Der Parasit vermehrte sich schnell und hatte innerhalb einer Woche fast alle Euglenen in der Probe vernichtet.

Da alle *Euglena*-Zellen mit großen Mengen von Paramylonkörnern angefüllt waren, konnte der Parasit selbst in stark gequetschten Zellen erst erkannt werden, wenn er größer als etwa 10 µm geworden war. Er war dann im Zytoplasma des Wirtes zwischen den Paramylonkörnern als ovale Zelle mit strukturlosem Inhalt und großem Zellkern sichtbar (Abb. 3a).

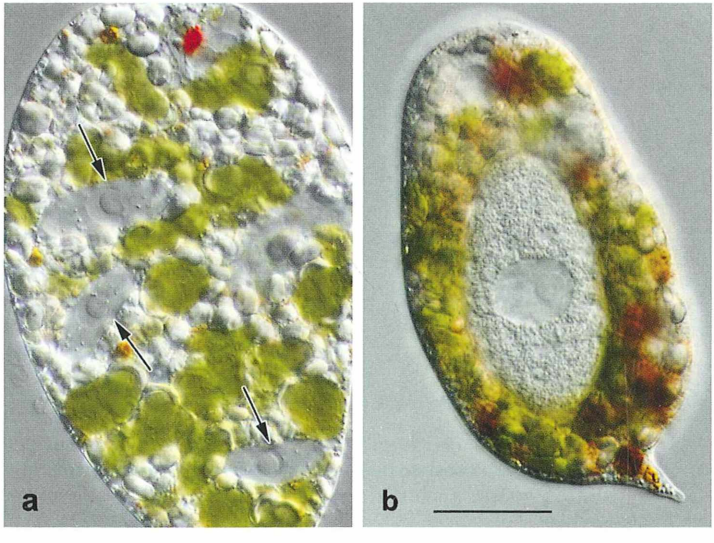


Abb. 3: Von Parasiten befallene Zellen von *Euglena* sp. aus dem Fischteich bei Schloßborn.
a Stark gequetschte Zelle mit drei jungen Parasiten (Pfeile);
b ausgewachsener Parasit, in dem deutlich der Zellkern zu erkennen ist. Messbalken 20 µm.

© Elsevier, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg

Die Mehrzahl der *Euglena*-Zellen war nur von einem einzigen Parasiten befallen, jedoch kamen auch mit bis zu vier Parasiten infizierte Wirtszellen vor. Während der Parasit bis zu einer Länge von 30–40 µm und einer Breite von 13–20 µm heranwuchs, blieb sein Zellkern deutlich sichtbar, sein Zytoplasma wurde aber zunehmend granulierter (Abb. 2b, 3b), und er grenzte sich deutlicher vom Zytoplasma der Wirtszelle ab. Euglenen, die einen ausgewachsenen Parasiten enthielten, waren meist deutlich deformiert (Abb. 2c), schwammen aber weiterhin normal umher und waren noch zu eingeschränkter metaboler Formveränderung in der Lage. Während des Wachstums des Parasiten wurden die Chloroplasten der Wirtszelle allmählich bis auf dunkelbraun gefärbte Reste abgebaut (Abb. 2c), und auch der Zellkern wurde zerstört. Da die Paramylonkörner weit weniger stark als die Chloroplasten abgebaut wurden, enthielten auch Wirtszellen mit ausgewachsenen Parasiten meistens noch größere Mengen davon.

Nachdem der Parasit seine maximale Größe erreicht hatte, begann die Umwandlung seines Thallus in ein Sporangium. Dabei veränderte sich sein Inneres, und an beiden Enden der ovalen Zelle bildete sich je eine Papille. Der Zellkern wurde unsichtbar, das Zytoplasma noch stärker granuliert. Gleichzeitig platzte die Wirtszelle und der Parasit gelangte ins Freie (Abb. 2c und d). Die weitere Entwicklung des Sporangiums erfolgte in der Regel außerhalb der Wirtszelle. Vereinzelt konnten Sporangien beobachtet werden, deren granulierter Inhalt durch ein oder drei Querstreifen in zwei beziehungsweise vier Teile untergliedert war (Abb. 4). Wahrscheinlich handelte es sich um Sporangien, in denen sich der Thallus des Parasiten ein- oder zweimal geteilt hatte. Der gesamte Inhalt der Sporangien untergliederte sich in gleich große, rundliche Körperchen, die zu Zoosporen heranreiften (Abb. 5a und b). Die Freisetzung der Zoosporen erfolgte durch die beiden Papillen an den Polen des Sporangiums (Abb. 6), wobei die Außenwand der Papille in drei Fragmente zerfiel (Abb. 5c). Die nierenförmigen Zoosporen waren circa 3,7 µm lang, 2,5 µm breit und hatten zwei ungleich lange Geißeln, die an der abgeflachten Seite inserierten (Abb. 7). Sie schwammen ruckartig, hüpfend, manchmal auch eine Strecke schnell geradeaus. Eine Geißel war mehr oder weniger starr und wurde beim Schwimmen nachgezogen. Die andere Geißel schlug in die Richtung, in der die starre Geißel zeigte und schob die Zoospore voran.

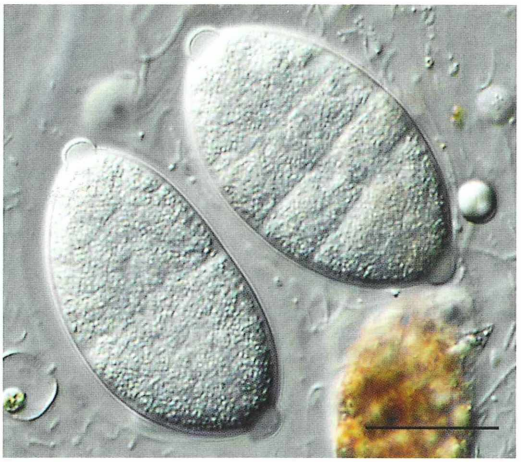


Abb. 4: Unreife Sporangien des Parasiten aus dem Fischteich bei Schloßborn, deren Zellinhalt durch eine (unten) und drei (oben) Querstreifen unterteilt ist. Messbalken 20 µm.

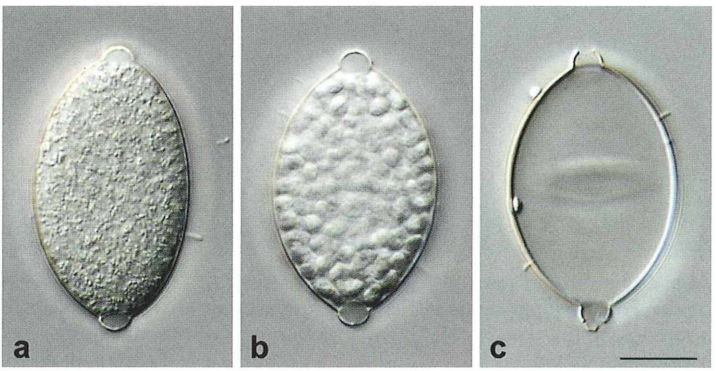


Abb. 5: Sporangien des Parasiten aus dem Fischteich bei Schloßborn. **a** Unreifes Sporangium; **b** reifes, mit Zoosporen angefülltes Sporangium; **c** entleertes Sporangium. Die Freisetzung der Zoosporen erfolgte durch die geöffneten Papillen an beiden Polen des Sporangiums. Messbalken 10 µm.

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

Parasiten aus dem Botanischen Garten Mainz

Im September 2012 wurde im Freiland des Botanischen Gartens in Mainz eine Probe aus einem mit Wasser und Erde gefüllten Pflanzenbehälter aus Plastik, in dem sich eine Wasserblüte gebildet hatte, entnommen. Auch hier ergab die mikroskopische Untersuchung, dass die Wasserblüte ausschließlich durch stark metabole, ausgestreckt etwa 90–100 µm lange Augenflagellaten der Gattung *Euglena* hervorgerufen wurde (Abb. 8a). Zwei Tage nach der Probenentnahme konnten im Zytoplasma der *Euglena*-Zellen erstmals Parasiten in Form von ovalen Zellen mit strukturlosem Inhalt und großem Zellkern beobachtet werden (Abb. 9a und b). Der Parasit, der bis zu einer Größe von 30–40 × 20–25 µm heranwuchs, unterschied sich in der frühen Phase seiner Entwicklung lichtmikroskopisch nicht von den Parasiten in der Wasserprobe aus dem Fischteich bei Schloßborn. Wiederum war die Mehrzahl der *Euglena*-Zellen nur von einem Parasiten infiziert. Vereinzelt kamen aber Zellen vor, die von zwei oder sogar drei Parasiten befallen waren. Die infizierten Euglenen schwammen normal umher und waren selbst dann noch zur metabolen Formveränderung in der Lage, wenn sie durch den Parasiten bereits deutlich deformiert waren (Abb. 8b). Sowohl von Parasiten befallene als auch nicht befallene Zellen rundeten sich unter dem Deckglas gerne ab. Auch dieser Parasit zerstörte bevorzugt die Chloroplasten der Wirtszellen bis auf dunkelbraun gefärbte Reste, ließ viele Paramylonkörner intakt und

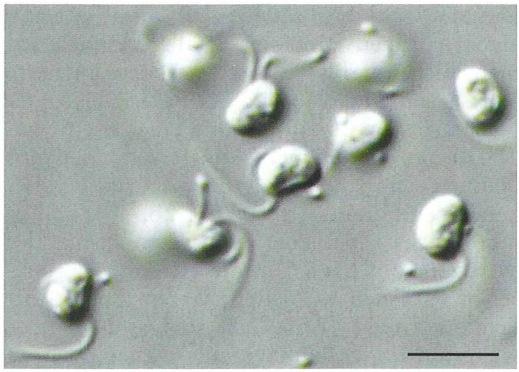


Abb. 7: Zweigeißelige Zoosporen des Parasiten aus dem Fischteich bei Schloßborn. Messbalken 5 µm.

hatte nach etwa einer Woche fast alle Euglenen in der Probe vernichtet. In der Spätphase des Parasitenbefalls wurden auch in der Probe vereinzelt vorhandene rote Zellen von *Euglena sanguinea* infiziert.
Erst nachdem der Parasit seine maximale Größe erreicht hatte und die Umwandlung sei-

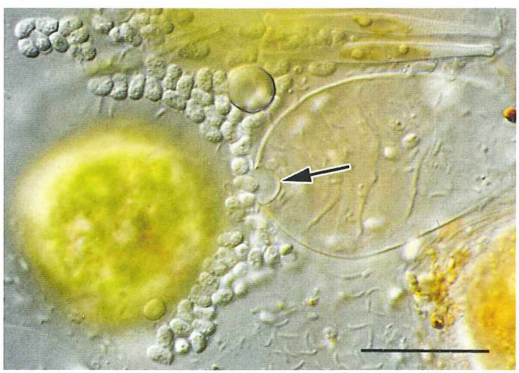


Abb. 6: Freisetzung von Zoosporen aus einer der beiden Papillen (Pfeil) an den Polen eines Parasiten-Sporangiums aus dem Fischteich bei Schloßborn. Messbalken 20 µm.

Abb. 8: *Euglena* sp. aus dem Botanischen Garten Mainz. **a** Nicht infiziertes Exemplar; **b** Wirtszelle mit einem ausgewachsenen Parasiten, in dem deutlich der Zellkern zu erkennen ist. Messbalken 10 µm.

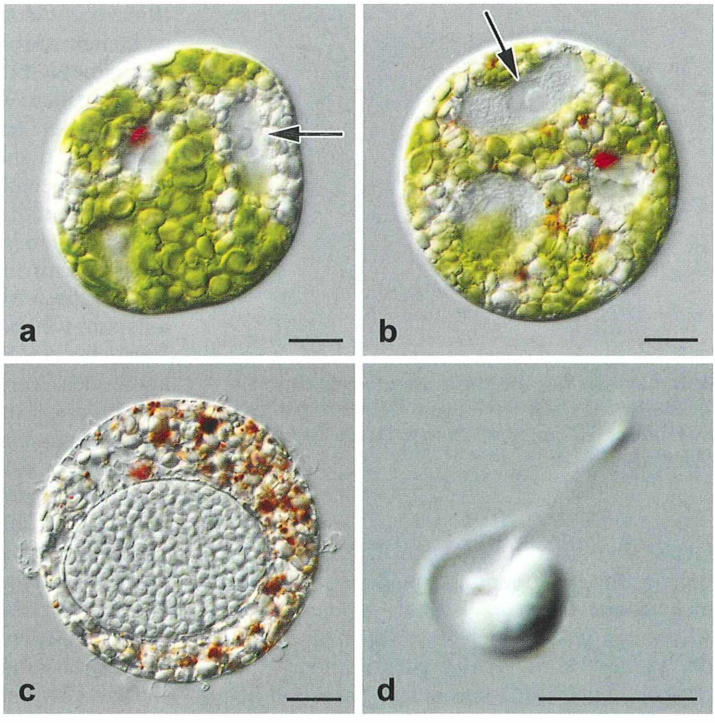


Abb. 9: Parasiten aus dem Botanischen Garten Mainz. **a** Wirtszelle mit einem jungen Parasiten (Pfeil); **b** Wirtszelle mit einem ausgewachsenen Parasiten (Pfeil); **c** reifes, mit Zoosporen angefülltes Sporangium; **d** zweigeißelige Zoospore. a–c Messbalken 10 µm, d Messbalken 5 µm.

nes Thallus in ein Sporangium begann, wurden signifikante Unterschiede zu dem oben beschriebenen Parasiten sichtbar. Am auffälligsten war, dass die ovalen Sporangien an ihren Enden keine Papillen besaßen (Abb. 9c). Zudem reiften die Sporangien in der Regel in intakten *Euglena*-Zellen heran. Die Freisetzung von Zoosporen erfolgte aber auch hier erst, nachdem die Wirtszelle aufgeplatzt war. Wie und an welcher Stelle die Zoosporen aus dem Sporangium freigesetzt wurden, konnte nicht festgestellt werden. Die nierenförmigen, etwa 3,5 µm langen und 2,2 µm breiten Zoosporen hatten zwei an der abgeflachten Seite inserierende Geißeln (Abb. 9d) und schwammen ruckartig oder hüpfend.

Parasiten aus einem Fischteich bei Idstein

Eine weitere Beobachtung eines *Euglena*-Parasiten war bereits im August 2009 erfolgt. Auf einem Fischteich in der Nähe von Idstein hatten Augenflagellaten der Gattungen *Euglena* (Abb. 10) und *Phacus* zusammen mit der Grünalge *Gonium pectorale* eine Wasserblüte gebildet. Zwei Tage nach der Entnahme der Probe traten von Parasiten befallene *Euglena*-Zellen auf. Besonders häufig konnten von mehreren Parasiten befallene Zellen beobachtet werden. Auch die frühen Entwicklungsstadien dieses Parasiten sahen denen der beiden oben beschriebenen Parasiten sehr ähnlich und erreichten eine

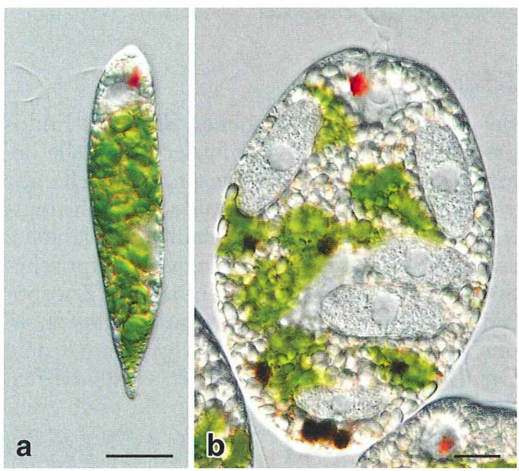


Abb. 10: Parasiten aus einem Fischteich bei Idstein. **a** Nicht infizierte *Euglena* sp. Messbalken 20 µm; **b** Wirtzelle mit fünf ausgewachsenen Parasiten. Messbalken 10 µm.

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

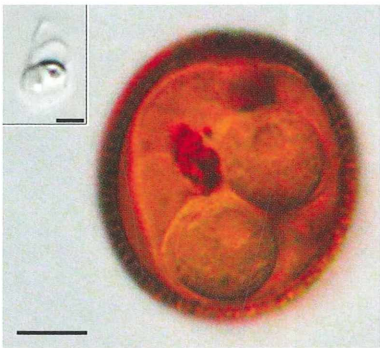


Abb. 11: Von Parasiten befallenes Exemplar von *Trachelomonas hispida* aus dem Fischteich bei Idstein. Messbalken 10 µm. Inset: Zweigeißelige Zoospore. Messbalken 2 µm.

Größe von etwa 30 × 12 µm. Die Entwicklung von Sporangien oder gar von Zoosporen wurde nicht beobachtet.
Allerdings waren nach vier Tagen auch einige der in der Probe häufig vorkommenden *Trachelomonas hispida* von einem Parasiten befallen, der dem in den *Euglena*-Zellen vorkommenden sehr ähnlich sah. Die fast kreisrunden Thalli hatten, abhängig davon, ob ein oder zwei pro Wirtszelle vorkamen, einen Durchmesser von etwa 11 µm beziehungsweise 7 µm und füllten einen großen Teil der etwa 21 × 19 µm großen *Trachelomonas*-Zelle aus. Auch die Vermehrung dieses Parasiten erfolgte durch zweigeißelige Zoosporen (Abb. 11).

Schlussfolgerungen

Bei allen hier beschriebenen *Euglena*-Endoparasiten bestand der frei in der Wirtszelle liegende Thallus aus nur einer einzigen Zelle, die weder ein Myzel noch Rhizoide zur Nahrungsaufnahme ausbildete. Der Thallus verwandelte sich holokarpisch in ein einziges, elliptisches Sporangium, aus dem nierenförmige Zoosporen mit zwei ungleich langen, an der abgeflachten Seite inserierten Geißeln freigesetzt wurden. Die Thalli der Parasiten von den verschiedenen Fundorten ließen sich lichtmikroskopisch nicht unterscheiden, entwickelten sich aber zu Sporangien, die entweder keine oder je eine Papille an den beiden Enden besaßen. Bei den Parasiten aus einem Fischteich bei Idstein wurden keine Sporangien gefunden, aber schon weit entwickelte Thalli besaßen keine Papillen. Die Infektion von Wirtszellen durch Zoosporen konnte in keinem der drei Funde beobachtet werden. Deshalb bleibt unbekannt, ob die Zoosporen direkt in den Wirt eindringen, oder ob sie sich an der Oberfläche der Wirtszelle anheften, auskeimen und die Infektion mittels eines Keimschlauchs erfolgt. In allen Fällen führte der Parasitenbefall innerhalb weniger Tage zur vollständigen Vernichtung der Euglenen.
Zwei Fragen sind noch ungeklärt: Erstens, welche *Euglena*-Arten wurden befallen und zweitens, um welche Parasitenart handelte es sich? Versuche, die Euglenen zu bestimmen, ergaben keine den Verfasser überzeugende eindeutige Ergebnisse. Deshalb werden in dieser Arbeit keine Artnamen angegeben. Die Abbildungen zeigen aber von jedem Fundort typische, nicht infizierte Exemplare, an Hand derer Spezialisten vielleicht die Art oder die Arten identifizieren können. Der Verfasser glaubt, dass in allen drei Fällen die gleiche Art parasitiert wurde.
Da die hier beschriebenen Parasiten zweigeißelige Zoosporen bildeten, kann es sich nicht um den durch eingeißelige Zoosporen charakterisierten Chytridiomyceten *Sphaerita endogena* handeln. *S. endogena* bildet Sporangien ohne Papillen und weist sowohl morphologisch als auch im Entwicklungszyklus deutliche Unterschiede auf (Dangeard, 1895, 1933; Jahn, 1933), obwohl es nicht immer leicht ist, die meist an Hand von fixiertem und gefärbtem Material erstellten Beschreibungen und Zeichnungen von *S. endogena* aus der älteren Literatur mit aktuellen Mikrofotos zu vergleichen.
Die Thalli der hier beschriebenen Parasiten unterscheiden sich nicht von denen der in neuerer Zeit bei Kreutz (2001) sowie Kreutz und Foissner (2006) beschriebenen unbestimmten Parasiten. Auf den veröffentlichten Mikrofotos ist deutlich zu erkennen, dass die reifen Thalli keine Papillen besitzen und sich somit lichtmikroskopisch nicht von den Parasiten aus dem Botanischen Garten Mainz und aus dem Fischteich bei Idstein unterscheiden. Die Thalli ähneln auch denen der von Heidt (1943) beschriebenen, unbestimmten Parasitenart, die jedoch Sporangien mit nur einer Papille bildete, aus der durch das Absprengen eines Deckels zweigeißelige Zoosporen entlassen wurden.
Es ist auch eher unwahrscheinlich, dass es sich bei den hier beschriebenen Parasiten um die durch zweigeißelige Zoosporen charakterisierte Art *P. euglenae* handelt. Besonders die mit zwei Papillen versehen Sporangien des Parasiten aus

dem Fischteich bei Schloßborn sind so charakteristisch, dass die älteren Autoren sie nicht übersehen hätten. Und auch die Mikrofotos von *P. euglenae* bei Anderson et al. (1995) unterscheiden sich signifikant von den hier beschriebenen Parasiten.

Abschließend muss noch die Arbeit von Reukauf (1932/33) erwähnt werden, der unter dem Namen *S. endogena* einen Parasiten von *Euglena*, *Phacus* und *Trachelomonas* beschrieben hat, dessen eingeißelige Zoosporen in Sporangien mit je einer Papille an beiden Enden oder in Dauersporen mit nur einer Papille heranreiften.

Insgesamt spricht Vieles dafür, dass es sich bei den hier beschriebenen *Euglena*-Parasiten weder um *S. endogena* noch um *P. euglenae*, sondern um eine oder mehrere nahe verwandte neue Arten handelt. Da in einer Wasserprobe gleichzeitig auch *T. hispida* von einem sehr ähnlichen Parasiten befallen war, ist es möglich, dass es sich um den gleichen Parasiten handelte, der in den viel kleineren Zellen von *T. hispida* im Größenwachstum beschränkt war. Nach den Abbildungen in Kreutz und Foissner (2006) zählen wahrscheinlich auch Augenflagellaten der Gattung *Phacus* zu den Wirten dieser Parasiten. Ob es sich bei diesen Parasiten um nur eine einzige oder mehrere ähnliche Arten handelt, lässt sich allein durch lichtmikroskopische Untersuchungen ebenso wenig klären wie ihre genaue Einordnung in das System der Organismen. Dazu wäre es erforderlich, die Parasiten in Kultur zu nehmen, DNA-Analysen durchzuführen, die Feinstruktur der Geißeln der Zoosporen elektronenmikroskopisch zu studieren und die Wirtsspezifität zu untersuchen. Derartige Untersuchungen können aber nicht mehr von Hobbymikroskopikern, sondern nur noch von Spezialisten an Universitäten oder Forschungsinstituten durchgeführt werden.

Literaturhinweise

Anderson, S. A., Stewart, A., Tolich, A. G.: *Pseudosphaerita euglenae*, a fungal parasite of *Euglena* spp. in the Mangere Oxidation Ponds, Auckland, New Zealand. New Zeal. J. Mar. Freshw. Res. 29, 371–379 (1995).

Dangeard, P. A.: Sur un nouveau genre de Chytridinees parasites des Rhizopodes et des Flagellates. Bull. Soc. Bot. France 33, 240–242 (1886).

Dangeard, P. A.: Memoire sur les parasites du noyeau et protoplasma. Le Botan. 4, 199–248 (1895).

Dangeard, P. A.:Nouvelles observations sur les parasites des Eugleniens. Le Botan. 25, 1–48 (1933).

Heidt, K.: Über eine Wasserblüten bildende *Euglena* und ihre Zerstörung durch einen Parasiten. Ber. Oberhess. Ges. Natur- u. Heilkunde, Naturw. Abt. 20–22 (Volume Date 1940–1943) 9–14 (1943).

Jahn, T. L.: On certain parasites of *Phacus* and *Euglena*; *Sphaerita phaci*, sp. nov. Arch. Protistenk. 79, 349–355 (1933).

Karling, J. S.: The present status of *Sphaerita*, *Pseudosphaerita*, *Morella* and *Nucleophaga*. Bull. Torrey Bot. Club 99, 223–228 (1972).

Karling, J. S.: Predominantly holocarpic and eucarpic simple biflagellate Phycomycetes. J. Cramer, Vaduz 1981.

Kreutz, M.: Ein neuartiger Parasit von *Euglena acus*. Mikrokosmos 90, 29–32 (2001).

Kreutz, M., Foissner, W.: The *Sphagnum* ponds of Simmelried in Germany: A biodiversity hot-spot for microscopic organisms: Protozoological Monographs 3, 1–267 (2006).

Mitchell, J. B.: Studies on the life history of a parasite of the Euglenidae. Trans. Amer. Microsc. Soc. 47, 29–41 (1928).

Reukauf, E.: Zwei schlimme *Euglena*-Feinde: *Polyphagus euglenae* (Now.) und *Sphaerita endogena* (Dang.). Mikrokosmos 26, 169–171 (1932/33).

Sparrow, F. K.: Aquatic Phycomycetes. Univ. Michigan Press, Ann Arbor, Michigan 1960.

Verfasser: Dr. Bernd Laber,
Graf-von-Stauffenberg-Straße 12, 65510 Idstein,
E-Mail: bernd.laber@t-online.de

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

Stacking in der Lupenfotografie

Teil 3: Beleuchtung in der Lupenfotografie

Gerhard Zimmert

Die intensive Beschäftigung mit dem Thema Lupenfotografie, ergänzt durch die Rückmeldungen aus Vorträgen und Workshops, haben deutlich gezeigt, welchen Stellenwert die Beleuchtung für gelungene Lupenfotos hat. Anders als in der Mikroskopfotografie hat man in der Lupenfotografie unzählige Möglichkeiten, die unterschiedlichsten Lichtformer einzusetzen. Für viele Anwender ist es jedoch eine echte Herausforderung, deren Möglichkeiten und Wirkung zu überblicken. Ich habe an dieser Stelle einen großen Vorteil, ich komme aus der Fotografie, habe ein eigenes Fotostudio mit allen Beleuchtungsmöglichkeiten und eine breite fotografische Ausbildung hinter mir. Da sich der Umgang mit Licht outdoor und indoor deutlich unterscheidet, ist bei der Beschreibung eine Trennung zweckmäßig.

Die Grundlagen zum Fokus-Stacking in freier Natur (outdoor) wurden im ersten Teil dieser Serie beschrieben, jene mit fixem Arbeitsplatz (indoor) in Teil 2 (Zimmert, 2013a und b). Der folgende Teil konzentriert sich auf die Beleuchtung der Objekte.

Grundlegendes

Bevor wir uns dem aktiven und gezielten manuellen Setzen von Licht widmen, sind grundsätzliche Überlegungen anzustellen. Sehr grob kann man der Beleuchtung zwei Charakteristiken zuweisen: Hartes und weiches Licht. Von hartem Licht spricht man, wenn es sich um gerichtetes, sehr direktes Licht handelt. In der Natur beispielsweise ist dies das direkte Sonnenlicht, im Fotostudio liefern zum Beispiel Projektionsspot, Stufenlinser oder auch Aufsteckblitze ohne Vorsätze hartes Licht. Von weichem Licht spricht man, wenn das Licht zerstreut wird oder via Reflexion auf das Motiv gelangt. Im Freien finden wir diese Situation, wenn Wolken die Sonne verdecken und sich diese als Diffusor zwischen der Lichtquelle und dem Objekt befinden oder wenn das Licht zum Beispiel von einer Schneefläche oder hellem Gestein reflektiert wird. Zur Erzeugung von weichem Licht haben wir sowohl indoor als auch outdoor eine breite Zubehörpalette: Reflektoren, Lichtsegel, Lichtwannen, Flächenleuchten und vieles mehr.

Beim Fokus-Stacking wird grundsätzlich weiches Licht benötigt, um detailreiche Ergebnisse zu erzielen. Schatten sind nicht erwünscht oder müssen sehr gezielt gesetzt werden. Einige Mikrofotografen vertreten die Ansicht, je weicher das Licht umso besser. Jedoch, diese Meinung teile ich nicht! Die Begründung ist leicht zu liefern. Denn Schatten und Beleuchtungskontrast sind Hilfsmittel der Komposition

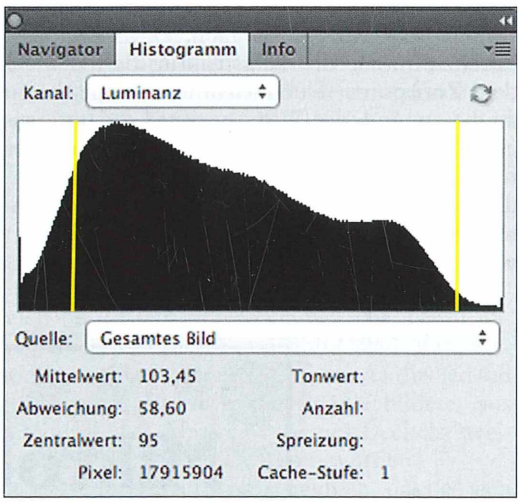


Abb. 1: Histogramm des in Abbildung 11 gezeigten Bildes. Die zwei gelben Linien zeigen links den Übergangsbereich von Schwarz zu Grau und rechts den zu Weiß.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck, Vervielfältigung, Verbreitung

(Zimmert und Stipanits, 2008) und sind wesentlich, um Räumlichkeit im zweidimensionalen Bild entstehen zu lassen. Es gilt also einen Kompromiss zu finden, und dieser ist für mich in der Lupenfotografie auf keinen Fall eine schattenfreie Ausleuchtung.

Der Lichtwert

Am Besten werden die Ergebnisse, wenn man den Kontrastumfang auf maximal acht Lichtwerte (LW) – im englischen Exposure Value (EV) – beschränkt. Da der Begriff Lichtwert nicht allgemein geläufig ist, eine kurze Erläuterung: Der Lichtwert kann zwei Bedeutungen haben, je nachdem, ob die Zahl vor oder nach der Bezeichnung LW steht. LW 5 und 5 LW sind daher nicht dasselbe. LW 5 bedeutet Lichtwert 5. Hierbei handelt es sich um eine Zahl in einer Reihe. Auf den Hasselblad CF Objektiven befinden sich eine eigene Skala mit der Reihe von 1 bis 15 und eine Taste, mit der man die Zeit- und die Blendenskala fix verbindet und so die unterschiedlichen Zeit/Blenden-Kombinationen verstellen kann, ohne den LW zu verändern. Das Beispiel LW 5 steht für die Leuchtdichte auf der Sensorfläche. 5 LW bedeutet hingegen, dass der Kontrastumfang fünf Lichtwerte beträgt. Ein Lichtwert entspricht einer ganzen Zeit- oder Blendenstufe.

In der praktischen Anwendung heißt das beispielweise, wenn wir LW 6 bei einer Belichtung von „1 Sekunde bei Blende 8“ haben (ISO 100), würde plus ein Lichtwert (z.B. an einem Blitzgerät eingestellt), also die doppelte Leuchtdichte (LW 7) einer Kombination von „$^1/_2$ Sekunde bei gleichbleibender Blende 8“ oder „1 Sekunde bei Blende 11“ oder – wenn Zeit und Blende gleich bleiben sollen – einer Verringerung der Empfindlichkeit um eine Stufe von ISO 100 auf ISO 50 entsprechen.

Aber worin besteht der Zusammenhang zwischen Lichtwert und digitaler Fotografie? Wir brauchen dieses Wissen, um die für die jeweilige Aufnahmesituation richtige Belichtung zu ermitteln. Im Gegensatz zur analogen Ära wird heute im professionellen Bereich die Belichtung nicht mehr mit dem eingebauten Belichtungsmesser ermittelt, sondern auf Basis der Tonwertverteilung am Histogramm.

Die aktuellen Kleinbild-Spiegelreflexkameras (KB-DSLR) sind in der Lage, einen Kontrastumfang von rund 10 Lichtwerten in den RAW-Daten darzustellen. Mit Hilfe des am Display der Kameras dargestellten Histogramms kann man sich ein Bild von der herrschenden Lichtsituation machen. Das Histogramm dient nicht nur dazu, eine Lichtsituation einzuschätzen, sondern im Falle eines Beleuchtungsaufbaues eine Lichtsituation zu beeinflussen beziehungsweise diese gezielt zu steuern.

Das Kamerahistogramm

Wenn Sie das Histogramm am Kameradisplay betrachten, finden Sie auf der linken Seite Schwarz und auf der rechten Seite Weiß dargestellt. Das ist bei allen Kameras gleich (Abb. 1). Die Höhe der Kurve im Histogramm dient der reinen Visualisierung, es kann keine Aussage über einen absoluten Wert getroffen werden. Der einzige Zweck ist eine Gegenüberstellung eines einzelnen Kurvenabschnitts zum restlichen Kurvenverlauf, also eines bestimmten Tonwerts in Relation zu den übrigen.

Achtung: Ein Histogramm zeigt nur ein Fenster aus den vorhandenen Tonwerten, in unserem Fall den darstellbaren Kontrast/Tonwertumfang des Sensors. Es liegen in vielen Fällen links und/oder rechts Tonwerte, die von der Kamera nicht erfasst werden. Durch die Wahl der Belichtung wird gesteuert, welcher Ausschnitt der vorhandenen Tonwerte in die RAW-Daten übernommen wird.

Während der Sensor bei den KB-Kameras bei ISO 100 um die 10 Lichtwerte darstellen kann, erreicht der Wert bei Hasselblad H und anderen Mittelformat (MF) Modellen 12,5. Zu beachten ist, dass der Wert – kameramodellabhängig – bei höheren ISOs abnimmt. Für die KB-Kameras kann daher vereinfacht gesagt werden, dass das Histogramm in zehn gleiche Teile teilbar ist, der äußerste linke Bereich ist dem zeichnungslosen Schwarz vorbehalten, der äußerste rechte dem zeichnungslosen Weiß.

Lab-Farbmodell

Das Lab-Farbmodell ist meiner Erfahrung nach das beste Modell, um in Workshops das Thema zu transportieren (Abb. 2). Es wird übrigens auch in vielen Bildbearbeitungsprogrammen wie beispielsweise Photoshop für die internen Berechnungen verwendet. Das Modell besteht aus drei Kanälen, von denen der L-Kanal die Luminanz, also Schwarz, die Grauwerte und Weiß darstellt. Die beiden anderen, der a- und der b-Kanal, stehen für die Abweichung von der L-Achse und definieren damit die Position einer Farbe im Farbraum. Es gibt positive und negative Werte im a- und b-Kanal. Je höher der Wert ist (unabhängig vom Vorzeichen) umso gesättigter ist die jeweilige Farbe. Die Skala im

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

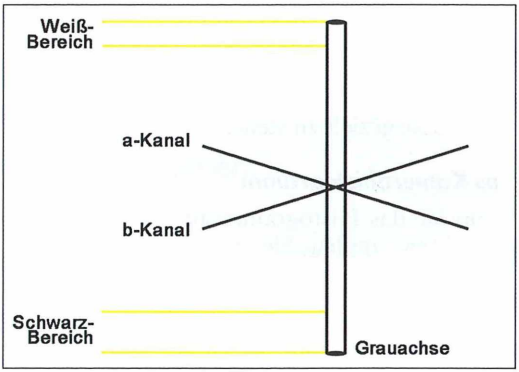


Abb. 2: Lab-Farbmodell, vereinfachte grafische Darstellung.

a- und b-Kanal deckt einen Bereich von -128 bis +127 ab. Der a-Kanal beherbergt mit negativen Werten die Grüntöne und mit positiven die Rottöne (Zimmert, 2005). Der b-Kanal hingegen beherbergt im positiven Bereich Gelb und im negativen Blau. Um Ihnen das zu veranschaulichen, zeige ich Ihnen in der Abbildung 3 die Farbraumdarstellung von Adobe RGB (1998), dem Standard im Farbraum/Profilbereich in dem RAWs aufgenommen werden. Die Darstellung wurde mit der X-Rite Profilverarbeitungssoftware Profilemaker erstellt, am Schieberegler auf der linken Seite sehen Sie die Position auf der L-Achse, in diesem Fall auf der Position von Neutralgrau (L = 50). Der a-Kanal liegt horizontal im Bild, der b-Kanal vertikal. Je kleiner die Zahl desto näher liegt die Farbe an der Grauachse (a- und b-Kanal = 0 bedeutet wir sind auf der Grauachse). Sie können im Photoshop im Info-Fenster wählen, in welchem Farbraum die Pipette dargestellt werden soll (Abb. 4).

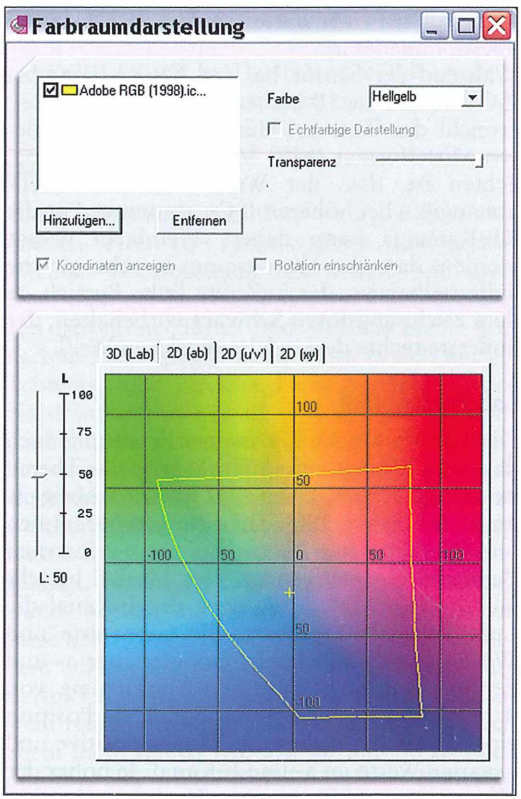


Abb. 3: Farbraumdarstellung Adobe RGB (1998).

Der Zusammenhang zwischen Lab-Modell und Histogramm ist, dass der L-Kanal auf der Horizontalen (L-Achse) des Histogramms dargestellt wird. Zur Erklärung in den Workshops wähle ich am liebsten eine vereinfachte Darstellung, in der eine Teilung auf der L-Achse in 100 gleichen Teilen erfolgt. Damit stehen dann jedem der 10 Lichtwerte im Histogramm 10 Unterteilungen zur Verfügung. Der schwarze Bereich liegt damit zwischen 1 und 18 (hier wird der Übergang zu den tiefen/dunklen Grauwerten gebildet), der weiße zwischen 91 und 100, und zwischen 19 und 90 liegen die Grauwerte. Natürlich ist diese Teilung in der digitalen Fotografie feiner, so beträgt sie zum Beispiel bei einer Auflösung des Datensatzes von 8 Bit 256.

Es bleiben also zwischen dem zeichnungslosen Schwarz und Weiß 8 Lichtwerte übrig, in welche die gewünschten Tonwerte der Aufnahme gelegt werden müssen, um ideale Bedingungen im digitalen Workflow zu schaffen. Man nennt dies auch den durchzeichneten Bereich. Wir müssen das Licht bei einer Aufnahme so setzen/beeinflussen, dass wir mit dem durchzeichneten Bereich das Auslangen finden.

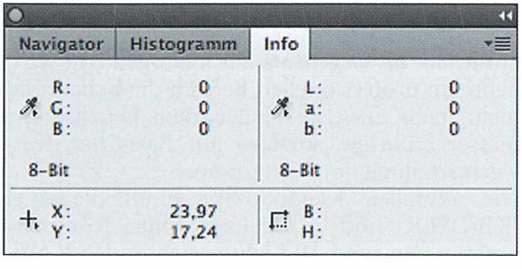


Abb. 4: Photoshop, Pipette, mit der Einstellung auf RGB und Lab-Farbraum. In diesem Fall wurde ein tiefes, zeichnungsloses Schwarz gemessen.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck nur mit Genehmigung.

Tonwert

Ein weiterer, bereits früher verwendeter Betriff ist der Tonwert. Unter Tonwert versteht man visuell oder messtechnisch unterscheidbare Unterteilungen im L-Kanal. Zur Erklärung bietet sich wieder das Lab-Modell mit einer 100er-Teilung auf der Grauachse an. Visuell sind wir in der Lage, rund 40 Töne zwischen Tiefschwarz (Lab 1) und Reinweiß (Lab 100) zu unterscheiden. Die aktuellen KB-DSLR schaffen mit ihren 14 Bit im RAW deutlich mehr, und Photoshop kann je nach Version (8, 16, 32 oder 64 Bit) ein Vielfaches an Tönen berechnen. Selbstverständlich gibt es auch noch die Abstufungen in den Farbtönen. Da schaffen wir mit unserem Auge auch visuell wesentlich mehr als die vergleichsweise wenigen 40 Grautöne.

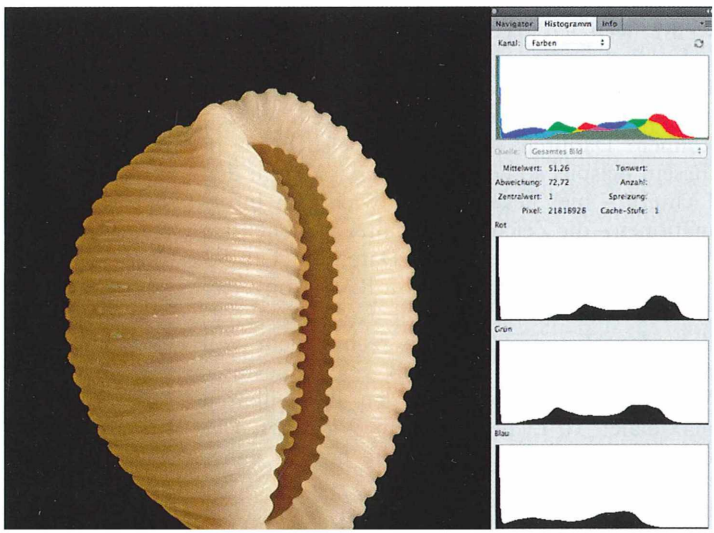
Sollten Sie sich jetzt die Frage stellen, was das Histogramm mit der Beleuchtung zu tun hat und warum ich das in diesem Beitrag über Beleuchtung so ausführlich erörtere, so ist die Antwort einfach: Das Licht muss nach dem Histogramm gesetzt werden. Egal ob outdoor oder indoor und besonders im Zusammenhang mit Fokus-Stacking, bei dem hunderte Bilder verrechnet werden, ist die richtige Belichtung/Beleuchtung ein wesentlicher Faktor für den Erfolg (Zimmert, 2013a).

Eine ständige Kontrolle (Probebilder sind ja im Zeitalter der digitalen Fotografie kein Kostenfaktor mehr) beim Aufbau der Beleuchtung und der Lichtführung ist vor der eigentlichen Aufnahme unerlässlich. Man überprüft mit Hilfe des Histogramms am Kameradisplay, ob bei der gewählten Belichtung die Tonwerte auch exakt innerhalb dieser acht Lichtwerte liegen. Im Idealfall – bei einem Motiv mit gleichmäßig verteilten Tonwerten (zum Beispiel eingefärbte Pflanzenschnitte) – gleicht das Histogramm einer Gauß'schen Glockenkurve, bei Motiven mit einem großen Anteil an hellen oder dunklen Stellen hat die Kurve eine entsprechende Spitze.

Ich stelle Ihnen hier zwei Histogramme vor, deren Bilder Sie aus den beiden vorangegangenen Teilen kennen. Abbildung 5 ist jenes der marinen Schnecke *Trivia multilirata* (Zimmert, 2013b) und Abbildung 6 jenes des Portraits der Goldaugenbremse *Chrysops relictus* (Zimmert, 2013a, Umschlagbild Heft 1/2013). Die richtige Belichtung für digitale Bilddaten erfolgt also nicht nach dem Belichtungsmesser, sondern nach dem darstellbaren Kontrastumfang und wird im Zuge des digitalen Workflows dann am Weißpunkt orientiert. Die Beleuchtung kann also nie losgelöst von der Belichtung betrachtet werden.

Vertiefung auf Basis der beiden Histogramme

Generelles: Wenn Sie ein Histogramm betrachten, sollten Sie drei Dinge bedenken:



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

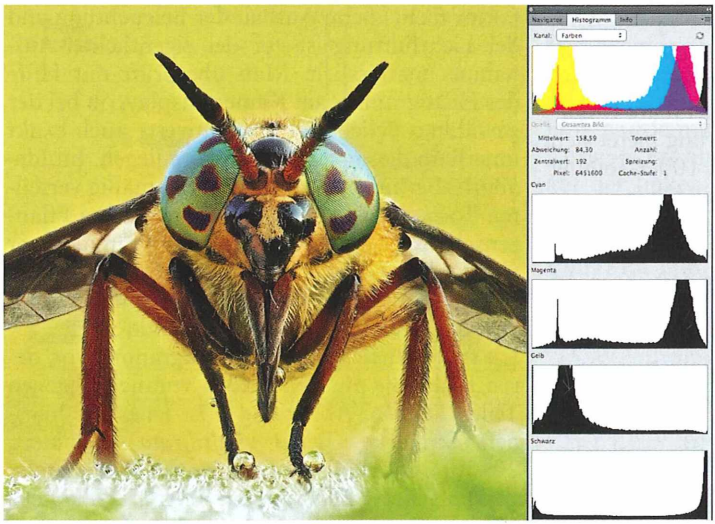


Abb. 6: Goldaugenbremse mit dazugehörendem Histogramm.

1. Sie erkennen am Histogramm nicht, wie die tatsächliche Kontrastsituation zum Zeitpunkt der Aufnahme war, sondern Sie sehen nur jenen Bereich, der in den Bilddaten aufgenommen wurde.

Durch die Wahl der Belichtung haben Sie entschieden, welcher Ausschnitt aus dem tatsächlichen Kontrastumfang bevorzugt wurde. So war im Fall der marinen Schnecke (Abb. 5) der Kontrastumfang zwischen tiefem Schwarz und Spitzlichtern 13 Lichtwerte. Woher ich das weiß? Weil ich das Licht bewusst so gesetzt habe, dass tiefes, zeichnungsloses Schwarz im Hintergrund entstand. Wie handhabt man aber 13 Lichtwerte, wenn nur 10 dargestellt werden können? Dadurch, dass ich die Beleuchtung in diesem Beispiel so gesetzt habe, dass ich in den Lichtern – hier liegen die bildwichtigen Informationen – die Zeichnung erhalte: Mein hellstes Weiß liegt also in den RAW-Daten auf Lab 93 (messtechnische Ermittlung im RAW-Konverter anhand eines Testbildes). Die Konsequenz ist, dass das Histogramm nach rechts nicht voll ausgenützt ist. Ich habe auf zeichnungsloses Weiß verzichtet, also von den darstellbaren maximalen 10 Lichtwerten nur 9 genützt. Der Überschuss auf der linken Seite beträgt daher 4 LW: 9 LW Kamerahistogramm – 13 LW Beleuchtungsumfang = –3. Aber weil 0 zwischen dem positiven und negativen Bereich liegt, ergibt sich der Wert 4. Alle Bildpartien im tiefen Schwarz werden daher in den RAW-Daten auf Lab 1 (im Histogramm ganz links) dargestellt. Tiefer als dieses Schwarz geht es nicht. Hätte ich jetzt aber die Aufnahme so ausgeleuchtet, dass ich mich an den Tiefen orientiert hätte, würde im schwarzen Hintergrund sehr schnell ein Verlauf in Richtung durchzeichnetes Schwarz entstehen und der Hintergrund wäre nicht mehr gleichmäßig schwarz.

2. Auf der horizontalen Achse sehen Sie beim Histogramm exakte Werte.

Jede Position ist auf der Grauachse im Lab-Modell abbildbar und eineindeutig.

3. Vertikal sehen Sie beim Histogramm nur ungefähr, wie viele Anteile von welchem Tonwert in den Aufnahmedaten vorhanden sind.

Die Kurve wird von der Kamera (oder Anwendungs-Software) so dargestellt, dass sie eine gut sichtbare Relation der einzelnen Tonwerte zueinander zeigt. Es ist kein Bezug zu absoluten Werten möglich. Aber die im Histogramm einer Aufnahme dargestellten Tonwerte haben die gleiche Skalierung, und daher ist eine Bewertung von beispielsweise Lichtern und Mitteltönen möglich. Bitte beachten Sie, es muss eine bestimmte Menge eines Tonwerts vorhanden sein, um einen Ausschlag am Histogramm zu bewirken. Die Aussage, der Tonwert ist nicht vorhanden, weil die Kurve keinen Ausschlag zeigt, ist falsch. Sie können nur mit Bestimmtheit sagen, dass die erforderliche Mindestmenge nicht erreicht wird und es daher keinen Ausschlag gibt. Das mangelnde Wissen darüber ist für etliche fehlerhafte Beschneidungen in der

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

Bildbearbeitung verantwortlich, denn viele glauben, dass bei der Tonwertkorrektur das Heranziehen des Weiß- und Schwarzpunktes an die Histogramm-Kurve die Bildwirkung verbessert, aber je nach Aufnahmesituation gehen damit im Histogramm nicht dargestellte Tonwerte unwiederbringlich verloren.

Wenn Sie Ihre Aufnahme nicht nur am Monitor betrachten, sondern auch drucken wollen, sollten Sie bedenken, dass von den oben beschriebenen maximal 8 durchzeichneten Lichtwerten – im Offsetdruck zum Beispiel nur maximal 4,5 Lichtwerte – zu Papier gebracht werden können, und dass die Daten meist in RGB vorliegen und diese für den Druck erst in CMYK umgewandelt werden müssen. Ohne weitere Optimierung werden Sie daher von Ihren Druckergebnissen enttäuscht sein.

Bevor wir mit der Beschreibung des Histogramms der Goldaugenbremse beginnen (Abb. 6), vergleichen Sie bitte die Darstellung des Histogramms mit jenem in Abbildung 5 gezeigten. Der auf dem ersten Blick sichtbare Unterschied ist der, dass es einen Kanal mehr zeigt. Der Grund ist, dass Sie in Abbildung 6 das Originalhistogramm der Druckdaten des Umschlagbildes sehen, also CMYK-Daten, die in einem anderen Farbraum optimiert der Druckerei übergeben werden mussten. Sie sind aller Wahrscheinlichkeit nach mit RGB-Daten vertraut. Diese werden von der Kamera produziert. Bei der Beschreibung im Workflow wählt man auch eher die Beschreibung auf Basis der RGB-Daten. Bei RGB-Daten gibt es drei Farbkanäle, R = Rot, G = Grün und B = Blau, die Helligkeitsinformation (Position auf der Grauachse) wird im jeweiligen Kanal mitgeführt, und die Mischung der drei Kanäle gibt die Farbe. Bei CMYK hingegen ist die Helligkeitsinformation in einem eigenen Kanal dargestellt, Es handelt sich um K = Schwarz (im Druck geht es dabei um den Schwarzauftrag). Auch die Farben in den Farbkanälen sind andere, nämlich C = Cyan, M = Magenta und Y = Yellow (Gelb). In der Dunkelkammer wurde seinerzeit am Farbmischkopf ebenfalls mit CMY als Farben gearbeitet.

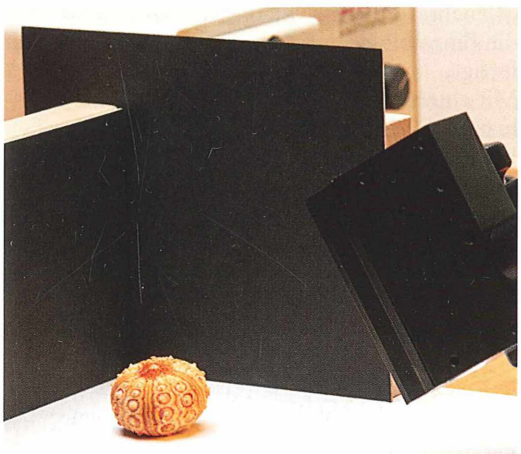


Abb. 7: Aufbau der Beleuchtung für die Abbildungen 8 und 9. Alle Aufnahmen wurden mit dem 100er Makro und der Canon 7D aufgenommen.

Doch der Teufel liegt im Detail. Betrachten Sie den Y-Kanal und versuchen Sie, mit dem bisher Beschriebenen diese Kurve zu deuten. Ihr Interpretation würde etwas so lauten: „Wir sehen in den tiefen Tönen einen deutlichen Berg. Die Mehrheit der Tonwerte liegt im Bereich zwischen Lab 1 und Lab 50, nur wenige Tonwerte sind heller, vielleicht 10 %." Und jetzt überlegen wir, ob das stimmen kann. Nun, ich habe es ja schon vorweg genommen, die Antwort ist nein.

Aber warum? Beim Gelb handelt es sich um eine Farbe, die sehr hell ist, ja im Hellgelb an Weiß herankommt, und diese kann doch nicht plötzlich dunkler als Neutralgrau sein. Die Lösung ist, dass sich die Histogramme fundamental unterscheiden. Bezogen auf die Tonwerte bedeutet das eine vertikale Spiegelung, das heißt die dunklen Tonwerte befinden sich in der Darstellung jetzt rechts, dort wo sich im RGB-Histogramm die hellen Töne befinden. Betrachtet man in Photoshop zusätzlich beispielsweise die Gradationskurve, so steht diese im CMYK-Histogramm am Kopf. Das bedeutet, dass man in den Tiefen mehr Kontrast benötigt und die Kurve nach oben und nicht nach unten gezogen werden muss. Das ist natürlich gewöhnungsbedürftig und macht am Anfang Probleme, bis man es verstanden hat.

Wie ist das Histogramm der Goldaugenbremse mit diesem Wissen zu interpretieren? Es gibt zeichnungsloses Schwarz bei Fühlern und Beinen und zeichnungsloses Weiß im Bereich der Tautropfen und natürlich alle möglichen Tonwerte dazwischen. Der vorherrschende Beleuchtungskontrast hat also den tatsächlich darstellbaren Kontrast bei weitem überschritten.

Bei dieser Aufnahme habe ich mit einem Diffusor das Licht gesoftet und mit zwei Reflektoren von links und rechts unten aufgehellt (es waren also drei Stative nötig, um die Diffusoren und Reflektoren zu halten). Die Aufhellung ist nicht

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

symmetrisch gewählt, links ist sie – bezogen auf die Tonwerte – geringer als rechts, um eine natürliche Bildwirkung zu erzielen. Denn auch in der Natur gibt es keinen Fall, in dem beide Seiten gleich hell ausgeleuchtet sind. Die Positionierung der Reflektoren – schräg unterhalb des Insekts – hat bewirkt, dass auch die Flügel- und Körperunterseite gut ausgeleuchtet sind. Ich habe also bei der Lichtführung darauf geachtet, dass alle Tonwerte in den RAW-Daten sind, dass die zeichnungslosen Bildteile in der Minderheit sind und dass eine natürliche Anmutung erhalten bleibt oder gar erst entsteht. Der gelbe Hintergrund ist übrigens eine Wiese im warmen Morgenlicht. Durch die Unschärfe entsteht dieser flächige Eindruck, die Strukturen der Wiese gehen verloren. Da ja über die Goldaugenbremse ein Diffusor gesetzt wurde und dies beim Hintergrund Wiese nicht möglich ist, muss auf das Gleichgewicht zwischen dem Objekt und dem Hintergrund geachtet werden. Wenn der Diffusor zu stark wirkt, entsteht ein zu heller Hintergrund und damit eine unnatürliche Bildwirkung.
Nachdem der Zusammenhang zwischen Histogramm, Belichtung und Beleuchtung erläutert sowie einige Grundbegriffe geklärt sind, wenden wir uns dem aktiven Setzen von Licht zu.

Beleuchtung im Studio

Für das Arbeiten in Räumen haben wir unterschiedliche Kunstlichtquellen zur Auswahl. Der Bogen spannt sich dabei von der Halogen- über die LED-Lampe, der Möglichkeit der Beleuchtung im UV- und IR-Spektrum bis hin zum Blitzlicht. Ich beschränke mich in diesem Beitrag auf die Halogenlampe und das Blitzlicht, alles andere würde den Umfang sprengen. Das Gute in diesem Fall ist, dass beide Lichtquellen ein ähnliches Spektrum liefern, eine vergleichbare Wirkung haben und mit dem gleichen Lichtleiter/Lichtformer verwendet werden können. Der Hauptunterschied liegt in der Leuchtzeit. Blitzlicht gibt binnen Bruchteilen einer Sekunde ein Vielfaches der Lichtmenge einer Halogenlampe ab, und man hat daher kürzere Leuchtzeiten (in Folge natürlich auch eine kürzere Belichtungszeit, da die volle Blitzenergie innerhalb der Blitzsynchronzeit abgegeben wird).
Wenn ich die Wahl habe, ziehe ich das Blitzlicht dem Halogenlicht vor. Die Gründe dafür sind die Reduzierung der Bewegungsunschärfe und/oder durch die Beschränkung auf eine sehr kurze Leuchtzeit (zwischen 1/125 und einer 25/1000 Sekunde – alles bei t 0,1), der einfachere Umgang mit Vibrationen/Schwingungen, einer Synchronzeit von einer 1/125 Sekunde und dem Umstand, dass die Farbtemperatur bei der Regelung der Blitzleistung gering bis gar nicht verändert wird. Ein weiteres Kriterium ist die Abgabe von Wärme durch die Lichtquelle. Diese kann durch den Einsatz von Lichtleitern vollkommen eliminiert werden, weshalb ich indoor überwiegend Lichtleiter einsetze, durch die hindurchgeblitzt wird.

Lichtformer

Lichtformer der unterschiedlichsten Typen (Ring-, Streifen-, Flächen-Typ) setze ich in der Lupenfotografie ein. Bevor ich aber den Einsatz von Lichtformern in der Praxis bespreche, zeige ich beispielhaft einige Aufnahmen, in denen ihre Charakteristik gut erkennbar ist. Dazu habe ich mir im Studio einen einfachen Aufbau einfallen lassen (Abb. 7). Das Licht kommt immer von rechts oben, in diesem Fall durch ein Striplight. Links befinden sich zwei Lichtschlucker (schwarze, matte Beschichtung, also beispielsweise Passepartout-Karton), die eine Reflexion und damit die Aufhellung des Schattens verhindern und deutlich größer als das Objekt gewählt werden sollen. Das Objekt ist das Skelett eines Seeigels (*Cidaris cidaris*; ca. 20 mm Durchmesser). Achtung, der Schattenverlauf ist bei dieser Übersichtsaufnahme nicht beurteilbar, weil der gesamte Aufnahmeaufbau mit einer 1 m^2 großen Flächenleuchte von oben ausgeleuchtet wurde. Mit diesem Aufbau wurden die Einzelbilder der Abbildungen 8 und 9 angefertigt.
Mit einem zusätzlichen Halter kann eine transluzente Fläche, die als Diffusor wirkt, zwischen Lichtquelle und dem Objekt eingefügt werden. Für die Bespannung des Diffusors wurde Stoff eines Lastolite-Diffusors verwendet. Man sollte beim Schneiden auf die Laufrichtung des Stoffes achten. Es gibt nur eine Richtung, in der das Material formstabil bleibt. Der Rahmen besteht aus YE 1,5 mm^2 Kupferdraht und einem Segment einer Blockklemme. Die Wirkung des Diffusors ist beispielsweise gut am weißen Untergrund in Abbildung 9a zu erkennen.

Praxisbeispiel

Ich habe mich entschieden, anstelle der Beschreibung der einzelnen Lichtformer im Detail

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck nur mit Genehmigung.

ein Praxisbeispiel aus der Studiofotografie mit vier unterschiedlichen Beleuchtungssituationen zu zeigen. Das Motiv kennen Sie bereits (Zimmert, 2013b). Es ist dies ein Ausschnitt aus dem Flügel eines Osterluzeifalters.
Abbildung 10 zeigt den maximalen Beleuchtungs- beziehungsweise Aufnahmeaufbau. Für die Aufnahme der finalen Serie wurde rechts der näher am Hauptlicht liegende Diffusor entfernt. Bei den drei weiteren gezeigten Beleuchtungsvarianten wurde der prinzipielle Aufbau gleich gelassen; es wurden entweder alle eingesetzt oder jeweils ein Teil weggelassen (das Aufhelllicht oder ein Diffusor).
In Abbildung 11 sehen Sie die finale, aber nicht fertig in Zerene Stacker Pro und Photoshop bearbeitete Aufnahme und in Abbildung 1 das dazu gehörende Histogramm. Aber hier kommt zunächst die Beschreibung des Beleuchtungsaufbaus, der Aufnahmedaten bis zum Anfertigen des Fokus-Stacks.

Lichtführung

Der Lichtaufbau (Abb. 10) besteht aus dem Hauptlicht von rechts und einem Aufhelllicht von links, eine klassische Table-Top-Aufnahmesituation.
Das Hauptlicht (Ministriplight) ist deutlich abgesoftet, da es über zwei Diffusoren zum Objekt geleitet wird. Ein Flächendiffusor wird mittels Halter zwischen der Lichtquelle und dem konischen Diffusor, dem zweiten Diffusor, positioniert. Letzterer wirkt auf der der Lichtquelle gegenüberliegenden Seite auch als Reflektor, indem das in ihn eindringende Licht teilweise auf das Objekt zurückgeworfen wird.
Das Aufhelllicht links stammt von einer Flächenleuchte. Es wirkt direkt auf den konischen Diffusor und liegt um 2,5 Lichtwerte unter dem Hauptlicht (beachten Sie hierzu Abbildung 13 b–c). Damit werden die Schatten unterhalb der einzelnen Schuppen reduziert und vor allem die Durchzeichnung der braunen verbessert.

Aufbau der Aufnahme

Ich beginne mit der Beschreibung vom Objekt ausgehend. Das Objekt wurde auf eine Beilagscheibe aufgeklebt und steht auf einem Drehteller (Zimmert, 2013b). Um dieses herum befindet sich ein konischer Diffusor. Dabei handelt es sich um den oberen Teil einer klaren, farblosen Kunststoff-Mineralwasserflasche, die ich auf beiden Seiten mit Schleifpapier aufgeraut habe. Die Körnigkeit des Schleifpapiers steuert die Weichheit des Diffusors. Ich habe mehrere unterschiedlich aufbereitete Lichtformer zur Auswahl (Körnigkeit und Dimension).

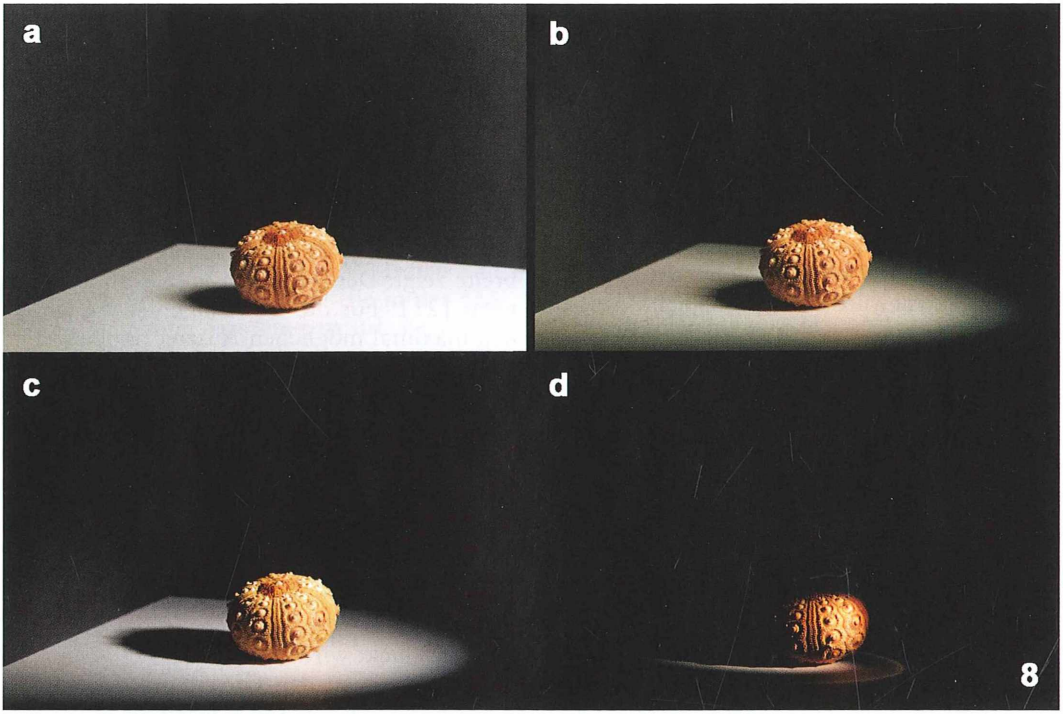
Aufnahmeausrüstung

Die Aufnahmen entstanden mit einer Canon EOS 1 DX, also mit einer Vollformatkamera, die bei dem gewählten Auszug 3 mm Bildbreite zeigt. Der Abbildungsmaßstab ist demnach 12 : 1. Für die Aufnahmen setzte ich einen maximal möglichen Auszug (Balgengerät, EOS-Anschluss-Tubus, RMS-Adapter) von über 30 cm ein, an dem das Leitz Photar 1 : 2/25 mm montiert war. Der Grund für die Wahl der EOS 1 DX ist das bessere Rauschverhalten (geringeres Rauschen beziehungsweise bessere Detailzeichnung). Denn die Aufnahmen benötigten ISO 1000 und dies obwohl mit zwei Blitzgeräten mit jeweils 400 Ws beleuchtet wurde. Man merkt bei dieser Art von Aufnahmen, dass sehr viel Licht durch den Auszug geschluckt wird.
Ich habe bewusst den Grenzbereich für dieses Beispiel gewählt, um Ihnen genau diesen aufzuzeigen. Ich hätte es mir wesentlich leichter machen können, indem ich die Aufnahme mit einem Leitz Photar 1 : 1,9/12,5 mm (halber Auszug) oder einem 10x Mikroskop-Objektiv von Nikon (fixe Tubuslänge von 160 mm) gemacht hätte. Letztes – aus der CF-Endlich-Serie – ist vollkommen auskorrigiert. Im Gegensatz dazu sind meine Olympus Mikroskop-Objektive nur mit dem dazu passenden Okular oder/und Projektiv auskorrigiert.

Fokus-Stacking

Die gezeigte Aufnahme ist ein Fokus-Stack aus 69 Schichten, und die Schärfe wurde bewusst nicht durch den ganzen Bereich gezogen, um auch Unschärfe im Bild zu haben (im Bereich der linken oberen Bildecke) und so den räumlichen Eindruck zu verstärken.
Der Stack wurde über den Computer gesteuert. Die dazu verwendete Software war Zerene Stacker Pro in Verbindung mit dem Canon Remote Tool. Die Einzelaufnahmen wurden mittels Schrittmotorsteuerung (Cognisys) angefertigt.
Ich präsentiere Ihnen hier bewusst keine in der Stacking-Software (Zerene Stacker Pro) und im zweiten Schritt in Photoshop fertig ausretuschierten Bilder. Diese Bearbeitungsschritte werde ich in einem weiteren Beitrag behandeln.

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



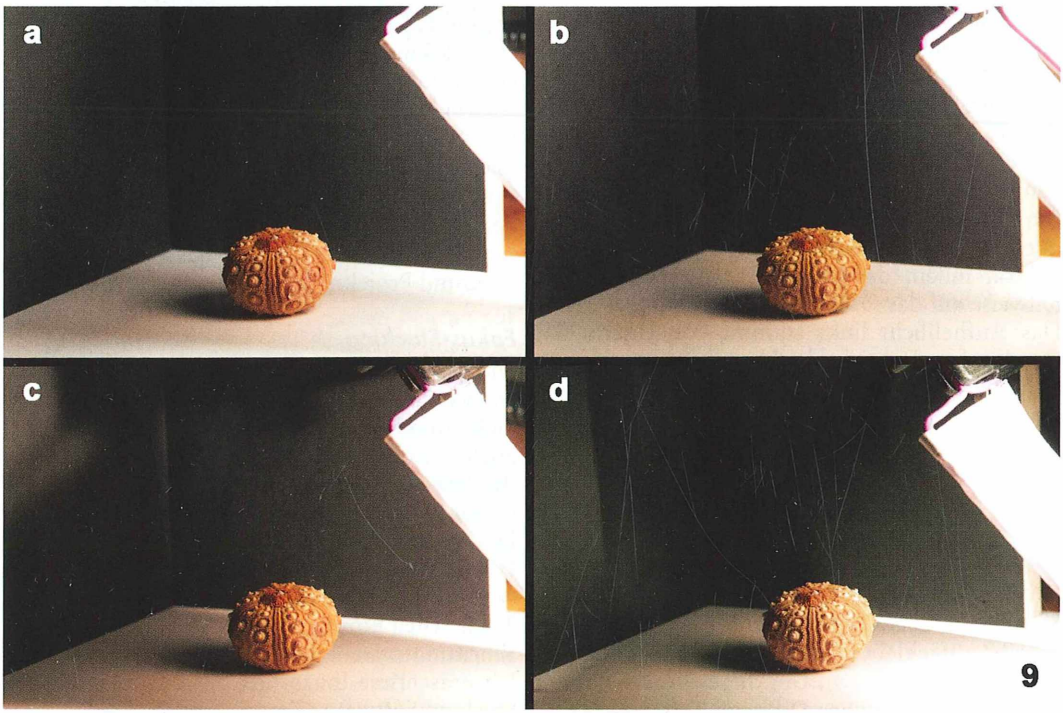


Abb. 8: Ausleuchtung mit folgenden vier Lichtformern: **a** Flächenleuchte. **b** Spotlight. **c** Striplight. **d** Stufenlinser. Eine Flächenlichtquelle steht drei gerichteten Lichtquellen gegenüber. – **Abb. 9:** Die Wirkung von Diffusoren. **a** Flächenleuchte mit Diffusor. **b** Flächenleuchte mit zwei Diffusoren. **c** Spotlight mit zwei transluzenten Flächen.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck verboten.

Vielmehr möchte ich Ihnen zunächst darlegen, welchen Einfluss die gewählte Beleuchtung auf den nachfolgenden Retusche-Aufwand beziehungsweise die erzielbare Qualität hat. Im Vergleich zu den weiteren Beleuchtungsvarianten dieser Aufnahme ist der Retusche-Aufwand der in Abbildung 11 gezeigten Aufnahme am geringsten und die erzielbare Qualität am höchsten.
Zur Untermauerung dieser Aussage zeige ich einen Ausschnitt eines Zwischenergebnisses (Abb. 12a) aus dem Berechnungsprozess der Stacking-Software. Für diesen und die folgenden drei Variationen gilt: Die Anzahl der für das Zwischenergebnis berechneten Schichten ist immer 69 Fokusschichten, es handelt sich jeweils um den gleichen Bildausschnitt, der mit den gleichen Einstellungen im RAW-Konverter und in der Stacking-Software verarbeitet wurde. Die Unterschiede ergeben sich durch Veränderungen im Beleuchtungsaufbau. Gut sichtbar wird dies in der Zeichnung der Schuppen. Dort, wo die Stacking-Software keine Zeichnung findet, bekommt man gräuliche Flächen ausgegeben, für die man mittels Retusche-Funktion manuell entscheiden muss, aus welcher Fokus-Schicht man Daten übernehmen will. Das ist mit einem großen Zeitaufwand verbunden.

Variation 1

Abbildung 12b zeigt das Zwischenergebnis einer Beleuchtungsvariante, bei der der dritte Diffusor zwischen das Hauptlicht und das Objekt gesetzt wurde. Damit ist der Unterschied zwischen Haupt- und Aufhelllicht aufgehoben und für die Stacking-Software ist somit zu wenig Kontrast vorhanden, um die einzelnen Flügelschuppen einwandfrei voneinander trennen zu können. Für das Fokus-Stacking wurde also bei dieser Variante das Licht zu weich gesetzt, erkennbar an den größeren, von der Stacking-Software nicht aufgelösten Stellen.

Variation 2

Für Abbildung 12c wurde das Aufhelllicht entfernt. Das Hauptlicht wirkt über zwei Diffusoren (Flächen- und konischer Diffusor) auf den Flügel. Die Aufhellung entsteht in diesem Fall nur durch die Reflexion der der Lichtquelle gegenüberliegenden Seite des konischen Diffusors. Sie erkennen im Vergleich zur Variation 1 eine Verbesserung, aber im Vergleich zum endgültigen Beleuchtungsaufbau eine Verschlechterung des Zwischenergebnisses.

Abb. 10: Der für die Testaufnahmen des Schmetterlingsflügels verwendete Aufbau in der maximalen Bestückung.

Variation 3

Bei der letzten gezeigten Beleuchtungsvariante wurde der konische Diffusor weggelassen. Das Aufhelllicht trifft jetzt in seiner vollen Härte auf das Objekt, vor dem Hauptlicht befindet sich noch der Flächendiffusor. Das Zwischenergebnis aus der Stacking-Software sehen Sie in der Abbildung 12d.

Anhand dieser Variationen haben Sie einen Überblick erhalten, wie die einzelnen Beleuchtungselemente zusammenspielen. Als Nächstes widmen wir uns dem Setzen von Licht.

Das Setzen von Licht

Nach dem Arrangieren des Objekts beginnt man immer als erstes mit dem Setzen des Hauptlichts. Abhängig von seiner Wirkung folgen dann das Aufhell- oder/und das Effektlicht. Wichtig ist, jede Lichtquelle einzeln zu

d Striplight mit einer transluzenten Fläche. Der Abstand zwischen Lichtquelle und dem Diffusor beträgt jeweils 10 cm. In b und c sitzt der zweite Diffusor jeweils 2 cm vor der Lichtquelle.

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

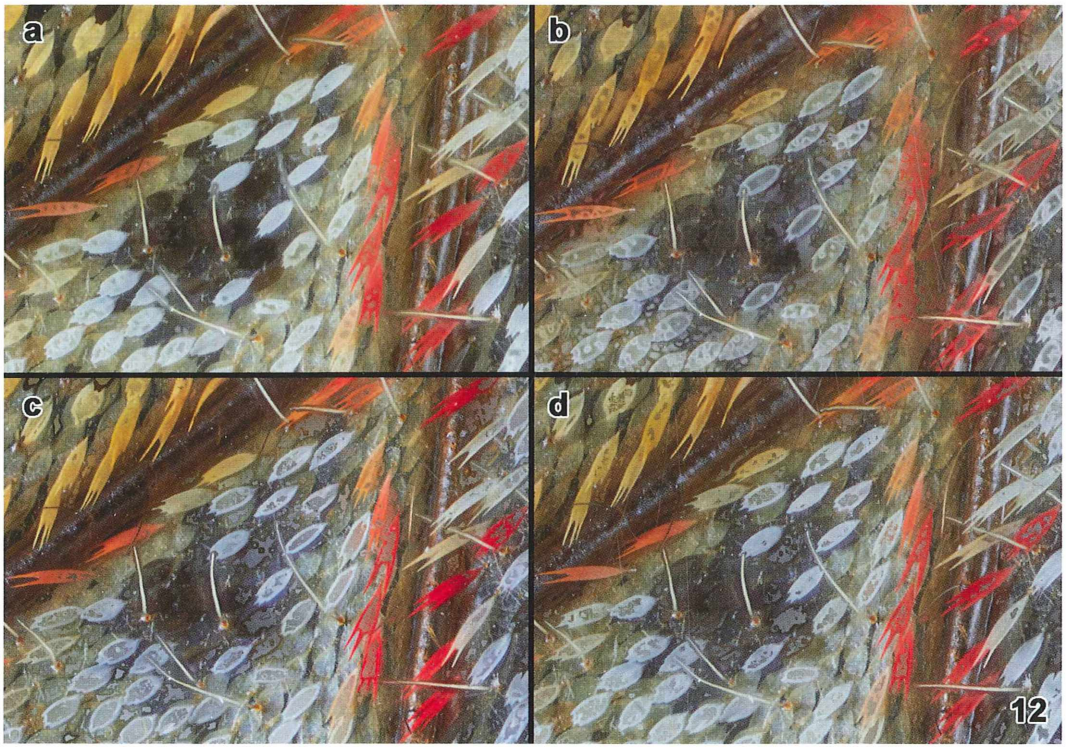


Abb. 11: Die finale, aber nicht fertig in Zerene Stacker Pro und Photoshop bearbeitete Aufnahme. Das dazu gehörende Histogramm findet sich in Abbildung 1. – **Abb. 12:** Zwischenergebnisse des in Abbildung 11 gezeigten

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck und Verwertung verboten.

setzen und danach die Lichtwirkung in Summe zu betrachten. Die Kontrolle erfolgt visuell mit dem Einstelllicht und am Histogramm der Kamera oder bei Remote-Steuerung am Bildschirm. Das möchte ich Ihnen anhand des oben verwendeten Beispiels (Abb. 11) verdeutlichen, indem ich Ihnen drei Histogramme zeige. Abbildung 13c ist das Histogramm des Hauptlichts. In Abbildung 13b sehen Sie das Histogramm des Aufhelllichts und in Abbildung 13a schließlich jenes der endgültigen Aufnahme. Alle Screen Shots dieser drei Histogramme wurden im RAW-Konverter Capture One Pro (Phase One) anhand von Einzelbildern erzeugt. Im Regelfall kommt man im Lupenbereich mit zwei Lichtquellen aus. Wenn jedoch zusätzlich auch der Unter-/Hintergrund ausgeleuchtet werden soll, kann sich das natürlich ändern und eine dritte oder gar vierte Leuchte könnte von Nöten sein.

Da ich ja fast ausschließlich über Lichtleiter beleuchte, darf nicht unerwähnt bleiben, dass es unterschiedliche Ausführungen mit einem oder bis zu vier Ausgängen gibt. Das bedeutet, Sie brauchen eine Kaltlichtleuchteneinheit (z. B. Schott-Fostec) oder ein Blitzgerät und haben von der Eingangsseite am Lichtleiter ausgehend auf der anderen Seite zum Beispiel zwei Striplights. Wenn Sie mit diesen zwei Striplights eine asymmetrische Beleuchtung aufbauen müssen, haben Sie dazu unter anderem die Möglichkeiten, dies durch Variation des Abstands zwischen Lichtquelle und Objekt zu erzielen oder indem Sie einen Graufilter vor die Lichtquelle setzen. Wenn Sie vor den Lichtquellen einen Diffusor aufgebaut haben, kommt eine weitere Steuerbarkeit über die Positionierung des Diffusors zwischen der Lichtquelle und dem Objekt hinzu.

Ich hoffe, Ihnen Anregungen für eigene Versuche, das Licht und seine Wirkung besser kennenzulernen, gegeben zu haben. Im nächsten Teil der Serie werden wir uns mit Grundsätzlichem zum Thema Verarbeitung der Stacking-Daten, den Aufgaben der einzelnen zum Einsatz kommenden Software-Komponenten im digitalen Workflow und im Speziellen mit dem RAW-Konverter beschäftigen.

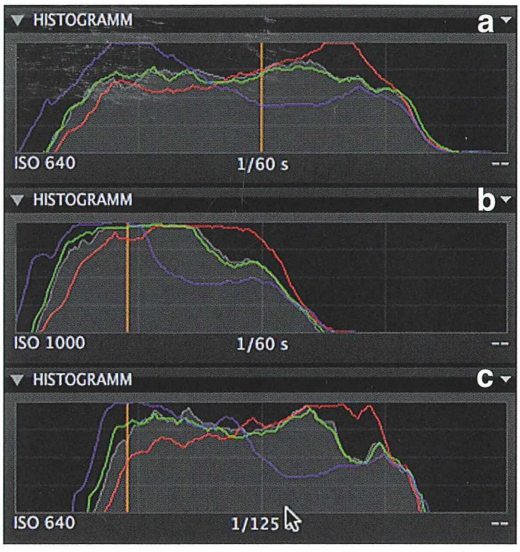


Abb. 13: Histogramm eines Lichtaufbaus. Der Aufbau entspricht dem in Abbildung 10 gezeigten, jedoch ohne den direkt vor dem Hauptlicht positionierten dritten Diffusor. Das Motiv kennen Sie aus Abbildung 11. Das oberste Histogramm (**a**) zeigt die Gesamtlichtsituation anhand einer Einzelaufnahme im RAW-Konverter. In dieser Phase müssen Blende, Verschlusszeit und ISO noch festgelegt werden. Das mittlere Histogramm (**b**) zeigt den Kurvenverlauf für das Aufhelllicht und (**c**) jenes für das Hauptlicht.

Literaturhinweise

Zimmert, G.: Digitaler Workflow für Fotografen. Verlag MITP, Heidelberg 2005.

Zimmert, G.: Stacking in der Lupenfotografie. Teil 1: Lupenfotografie in der freien Natur – Ausrüstung, Arbeitsweise und Erzeugung der RAW-Daten. Mikrokosmos 102, 54–63 (2013).

Zimmert, G.: Stacking in der Lupenfotografie. Teil 2: Fokus-Stacking im Studioeinsatz Mikrokosmos 102, 105–115 (2013).

Zimmert, G., Stipanits, B.: Bildkomposition und Bildwirkung in der Fotografie. Verlag MITP, Heidelberg 2008.

Zimmert, G., Stipanits, B.: Digitale Naturfotografie. Verlag MITP, Heidelberg 2009.

Internethinweise

Lastolite: www.lastolite.de
Phase One: www.phaseone.com
Schott-Fostec: www.us.schott.com
x-Rite: www.xrite.com
Zerene Systems LLC: www.zerenesystems.com

Verfasser: Gerhard Zimmert,
Endresstraße 52, Haus 4/6, 1230 Wien, Österreich;
E-Mail: gerhard@zimmert.eu
Internet: www.naturfoto-zimmert.com

Motivs aus dem Berechnungsprozess der Stacking-Software. Die Teilabbildungen **a** bis **d** zeigen den Ausschnitt in der Reihenfolge der im Text beschriebenen Beispiele mit den jeweiligen Beleuchtungsvarianten.

Hinweise für Autoren

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

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie.

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte digital als Word-Dokumente ohne spezielle Formatierung einzureichen. Keine Trennungen einfügen. Bitte das Manuskript zusätzlich ausgedruckt auf nummerierten DIN A4-Bögen mitschicken. Zugunsten der Themenvielfalt in einem Heft können keine überlangen Artikel berücksichtigt werden. Ein Manuskript darf bei 1,5fachem Zeilenabstand und einer 12-Punkt-Schriftgröße (Arial) einschließlich der Literaturhinweise und Bildlegenden nicht länger als 10 Seiten sein; der Abbildungsanteil darf insgesamt vier Druckseiten nicht überschreiten (Platzbedarf der Abbildungen gemäß der vorgegebenen Bildgrößen berechnen). Der Text soll durch Zwischenüberschriften untergliedert werden. Keine Fußnoten einfügen. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse.

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend nummerieren) nicht in den Haupttext einbauen, sondern ans Ende des Manuskriptes anhängen. Alle Abbildungen fortlaufend im Text zitieren, aber nicht in den laufenden Text einfügen, sondern gesondert beilegen.

4. Die Abbildungen vorzugsweise digital als Tiff-Dateien (300 dpi bei 14 cm Bildbreite) auf CD-R oder Datenstick einreichen. Bei digitalen Bildern unbedingt auch eine unbeschriftete Version einreichen. Wenn Beschriftung in digitalen Vorlagen vorgenommen wird, bitte Arial 10 pt normal verwenden; die Nummerierung der Abbildungen in Arial 12 pt fett einfügen. Die Abbildungen so abspeichern, dass die Beschriftung nachträglich verändert werden kann (z.B. in Photoshop die Ebenen nicht vereinen, sondern getrennt belassen). Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten reproduziert: 7 cm (1-spaltig), 9,5 cm (1,5-spaltig) und 14 cm (2-spaltig = seitenbreit). Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden. Als Bildvorlagen sind auch Dias, Fotos sowie Strichzeichnungen geeignet, die von uns eingescannt werden. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors und sollten namentlich gekennzeichnet werden. Auf den Originalabbildungen keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien. Vergrößerungen sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusammen mit den Korrekturandrucken der Artikel den Autoren zugeschickt werden. Anstelle einer Vergrößerungsangabe können auch Maßstriche in die Abbildungen eingefügt werden.

5. Literaturzitate bitte in alphabetischer Reihenfolge anordnen und nach folgendem Schema anfertigen.

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

Körner, S.-J., Hausmann, K.: Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 3: Heliozoen und Flagellaten. Mikrokosmos 101, 207–212 (2012).

Boenigk, J., Ereshefsky, M., Hoef-Emden, K., Mallet, J., Bass, D.: Concepts in protistology. Europ. J. Protistol. 48, 96–102 (2012).

Buchzitate:

Larink, O., Westheide, W.: Coastal plankton. Photo guide for European seas, 2nd ed. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2011.

Zitate von Buchbeiträgen:

Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: „Einzellige Eukaryota", Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Einzeller und Wirbellose Tiere, 2. Auflage, S. 1–65. Elsevier Verlag, München 2007.

6. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck einen Andruck zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen sind aus Kostengründen nicht möglich.

7. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke oder eine PDF-Datei. Zusätzliche Sonderdrucke können auf Nachfrage vom Verlag auf eigene Kosten bezogen werden.

8. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit 30,00 €, ein Foto, das auf der Titelseite erscheint, mit 60,00 € und ein Foto, das auf der Rückseite erscheint, mit 45,00 €.

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

Das letzte Bild

Das umseitige Bild zeigt eine besonders vollständige Kristallbildung im Carapax eines Wasserflohs.

Präparationstechnik: Frischmaterial. Mikroskopiertechnik: Polarisation mit Hilfsobjekt 1230 nm, Fokusstapel aus 6 Ebenen; Vergr. 110fach.

Foto: Ernst Hippe, Neu-Isenburg; E-Mail: ernst.hippe@gmx.de

Vorschläge für *Das letzte Bild* bitte Herrn Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel, zusenden. Bitte nur Hochformate für die Endgröße 14 × 20 cm einreichen. Elektronische Vorlagen nur als Tiff-Dateien (300 dpi bezogen auf die Bildendgröße) vorbereiten. E-Mail: wolfgang.bettighofer@gmx.de.

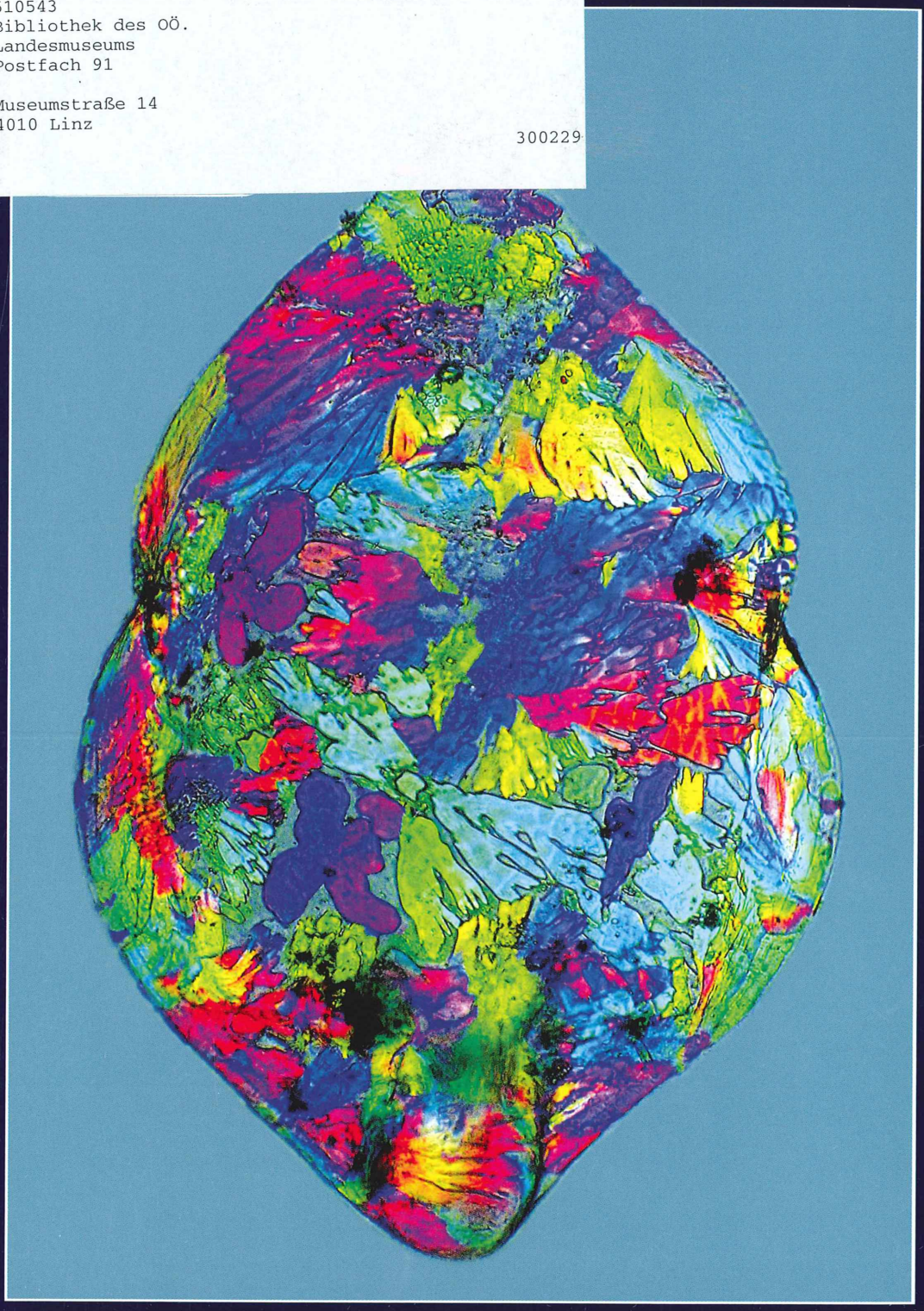
Die Redaktion behält sich vor, die Bilder, wenn es nötig erscheint, zu beschneiden.

Mikrokosmos
Heft 3 / Mai 2013
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.e

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums
Postfach 91

Museumstraße 14
4010 Linz

300229



ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2013

Band/Volume: 102_3

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 102_3 1