

II-90372/102,4



ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS

Heft 4

102. Jahrgang

Juli 2013

◆ <http://journals.elsevier.de/mikrokosmos>

ISSN 0026-3680



Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Mikroskopie-Gruppe Bodensee, 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

- 193** *Lagenophrys vaginicola*, ein epizoischer Ciliat mit verschließbarem Gehäuse
Bernd Laber
- 202** Moose, Tiere, Sensationen – Vom Leben in den Pflasterritzen
Erich Lüthje
- 211** E.L.M.I. Expertensystem für die Lichtmikroskopie – Ein universell einsetzbares Werkzeug zur Dokumentation und Annotation mikroskopischer Aufnahmen
Gerhard Kauer
- 224** Infrarotes Licht als Hilfsmittel bei der Analyse petrografischer Dünnschliffe
Christian Weiß
- 228** *Ambrosia artemisifolia*, eine interessante, aber nicht problemlose Pflanze
Wolfgang Jacob
- 232** Packendes Neuland: Radiolarien des Erdaltertums
Andreas Braun
- 237** Der Sonnentau – Ein raffinierter Fallensteller im Moor
Bruno Ortner
- 245** Stacking in der Lupenfotografie
Teil 4: Grundlagen des digitalen Workflows
Gerhard Zimmert
- 254** Eine interessante Filopodien-Amöbe aus der Gattung *Nuclearia*
Pedro Galliker

Rubriken

- 200, 221**
Kurze Mitteilungen
- 201, 223**
Buchbesprechungen
- 209**
Form und Funktion im Mikro- und Makrobereich
- 236**
Mikro-Markt

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: „Sicherer Tod im Moor“ – Ein Sonnentaublatt gibt das eingefangene Insekt nicht mehr frei.
Siehe Artikel B. Ortner, S. 237–244.

Lagenophrys vaginicola, ein epizoischer Ciliat mit verschließbarem Gehäuse

Bernd Laber

Lagenophrys vaginicola ist ein in vielerlei Hinsicht ungewöhnlicher Ciliat. Er lebt in einem Gehäuse, das an der Schwanzgabel oder den Extremitäten von Ruderfußkrebsen befestigt ist. Die Gehäusemündung ist dabei stets nach der Spitze der Extremitäten gerichtet. Das Hinterende des Ciliaten ist in der Nähe der Gehäusemündung befestigt, sein Körper deshalb U-förmig. Zur Nahrungsaufnahme streckt er nur den bewimperten Vorderteil seines Mundfeldes aus dem Gehäuse heraus. Wird *L. vaginicola* gestört, zieht er sich in den Schutz seines Gehäuses zurück und verschließt den Gehäuseeingang mittels eines komplizierten Verschlussmechanismus. Auch Zellteilung und Konjugation sind speziell an das Leben auf dem Chitinpanzer von Ruderfußkrebsen angepasst.

Fast alle Ciliaten sind bedrohte Lebewesen mit einem festen Platz ganz am Anfang der Nahrungskette. Um nicht so leicht gefressen zu werden, haben im Verlauf der Evolution viele Arten aus fast allen Klassen der Ciliaten die Fähigkeit erworben, mehr oder weniger feste Gehäuse auszuschleiden, in die sie sich bei Bedrohung zurückziehen können. Einige wenige Arten von Ciliaten aus den Ordnungen Tintinnida und Sessilida leben sogar in Gehäusen mit verschließbaren Mündungen und haben artabhängig ganz unterschiedliche Mechanismen zum Verschließen des Gehäuseeingangs entwickelt.

Von den zahlreichen im Salzwasser lebenden Tintinniden (Klasse Spirotrichea, Ordnung Tintinnida) können sich sechs Arten aus vier Familien bei Störungen zusammenziehen und ihr Gehäuse dabei durch einen aus mehreren Membranen bestehenden Mechanismus verschließen, der so ähnlich wie die Segelklappen im Herz der Säugetiere funktioniert (Agatha, 2010). Die ebenfalls Salzwasser bewohnenden Ciliaten der Gattung *Nolaclusilis* (Tintinnida) leben in flexiblen Gehäusen, deren Vorderende zusammenfällt und das Gehäuse verschließt, wenn sich die Ciliaten zusammenziehen (Snyder und Brownlee, 1991). Bei der im Süßwasser lebenden Gattung *Pyxicola* (Oligohymenophorea, Unterklasse Peritrichia, Familie Vaginicolidae) wird der Gehäuseeingang mit einem Deckel verschlossen, der nicht am Gehäuse, sondern am Ciliaten selbst an einem auffälligen

Fortsatz unterhalb des Mundfeldes (Peristomkragens) befestigt ist. Wenn sich der Ciliat vollständig ins Gehäuse zurückzieht, verschließt der Deckel den Gehäuseeingang (Finley und Bacon, 1965). Ciliaten der ebenfalls im Süßwasser lebenden Gattung *Thuricola* (Vaginicolidae) besitzen im Inneren ihres Gehäuses, kurz unterhalb der Mündung, eine aus feinen, durch eine Membran verbundenen Fibrillen bestehende Klappe. Ein halbzyklindrisches Häutchen verbindet die Klappe mit dem Hinterende des Ciliaten. Wenn sich dieser zusammenzieht, verdickt sich sein Hinterende und drückt gegen das Häutchen. Dadurch wird die Klappe nach unten gezogen und das Gehäuse verschlossen (Foissner et al., 1992b). Ciliaten der Familie Lagenophryidae leben sowohl im Süßwasser als auch im Salzwasser auf niederen Tieren (epizoisch) in Gehäusen, die besonders kunstvolle Verschlussapparate besitzen. Die ausschließlich im Süßwasser lebende Art *Lagenophrys vaginicola* wurde über mehrere Jahre hinweg in einem Waldtümpel bei Idstein gefunden. Deshalb kann dieser ungewöhnliche Ciliat hier an Hand von Mikrofotos vorgestellt und der besondere Verschlussmechanismus seines Gehäuses beschrieben werden.

Biologie und Morphologie

Heute gehören fünf Gattungen mit mehr als 60 Arten zur Familie Lagenophryidae (Clamp, 1991), die alle als Ektokommensalen auf Krebs-

tieren leben. Das erste Mitglied dieser Familie, *L. vaginicola*, wurde bereits 1851 durch Stein beschrieben. Dieser Ciliat unterschied sich so sehr von anderen sessilen, peritrichen Ciliaten, dass er kurze Zeit später in den Rang einer Familie, Lagenophryidae, erhoben wurde. *Lagenophrys vaginicola* lebt auf den Extremitäten und bevorzugt auf der Schwanzgabel (Furka) von Ruderfußkrebsen (Copepoda) der Gattungen *Cyclops* und *Canthocamptus* (Foissner et al., 1992a). Die hier beschriebenen Exemplare wurden 2007, 2011 und 2012 in den Monaten Dezember, März und April in einem Waldtümpel gefunden, wobei aber anzumerken ist, dass der Tümpel zu anderen Zeiten nicht beprobt wurde. Sie lebten meist in mehreren Exemplaren auf Ruderfußkrebsen der Gattung *Canthocamptus* (Abb. 1a). Diese Gattung hat wie alle zur Ordnung Harpacticoidea gehörenden Ruderfußkrebse relativ kurze erste Antennen. Da diese zur Fortbewegung im Wasser dienen, ist

Canthocamptus ein schlechter Schwimmer und lebt daher meist auf dem Boden oder zwischen Wasserpflanzen, was bei der Entnahme von Proben zu berücksichtigen ist.

Schon bei der ersten mikroskopischen Beobachtung der epizoischen Ciliaten fallen sofort zwei Besonderheiten ins Auge. Erstens sind die Mündungen der Gehäuse stets nach den Spitzen der Extremitäten gerichtet, das heißt, bezogen auf den Wirt, nach hinten. Zweitens sind die Gehäuse nicht mit ihren Hinterenden, sondern über die gesamte Länge ihrer ebenen Unterseite an der Furka oder den Extremitäten des Ruderfußkrebses befestigt (Abb. 1b). Diese Art der Anheftung bewirkt, dass die Ciliaten bei der mikroskopischen Beobachtung unter dem Deckglas überwiegend in Seitenansicht zu sehen sind. In dieser Ansicht erkennt man deutlich, dass die Oberseite des langgestreckten Gehäuses aufgewölbt ist und der Innenraum im vorderen Gehäusedrittel seine größte Höhe er-

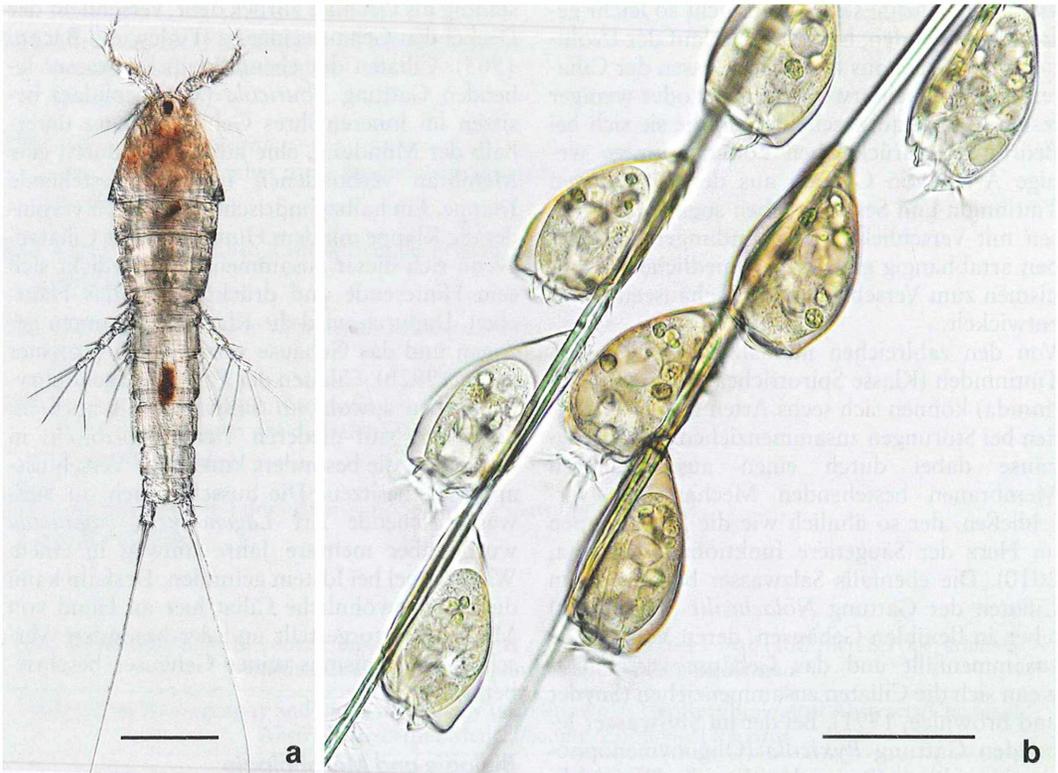


Abb. 1. **a** Ein Ruderfußkrebs der Gattung *Canthocamptus*, der Wirt von *Lagenophrys vaginicola*. Messbalken 200 μm . **b** *L. vaginicola* an der Furka von *Canthocamptus* sp.; die Lorica-Öffnungen weisen stets zu den Furkaspitzen. Messbalken 50 μm .

reicht. Das Vorderende des Gehäuses ist abgestutzt und zur Mitte hin, wo sich der Gehäuseeingang befindet, etwas eingesenkt. Zum Ende hin verjüngt sich das Gehäuse allmählich. In der Seitenansicht erkennt man, dass der Ciliat nicht, wie alle anderen gehäusebewohnenden Sessilida, lang ausgestreckt im Gehäuse sitzt und mit dem Hinterende am Gehäuseboden befestigt ist, sondern dass sein Hinterende zur Gehäusemündung zurückgebogen und dort mit einem kleinen Sockel befestigt ist (Abb. 2a). Dadurch füllt der U-förmige Körper des Ciliaten den Innenraum des Gehäuses nicht vollständig aus, und dessen hinterster Teil bleibt frei. Der Ciliat ist mit seinem Vorderende am Verschlussmechanismus des Gehäuseeingangs befestigt, so dass beim ausgestreckten, nach Nahrung strudelnden Tier nur die lang gestielte Wimpernscheibe (der Peristomdiskus) aus der Gehäusemündung herausragt. Durch diese ei-

gentümliche Befestigung scheint der Ciliat von der Seite gesehen frei im Gehäuse zu schweben. Die Wimpernschnecke beschreibt am Peristomdiskus etwa einen Umgang, bevor sie in einer steilen Windung in den Mundtrichter zieht. Der hufeisenförmige Makronukleus erscheint in der Seitenansicht und im optischen Schnitt als ovale, granulierte Struktur. Die kontraktile Vakuole befindet sich etwa in der Mitte der Zelle an der dem Gehäuseboden am nächsten gelegenen Stelle. Von oben gesehen ist das Gehäuse birnenförmig (Abb. 2b).

Der Verschlussmechanismus des Gehäuses

Das Gehäuse ist strukturlos, durchsichtig, anfangs transparent und bei älteren Exemplaren gelblich gefärbt. Der Verschlussmechanismus des Gehäuseeingangs besteht aus zwei beweglichen Lippen, die senkrecht zur Sagittalebene

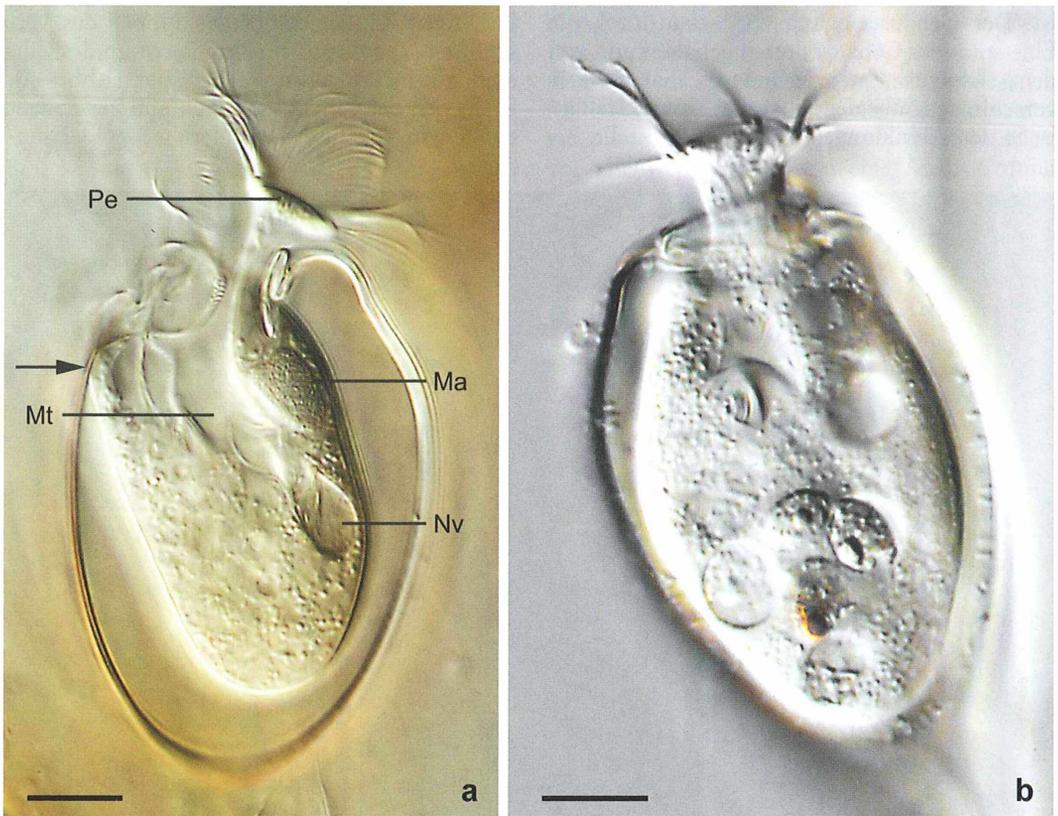


Abb. 2: **a** *L. vaginicola* in Seitenansicht (optischer Sagittalschnitt). Der Pfeil weist auf den Sockel, mit dem der Ciliat im Gehäuse befestigt ist. Ma Makronukleus, Mt Mundtrichter, Nv Nahrungsvakuole, Pe Peristomdiskus. Messbalken 10 µm. **b** *L. vaginicola* von oben gesehen. Messbalken 10 µm.

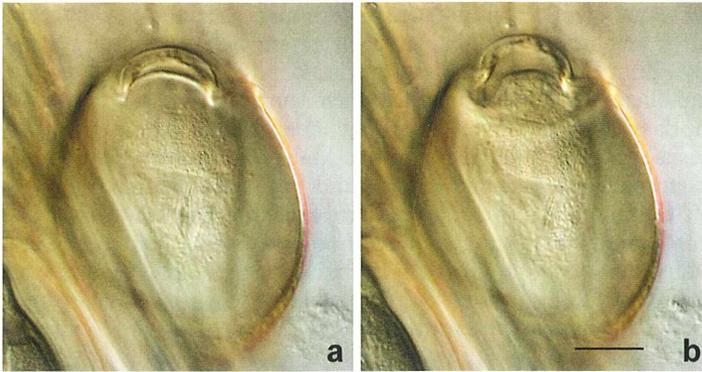


Abb. 3: Gehäuse von *L. vaginicola* in Aufsicht. **a** Mündung geschlossen; **b** Mündung teilweise geöffnet. Messbalken 10 μm .

des Gehäuses angeordnet sind. Vergleicht man den geöffneten mit dem verschlossenen Gehäuseeingang, erkennt man, dass die obere Lippe ihre Form und Lage weit mehr verändert hat als die Unterlippe (Abb. 3).

Betrachtet man leere Gehäuse, so stellt man fest, dass der Gehäuseeingang immer geöffnet ist. Der Gehäuseeingang wird also durch die Elastizität des Gehäuses offen gehalten und von dem sich zusammenziehenden Ciliaten aktiv verschlossen. Wie der Ciliat dies bewerkstelligt, ist in den Abbildungen 4 und 5 dargestellt. Bei

der folgenden Beschreibung muss man sich stets vergegenwärtigen, dass es sich bei den im optischen Schnitt wie Klappen aussehenden freien Enden der Lippen am Eingang des Gehäuses dreidimensional um eine Art Rohr handelt, durch das der Peristomdiskus herausgestreckt wird.

Die freien Ränder der beiden Lippen des Verschlussmechanismus sind am Peristom des Ciliaten in einer Ringfurche befestigt (Abb. 4a). Zieht sich der Ciliat zusammen und verschließt dabei sein Gehäuse, verändert weder der hin-

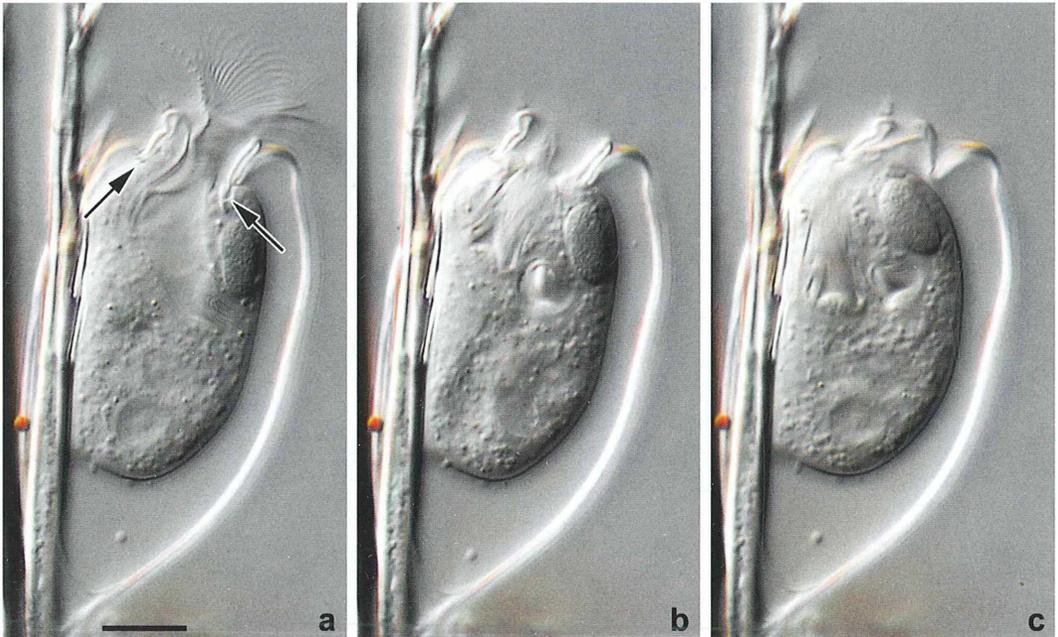


Abb. 4: *L. vaginicola* in Seitenansicht (optischer Sagittalschnitt). **a** Ausgestreckt mit geöffnetem Gehäuse. **b** Kontrahiert mit geöffnetem Gehäuse. **c** Kontrahiert im verschlossenen Gehäuse. Die freien Enden der Lippen des Verschlussmechanismus liegen in der Ringfurche am Peristom des Ciliaten (Pfeile). Messbalken 10 μm .

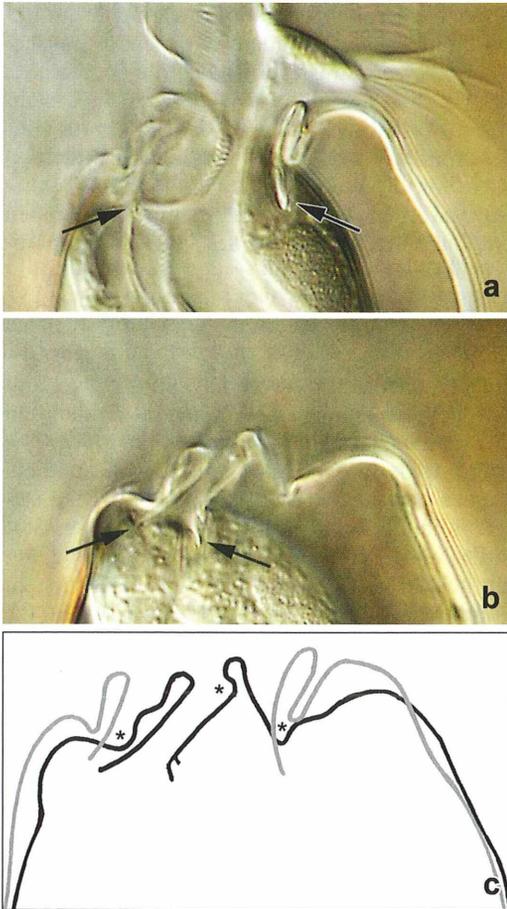


Abb. 5: Verschlussmechanismus der Gehäusemündung bei *L. vaginicola* im optischen Sagittalschnitt. Die Oberseite des Gehäuses ist im Bild rechts. **a** Geöffnete, **b** fast vollständig geschlossene Gehäusemündung. Die freien Enden der Lippen des Verschlussmechanismus liegen in der Ringfurche am Peristom des Ciliaten (Pfeile). **c** Überlagerung der Vorderenden eines fast vollständig geschlossenen (schwarz) mit einem geöffneten Gehäuse (grau). Der Ciliat ist der besseren Übersichtlichkeit halber weggelassen worden. Die flexiblen Bereiche des Gehäuses, die beim Verschließen der Gehäusemündung wie ein Scharnier funktionieren, sind jeweils mit einem Stern gekennzeichnet.

tere Teil des Gehäuses noch der größte Teil des Körpers des Ciliaten – mit Ausnahme des Peristoms (Abb. 4b und c) – seine Form oder Lage. Beim Rückzug ins Gehäuse kontrahiert der Ciliat nur sein Peristom im Bereich der Ringfurche. Dadurch werden die freien Enden der beiden Lippen aufeinander zu gezogen. Die

Unterlippe besitzt dort, wo das Vorderende des Gehäuses maximal eingesenkt ist, eine einzige flexible Zone, die wie ein Scharnier eine begrenzte Drehbewegung der Unterlippe nach oben ermöglicht. Die N-förmige Oberlippe besitzt zusätzlich zu einer flexiblen Zone dort, wo das Vorderende des Gehäuses maximal eingesenkt ist, eine zweite flexible Zone nahe am höchsten Punkt der Oberlippe. Auch hier wirken die beiden flexiblen Zonen wie Scharniere (Abb. 5). Beim Verschließen des Gehäuseeingangs bewegt sich das freie Ende der N-förmigen Oberlippe nach innen und nach vorne, gleichzeitig klappt der äußere Teil der Lippe nach unten. Dadurch bewegt sich auch das erste Drittel der Gehäuseoberseite etwas nach unten. Der kompliziert erscheinende Verschlussmechanismus der Gehäuseöffnung erweist sich somit als eine vergleichsweise einfache mechanische Konstruktion mit drei kleinen, flexiblen, als Scharniere wirkenden Zonen im Bereich der Ober- und Unterlippe als die entscheidenden Konstruktionsmerkmale.

Das Gehäuse mit seinem Verschlussmechanismus dient wahrscheinlich nur in zweiter Linie dazu, *Lagenophrys* vor Feinden zu schützen. Vermutlich ist es im Laufe der Evolution vor allem entstanden, um eine Austrocknung des Ciliaten zu verhindern, wenn sich sein Wirt zeitweise außerhalb des Wassers aufhält (Clamp, 1991).

Vegetative Fortpflanzung

Von Ubisch (1913) beschrieb ausführlich die vegetative Vermehrung und Konjugation der im Süßwasser auf der Wasserassel (*Asellus aquaticus*) lebenden Art *L. platei* und Willis (1942, 1948) die der marinen, auf den Kiemenplatten des Flohkrebsses *Gammarus marinus* lebenden Art *L. tattersalli*. Da sich beide Prozesse bei *Lagenophrys* von denen anderer Ciliaten durch einige Besonderheiten unterscheiden, sollen sie hier kurz beschrieben werden, obwohl sie vom Verfasser nur zum Teil beobachtet werden konnten. Die Beschreibung folgt dabei im Wesentlichen den Ausführungen von Willis (1942, 1948).

Die vegetative Vermehrung erfolgt, wie bei allen peritrichen Ciliaten, durch einen Schwärmer (Telotroch). Die für die Bildung eines Schwärmers erforderliche Zellteilung, die bei *Lagenophrys* als *first type division* (1. Teilungstyp) bezeichnet wird, erfolgt nicht durch die für

peritriche Ciliaten charakteristische Längsteilung, sondern durch eine Schrägeilung, welche das Peristom des Muttertieres mit einschließt. Der so entstehende Schwärmer, der von oben gesehen immer an der linken Seite des Muttertieres gebildet wird, ist etwas kleiner als dieses. Der Teil des Peristoms, das der Schwärmer bekommen hat, verformt und verlagert sich und entwickelt sich auf der Unterseite des Schwärmers zu einem ringförmigen Ciliengürtel. Der Ciliengürtel umschließt eine Einwölbung des Cytoplasmas und bildet zusammen mit dem Cytoplasma der Bauchseite einen Haftapparat, der später der Anheftung an einem Wirt dient. Nachdem sich der Schwärmer um 180° gedreht hat, wandert er aus dem Gehäuse aus. Dazu muss er sich durch den Verschlussapparat des Gehäuses zwängen und dabei einen Teil des Peristomkragens des Muttertieres von dem Verschlussapparat ablösen. Nachdem der Schwärmer das Gehäuse des Muttertieres verlassen hat, bewegt er sich über die Oberfläche des Wirtes fort. Dabei sorgt der Haftapparat dafür, dass der Schwärmer nicht den Kontakt zum Wirt verliert und in das freie Wasser gerät. An einer geeigneten Stelle setzt sich der Schwärmer mit Hilfe seines Haftapparates auf dem Wirt fest und scheidet einen Teil der Unterseite des neuen Gehäuses aus. Dann bläht sich die Einwölbung des Haftapparates auf und vergrößert den Schwärmer so lange,

bis er die Größe des zukünftigen Gehäuses angenommen hat. Nachdem das Gehäuse ausgeschieden worden ist, bildet sich die aufgeblähte Einwölbung des Haftapparates zurück. Gleichzeitig werden die Cilien des Haftapparates eingeschmolzen, und die Cilienanlage wandert in Richtung des zukünftigen Peristoms. Abschließend werden das neue Peristom, die Lippen und das kurze Innenrohr des Verschlussapparates gebildet.

Konjugation

Bei der Konjugation von *Lagenophrys* vereinigen sich zwei ungleiche Gameten, nämlich ein großer unbeweglicher Makrokonjugant, der wie ein normaler vegetativer Ciliat aussieht, und ein kleiner beweglicher Mikrokonjugant. Bei Letzterem handelt es sich um ein spezialisiertes Stadium, das durch Teilung eines Protokonjuganten gebildet wird. Der Protokonjugant entsteht durch eine Teilung des vegetativen Ciliaten, die etwas anders als bei der Schwärmerbildung verläuft, und ist nur etwa ein Viertel bis ein Sechstel so groß wie das Muttertier (Abb. 6a). Er teilt sich nach kurzer Zeit, so dass zwei Mikrokonjuganten entstehen. Diese nehmen eine längliche Gestalt an, bilden an ihren Vorderenden einen ringförmigen Ciliengürtel und verbleiben noch einige Zeit, unter Umständen mehrere Tage, im Gehäuse des Muttertieres (Abb. 6b und c).

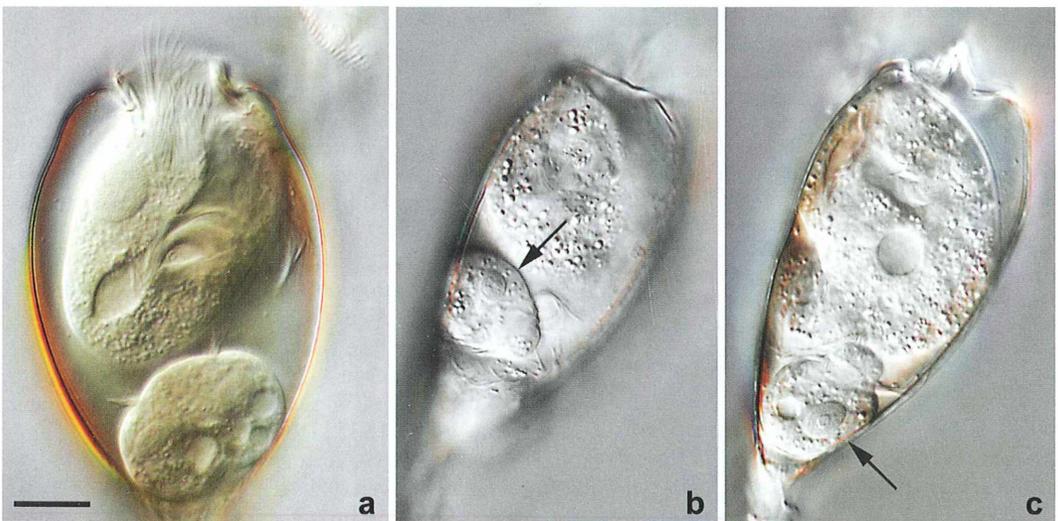


Abb. 6: Konjugation. **a** Muttertier (oben) und Protokonjugant (unten) von *L. vaginicola*. Messbalken 10 µm. **b** und **c** Mikrokonjuganten von *L. vaginicola*. Um beide Mikrokonjuganten (Pfeile) abzubilden, waren zwei Fokusebenen erforderlich. Messbalken 10 µm.

Für den weiteren Verlauf der Konjugation werden zwei Varianten diskutiert. Entweder verlassen die Mikrokonjuganten das Gehäuse des Muttertiers, schwimmen zum Gehäuse eines Makrokonjuganten und dringen in dieses ein. Dabei ist unklar, wie die Mikrokonjuganten in der unmittelbaren Nähe ihres hoch mobilen Wirtes verbleiben können, da sie, anders als die Schwärmer, nicht für eine Fortbewegung auf Oberflächen angepasst sind, sondern im freien Wasser schwimmend einen Makrokonjuganten erreichen müssen. Alternativ verbleiben beide Mikrokonjuganten im Gehäuse des Muttertiers. Einer der beiden wird zu einem funktionalen Mikrokonjuganten und konjugiert mit dem als Makrokonjuganten fungierenden Muttertier (automiktische Konjugation oder Automixis), der andere stirbt ab.

Im weiteren Verlauf der Konjugation heftet sich ein Mikrokonjugant mit seinem Vorderende an der linken Seite des Makrokonjuganten an und verwächst mit diesem, wobei es zum Austausch des genetischen Materials kommt. Der Mikrokonjugant wird anschließend vom Makrokonjuganten völlig absorbiert.

Weitere Anpassungen an das Leben auf Ruderfußkrebsen

Das Leben als Ektokommensale auf dem Chitinpanzer von Ruderfußkrebsen erfordert noch weitere spezielle Anpassungen, die gewährleisten, dass erstens neue Wirte besiedelt werden können, und zweitens bei den regelmäßig stattfindenden Häutungen des Wirtes die Ciliaten nicht auf dem abgestreiften Exoskelett zurückbleiben müssen. Beide Vorgänge, die der Verfasser bisher bei *L. vaginicola* nicht selbst beobachten konnte, wurden von Willis (1948) für *L. tattersalli* detailliert beschrieben und werden im Folgenden kurz zusammengefasst.

Die Schwärmer sind an eine Fortbewegung über Oberflächen angepasst und bewegen sich selten oder nie im Freiwasserbereich. Die Erstinfektion eines Wirtes muss deshalb schon während seiner Brutperiode erfolgen. Einige Schwärmer wandern dazu in die während der Brutperiode von den weiblichen Ruderfußkrebsen gebildeten Brutbeutel. Wenn dort schon junge Ruderfußkrebse aus den Eiern geschlüpft sind, werden diese besiedelt.

Wenn sich der Wirt zu häuten beginnt, reagiert *Lagenophrys* mit einer speziellen Art von Zellteilung, der so genannten *second type division*

(2. Teilungstyp). Durch zwei unmittelbar aufeinander folgende Teilungen, die nicht von einer Phase des Wachstums unterbrochen sind, entstehen im Gehäuse zwei Schwärmer und ein nicht lebensfähiger Zytoplasmarest. Beide Schwärmer verlassen während der Häutung des Wirtes das Gehäuse und bewegen sich so lange über die Oberfläche des Wirtes, bis sie durch während der Häutung entstehende Risse im alten Exoskelett einen Zugang zum neuen Exoskelett finden. Während der Häutung gelingt es immerhin 50 bis 70 % der Schwärmer, sich auf dem neuen Exoskelett anzusiedeln (Willis, 1948). Diese *second type division* kommt in der Familie Lagenophryidae ausschließlich bei der Gattung *Lagenophrys* vor und ist vermutlich für den Erfolg dieser Gattung, bezogen auf die Anzahl und die Diversität der Arten, verantwortlich, weil sie den Vorteil hat, dass während der Häutung des Wirtes eine besonders große Zahl von Schwärmern zur Wiederinfektion gebildet wird (Clamp, 1991). Angaben darüber, wie oder woran die Ciliaten merken, dass ihr Wirt sich zu häuten beginnt, hat der Verfasser in der ihm zugänglichen Literatur nicht gefunden.

Literaturhinweise

- Agatha, S.: A light and scanning electron microscopic study of the closing apparatus in tintinnid ciliates (Ciliophora, Spirotricha, Tintinnina): A forgotten synapomorphy. *J. Eukaryot. Microbiol.* 57, 297–307 (2010).
- Clamp, J. C.: Revision of the family Lagenophryidae Bütschli, 1889 and description of the family Usconophryidae n. fam. (Ciliophora, Peritricha). *J. Protozool.* 38, 355–377 (1991).
- Finley, H. E., Bacon, A. L.: The morphology and biology of *Pyxicola nolandi* n. sp. (Ciliata, Peritrichida, Vaginicolidae). *J. Protozool.* 12, 123–131 (1965).
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft 5/92, 256–258 (1992a).
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft 5/92, 273–277 (1992b).
- Snyder, R. A., Brownlee, D. C.: *Nolaculisilic bicornis* n. g., n. sp. (Tintinnina: Tintinnidiidae): A tintinnine ciliate with novel lorica and cell morphology from the Chesapeake Bay Estuary. *J. Protozool.* 38, 583–589 (1991).

Stein, F.: Neue Beiträge zur Kenntnis der Entwicklungsgeschichte und des feineren Baues der Infusionsthiere. Zeitschr. wiss. Zool. 3, 475–509, Tafel XVIII (1851).

von Ubisch, M.: Ein Beitrag zur Kenntnis der Gattung *Lagenophrys*. Arch. Protistenkd. 25, 37–77 (1913).

Willis, A. G.: Studies on *Lagenophrys tattersalli* sp. n. (Ciliata, Peritricha, Vorticellinae). Part I. Structure, asexual reproduction and metamorphosis. Quart. J. Micr. Sci. 83, 171–196 + two plates (1942).

Willis, A. G.: Studies on *Lagenophrys tattersalli* sp. n. (Ciliata, Peritricha, Vorticellinae). Part II. Observations on bionomics, conjugation, and apparent endomyxis. Quart. J. Micr. Sci. 89, 385–400 (1948).

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

Kurze Mitteilung

Erstmals gelungen: Synthetische Herstellung von Spinnenseide in großtechnischem Maßstab

Die Natur hat über Jahrtausende verschiedene einzigartige Materialien hervorgebracht, die synthetisch hergestellte Werkstoffe in vielerlei Hinsicht übertreffen. Ein herausragendes Beispiel ist Spinnenseide. Derartige Seidenfäden weisen eine extreme Festigkeit verbunden mit hoher Dehnbarkeit auf. Die Kombination dieser mechanischen Eigenschaften ist in herkömmlichen Fasern bisher unerreicht. So kann natürliche Spinnenseide mehr als dreimal so viel Energie aufnehmen wie beispielsweise die seit langem verfügbaren Kunstfasern Kevlar oder Nylon, bevor sie reißt. Zusätzlich zu den herausragenden mechanischen Eigenschaften ist Spinnenseide hypoallergen, nachhaltig herstellbar und recyclebar. Sie löst keine Immunreaktion aus und hat seidigen Glanz sowie eine angenehme Haptik (Art und Weise, wie sich etwas anfühlt).

Spinnenseide ist somit ein faszinierendes Naturprodukt. Forscher und Unternehmen haben dies seit vielen Jahren erkannt, aber bisher erfolglos versucht, das Material technisch herzustellen, um es für neue Produkte zu verwenden. Erstmals ist es nun der in München ansässigen Firma AMSilk gelungen, eine einzigartige Faser aus rekombinant hergestellter Spinnenseide zu entwickeln, die sie Biosteel® nennt. Die hierfür verwendete Spinnenseide wird nicht durch lebende Tiere, sondern mit Hilfe eines eigens entwickelten Verfahrens des Unternehmens hergestellt. Hierbei wird durch den Einsatz biotechnologischer Methoden das zunächst pulverförmige Rohmaterial in guter Qualität und in großer Menge hergestellt (Abb. 1a), viel mehr als je allein durch Zucht von Spinnen unter vertretbarem Aufwand möglich wäre.

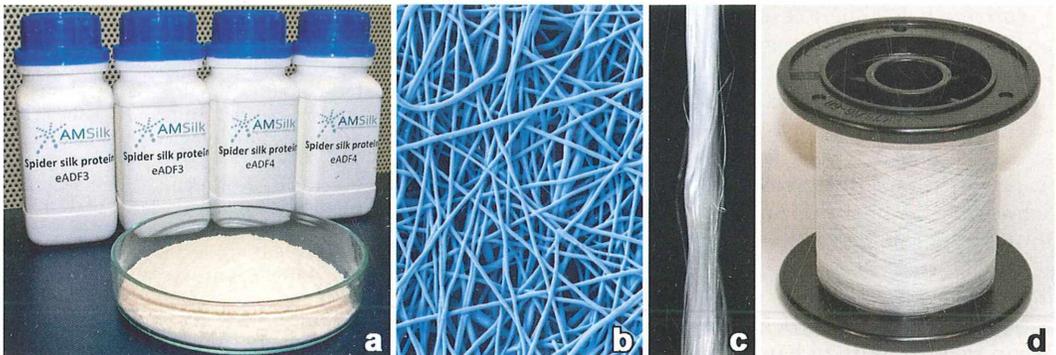


Abb. 1: Aus dem pulvrigen Grundmaterial (a) können beispielsweise fädige Strukturen geformt werden (b), welche man dann zu Fasern verspinnen kann (c und d) (Fotos: AMSilk, München).

Die aus dem Pulver geformte Faser (Abb. 1b–d) ist grundsätzlich mit herkömmlicher Insektenseide, wie sie seit Jahrtausenden verwendet wird, vergleichbar. Sie fühlt sich weich an, glänzt wie Seide, kann Wasser aufnehmen und ist reinweiß. Sie ist hautfreundlich und kann wie normale Seide verarbeitet und gefärbt werden. Sie ist somit für den sofortigen Einsatz in etablierten textilverarbeitenden Betrieben geeignet.

Die Vorteile der Spinnseide gegenüber herkömmlicher Seide liegen vor allem in den mechanischen Eigenschaften und der außergewöhnlichen Biokompatibilität. Das Material wurde bereits in mehreren Studien getestet und eignet sich insbesondere für Anwendungen in der Medizintechnik, zum Beispiel als Nahtmaterial in der alltäglichen chirurgischen Praxis.

Mechanisch ist das neue Material vielen synthetischen Materialien überlegen. So benötigt man mehr Energie, um die neue Faser zum Reißen zu bringen als beispielsweise bei Produkten wie Kevlar- oder Carbonfasern. Wie herkömmliche synthetische Fasern kann Biosteel als Mono- (Abb. 1b) oder Multifilament (Abb. 1c) endlos hergestellt werden, was als ein weiterer Vorteil gegenüber Insektenseide und anderen Naturfasern zu werten ist. Durch die Minimierung

von Schwachstellen in der Seidenfaser wird die Verarbeitbarkeit signifikant verbessert.

AMSilk ist es heute möglich, die einzigartigen Eigenschaften von Spinnseiden-Proteinen gezielt den Bedürfnissen der Verbraucher anzupassen. Die wichtigsten Anwendungen des neuen Materials sind Beschichtungen, Vliesstoffe, Schäume und Gele sowie Fasern, Garne und Stoffe.

AMSilks erste Spinnseidenproteine wurden von Prof. Dr. Thomas Scheibel an der Technischen Universität München entwickelt. Eine lange Vorbereitung in der Gründungsphase resultierte in einer reifen Technologiebasis für das neue Unternehmen. Damit gelang es schon zum Unternehmensstart, MIG Fonds einzuwerben und Privatinvestoren für AMSilk zu gewinnen. Das Unternehmen kooperiert weiterhin eng mit Prof. T. Scheibel, der inzwischen den Lehrstuhl für Biomaterialien an der Universität Bayreuth leitet, sowie mit weiteren führenden deutschen Universitäten und Industriepartnern.

Weitere Informationen finden sich unter www.amsilk.com

Redaktion MIKROKOSMOS

Buchbesprechung

**Ortlepp, B.:
Schönheit & Abstraktion.
Kunst im Verborgenen.**
Verlag Bernhard Ortlepp,
Köln 2012, 140 Seiten,
ca. 140 Farbbilder, Paperback,
€ 49,90,
ISBN 978-3-00-038807-1.

Dieser Kunstbildband ist auf recht ungewöhnliche Weise entstanden. Der Künstler und Verleger ist von Berufswegen eigentlich Wissenschaftler und hat lange Jahre unterschiedliche Aufgaben als Physiker wahrgenommen. Über seine weitergehende Beschäftigung mit Fotografie, fraktalen Strukturen, Malerei und digitaler Bildbearbeitung gelang es ihm letztendlich, sein künstlerisches Faible mit der Wissenschaft zu



verbinden. Dreidimensional wirkende Schwarzweiß-Aufnahmen von Pflanzenteilen, die er mit seinem eigenen Rasterelektronen-

mikroskop aufgenommen hat, verfremdete Herr Ortlepp am Computer zu modernen Kunstwerken. Losgelöst vom wissenschaftlichen Aussagewert seiner Bilder bearbeitete er die Strukturen und erfüllte sie im wahrsten Sinne des Wortes mit Farben. Die Farben haben es dem Künstler besonders angetan. Selten zart und bedeckt, sondern meist kraftvoll – fast schon aufdringlich – dominieren die Farben über die ursprünglichen Strukturen. Statt korrekt darstellender Wissenschaft möchte der Autor, wie er selbst schreibt, seinen Werken Gefühle mitgeben. Machen Sie sich selbst einen Eindruck und lassen die Bilder auf sich wirken.

Renate Radek, Berlin

Moose, Tiere, Sensationen – Vom Leben in den Pflasterritzen

Erich Lühje

Der Biotop Pflasterritze zählt auf den ersten Blick wahrlich nicht zu den Attraktionen unserer Umwelt. Dass sich auch hier – gleichsam auf Schmalfilmbreite – eine regelrechte Lebensgemeinschaft etabliert haben soll, mutet erstaunlich an. Also lohnt dieses Revier des Mikrokosmos eine nähere Untersuchung.

Bürgersteige und gepflasterte Straßen gibt es mittlerweile wohl überall auf der Welt, und eine bislang ständig wachsende Bevölkerung garantiert die regelmäßige, charakteristische Belastung der hier angesiedelten Pflanzen – nämlich durch Vertritt.

Fugenflora – Klein und unscheinbar

Pflasterritzengesellschaft nennt die Fachsprache ihr unerschrockenes Arten-Ensemble. Pflanzensoziologen verstehen darunter eine niedrige, lockere, artenarme, trittfeste Gesellschaft, die überall sehr häufig ist und als gute Assoziation anerkannt wird, weil sie in auseinander liegenden Gegenden in annähernd gleicher Zusammensetzung wiederkehrt. Man erkennt sie verhältnismäßig leicht. Diese Mastkraut-Silbermoos-Trittgesellschaft besteht aus Moosen und einzelnen kümmernden Kräutern. Wir begegnen ihr zwischen den Straßenpflastersteinen oder auf Aschen- und Schlackenwegen – aber kaum jemand hat sie beachtet (Runge, 1986).

Die wenigen Blütenpflanzen des Sagino procumbentis – Bryetum argentei (so das Wortungetüm der Fachsprache für diese Vertrittgesellschaft) sollen im Folgenden außer Betracht bleiben. Das namengebende Mastkraut (*Sagina procumbens*) sowie die häufigen Trittpflanzen Vogelknöterich (*Polygonum aviculare*) und Strahllose Kamille (*Matricaria discoidea*) standen bereits in früheren Aufsätzen im Zentrum des Interesses (Lühje, 1992 und 2005). Dafür wenden wir jetzt dem kurzen Rasen der Moose in den Pflasterfugen sowie einigen seiner Bewohner unsere Aufmerksamkeit zu.

Moose – Überlebenskünstler vor der Haustür

Bei der Materialsammlung habe ich mich auf mein Grundstück sowie das engere Umfeld beschränkt (Bestimmung und Zeichnungen Hans Brogmus). Wer einmal in seiner unmittelbaren Umgebung nach Pflasterritzenmoosen sucht, wird diese Arten wahrscheinlich wiederfinden. Oftmals freilich steht der Sporophyt mit seiner Kapsel als Bestimmungshilfe nicht zur Verfügung: Unter dem Stressfaktor Vertritt unterbleiben die sexuelle Vermehrung und damit seine Ausbildung zumeist. Ein Wermutstropfen im Lebensglück dieser Moose? *Der Wegfall der Sexualität bietet hier offenbar nur Vorteile, denn erstens können so auch trockenere Standorte be-*

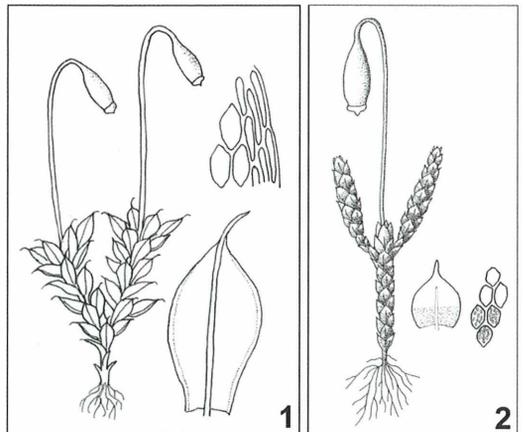


Abb. 1: *Bryum capillare*, Blattlänge 2 mm, Höhe mit Sporogon 3 cm. – **Abb. 2:** *B. argenteum*, Blattlänge 1–1,3 mm, Höhe mit Sporogon 10 mm; obere Blatthälfte silbrig-reflektierend.

siedelt werden, und zweitens nützt Sexualität allein wenig, wenn damit keine Neukombination genetischer Information verbunden ist. Denn die Nähe der Geschlechtsorgane auf einhäusigen Arten und selbst in zweihäusigen Beständen – so die Erläuterung für das Vorstehende – läßt praktisch nur eine zur Inzucht führende Selbstbefruchtung zu (von Sengbusch, 1988).

An den zwei *Bryum*-Arten meiner kleinen Kollektion sind – stellvertretend für andere xerophytische Moosarten – Einrichtungen zur Minderung der Sonneneinstrahlung dargestellt: Glashaare an der Blattspitze (*B. capillare*, Abb. 1; ähnlich *B. caespiticium*, vgl. Abb. 5 und 6) oder eine chlorophyllfreie, also silbrig-reflektierende Blatt-Oberhälfte (*B. argenteum*, Abb. 2). Darin erkennen wir eine wichtige Eigenschaft für das Überleben im temporär wüstenartig trocken-

heißen Kleinklima auf den Platten- und Pflasterwegen.

Alle vorgestellten Vertreter bilden in den Fugen kurze Rasen – eine weitere Überlebenshilfe. Entgehen sie damit – wie in einem Schützen-graben – der Feindeinwirkung unserer Füße? Folgender Passus scheint dies nahezu legen: *Trittvermeidung ist vor allem durch Kleinwüchsigkeit gegeben, die Schutz vor Tritt z. B. in Ritzen und Fugen ermöglicht* (Gerhardt-Dirksen et al., 2010).

Ich schaute mir Einzelblätter an (in Safranin gefärbt) und fand durchaus am Standort erlittene Verletzungen (Abb. 4). Man deutet den Schutz durch Kleinwüchsigkeit wohl treffender dahingehend, daß der kurze Moosrasen in Fugen und Ritzen nicht das ganze Gewicht des Fußgängers ertragen muss.

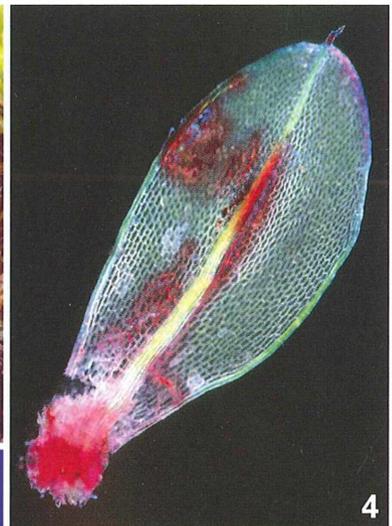
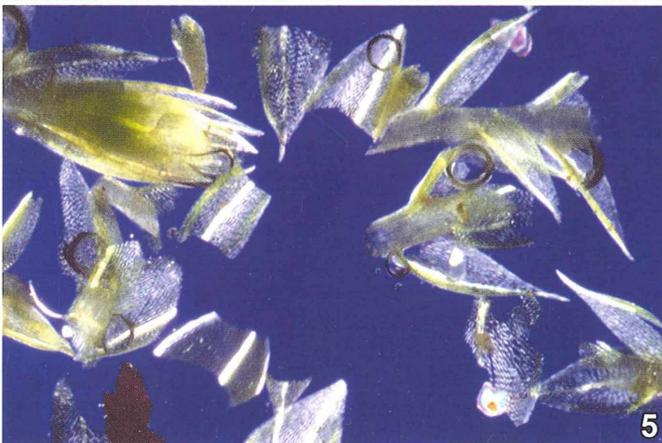


Abb. 3: Fugen-Moospolster (*Barbula convoluta*) von der Seite; Vergr. 20fach. – **Abb. 4:** *Bryum*-Blättchen mit Verletzungsstellen; Safranin-Färbung, Vergr. 40fach. – **Abb. 5:** Kleingeschnittenes Moos (*B. caespiticium*), Vergr. 30fach. – **Abb. 6:** Regenerierende Moosfragmente (*B. caespiticium*), Vergr. 5fach.

Vorteilhafte Schadensregelung

Ohne Verluste geht es indes nicht ab – und das durchaus zum Vorteil der Moose. Im Klimax-Stadium des Fugenbewuchses ragen die Spitzen der Pflänzchen über die Platten hinaus. Der seitliche Anschnitt einer Fugenleiste zeigt, dass die Moose ein Polster bilden und so die Trittbelastung weich abfedern können (Abb. 3). Zugleich stellt ihr dichter Miniwald ein schwammartiges Wasserreservoir dar – ein Vorteil am Standort Bürgersteig, von dem das Niederschlagswasser schnell abfließt. Werden kleine Teile der Pflänzchen abgerissen, fördert dies die Ausbreitung der Moose. Wie selbst winzige Moosfragmente sich zu ganzen Pflänzchen regenerieren, verfolgte ich an möglichst kleingeschnittenen Moosstückchen (Abb. 5 und 6). Ebenso streifen unsere Füße die Brutkörper der Moose ab und tragen sie weiter. Solche vegetativen Vermehrungseinrichtungen sind für *Pohlia bulbifera* (Abb. 7) und *Barbula rigidula* (Abb. 8) dargestellt. Aus der Gattung *Barbula* wächst als zweite Art auch *B. convoluta* vor meiner Haustür (Abb. 9).

Bei *Orthotrichum anomalum* (Abb. 10) dokumentierte ich Austrocknung und Wiedervernäsung fotografisch, um diese weitere Überlebensstrategie (Anabiose) vieler Moose in Vorträgen vorstellen zu können. Als besonderen Blickfang erzeugte ich überdies eine blaue Varietät (Abb. 11) durch Bleichung des Pflänzchens in Klorix und Färbung mit Astrablau-Safranin. Der Effekt beim Publikum bleibt nicht aus.

Neuland aus Sand und Haaren

Wiederholt habe ich mit einem Messer Moosbewuchs mit anhaftendem Boden aus den Pflasterfugen gekratzt und die Erdleisten unter der Stereolupe angeschaut. Dabei wurde ersichtlich, was Moose für die Bodenbildung an ihrem Pionierstandort – etwa einer frischgefertigten Pflasterfuge aus reinem Kies (= Sand) – leisten. Häufig finden sich nämlich Sandkörner zwischen den Pflänzchen, welche vom Wind dorthin geweht wurden. So können sich Fugenmoose in ungestörten Randbereichen der Bürgersteige zu satten Polstern entwickeln und über die Pflasterritzen hinaus ausbreiten – Landgewinnung im Kleinen (Abb. 12).

Weiterhin gehören Haare zum Wind-Fang der Fugenmoose; ich deutete sie in der Mehrzahl als Grannenhaare von Hunden (Abb. 13). Ihre allmähliche Zersetzung durch Bodenorganismen erschließt den Fugenpflanzen eine Stickstoffquelle am ursprünglich wohl sehr nährstoffarmen Standort. Weitere Stickstoffeinträge – nicht zuletzt anrühige Zutaten der Hunde – erhöhen den Nährstoffgehalt im Boden der Pflasterfugen.

Bryums Tierleben

Die Tierwelt der bemoosten Fugen erwies sich nicht eben als üppig, aber die festgestellten Arten ergänzen sich funktional durchaus zu einer Biozönose. Die Moose (und andere Fugenpflanzen) bilden als Produzenten deren Grundlage. Enchytraeen vertreten Typus und Rolle

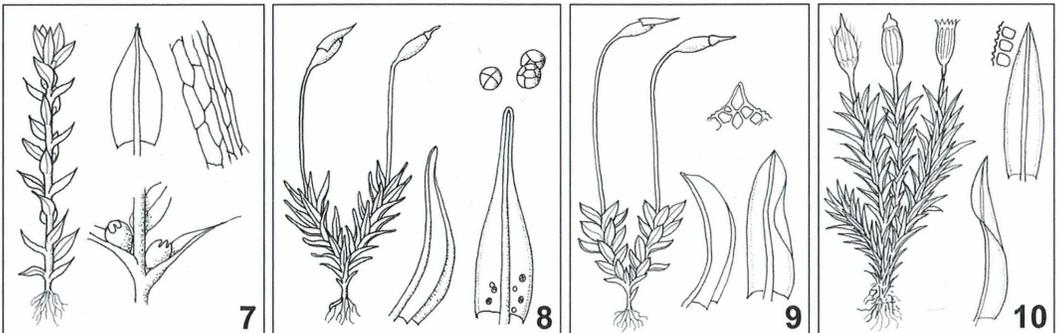


Abb. 7: *Pohlia bulbifera* mit Brutkörpern (Bulbillen, 0,25 mm); Pflanze 5 mm lang. – **Abb. 8:** *Barbula rigidula* mit Brutkörpern. – **Abb. 9:** *B. convoluta*, Blattlänge 1 mm, Pflanze ohne Sporogon 1 cm, mit Sporogon 2,5 cm. – **Abb. 10:** *Orthotrichum anomalum*, Länge 15 mm, Blattlänge 3 mm, Detail 10fach.

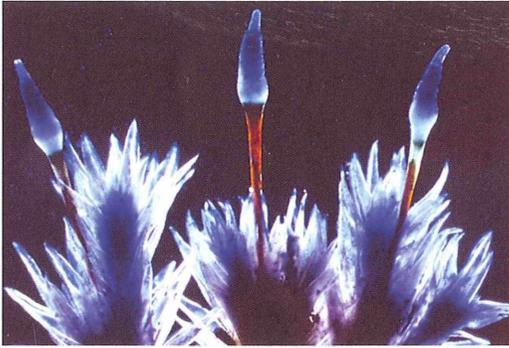


Abb. 11: *Orthotrichum anomalum*, nach Klorix-Bleichung in Astrablau-Safranin gefärbt; Vergr. 7fach.

des Regenwurmes: Aufnahme sich zersetzender Pflanzenteile und Vermischung mit Mineralien (Schaller, 1962). Damit wirken sie am Elementarprozess der Humusbildung entscheidend mit.

Ich färbte ganze Fugenleisten in Astrablau oder Methylenblau und erhielt blaue Enchytraeen (Abb. 14). Diese Vitalfärbung ließ zahllose Schleimdrüsen hervortreten, welche den Würmchen das Gleiten in ihrem Substrat erleichtern (Abb. 15). Zugleich wurde der Darm besser sichtbar; selbst die Kotabgabe war im Mikroskop zu verfolgen (Abb. 16).

Milben (Abb. 17) wiesen sich durch ihren grünen Darminhalt als Primärkonsumenten aus; welche Pflanzen ihnen als Nahrung dienen, muss ich offen lassen, denn *Moos mögen nur wenige*, bemerkt Schaller (1962) zu den *Freßgewohnheiten der Vegetarier*.

Bodenlebende Zuckmückenlarven hatten hingegen Erde gefressen – mineralische Bestandteile vermischt mit *Teile(n) von pflanzlichem Gewebe und organogenem Detritus* (Brauns, 1970; Abb. 18 und 19). Folgende Angaben deuten auf die Art *Bryophaenocladus muscicola* (*muscicola* (lat.) Moosbewohner): Wohnbereiche der terrestrischen Larven sind trockene Moospolster, also Ritzen im Straßenpflaster. Als Nahrung dienen organische Teilchen verschiedenster Art, untermischt mit Sandkörnern.

Fast eine ägyptische Plage

Gelegentlich fielen mir gläsern-durchscheinende Maden im Substrat auf, denen ich auch ein zartes Gespinst im Moosrasen zuordnete.

Als aus den Proben nach geraumer Zeit zarte Dipteren hervorkamen (Abb. 20), bestimmte ich sie als Trauermücken (Lycoriidae = Sciariidae). Ich sandte eine madige Fugenerdleiste an Hans Brogmus. Er zeichnete die Larven und bot ihnen auch ein kleines Stückchen Käse an – sie machten sich gerne darüber her (Abb. 21). Man erkennt die Kopfkapsel (eu-cephale, schlanke Larven nach Jacobs und Renner, 1974) und liest bei denselben Autoren, dass sie unter anderem im Boden vor allem zerfallende Pflanzenteile verzehren (Zersetzer), zuweilen unter dem Schutz einer schleimigen Gespinstschicht. Als solche kann ich das schütterte Fadengerüst zwar nicht bezeichnen, doch zielt die Angabe immerhin in diese Richtung. Die Segmentgrenzen treten an den nahezu durchsichtigen Larven nicht ganz so pädagogisch deutlich hervor, wie sie Hans Brogmus dargestellt hat, sind aber klar zu erkennen und zu zählen. Im Laufe der Beobachtungen fand ich auch Puppen der Trauermücken (Abb. 22).

Recherchen im Internet ergaben, dass Trauermücken bisweilen als wenig geschätzte Bewoh-

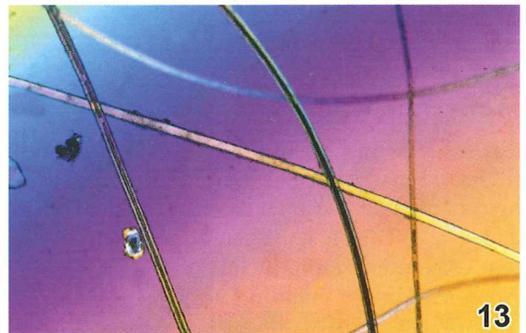
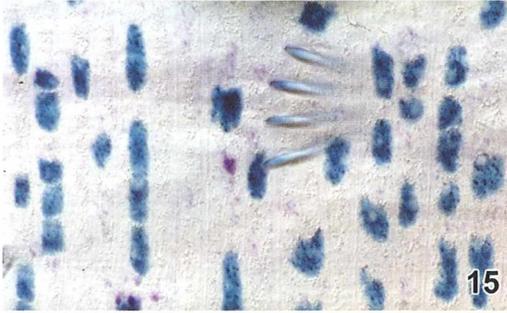


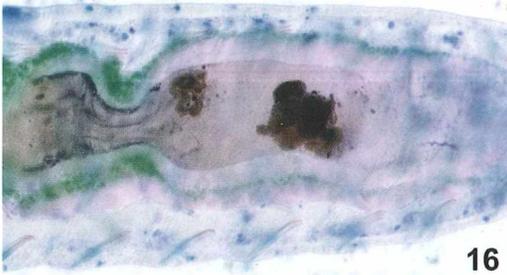
Abb. 12: Fugenmoos (*Barbula rigidula*) als Sandfänger, Vergr. 10fach. – **Abb. 13:** Haare, von einem Fugen-Moospolster abgesammelt, Vergr. 22fach.



14



15



16

Abb. 14: Enchytraee nach Methylenblau-Färbung der Fugenerde (mit Mastkraut, *Sagina procumbens*), Vergr. 10fach. –

Abb. 15: Schleimdrüsen (blau) und Borsten einer vitalgefärbten *Enchytraee*; Vergr. 240fach. –

Abb. 16: Vitalgefärbte *Enchytraee*, Enddarm mit Kot, Vergr. 120fach.

ner in Blumentöpfen und Gewächshäusern auftreten. Eine Betroffene äußerte sich geradezu hysterisch über diese Plage – wie gut hatten es dagegen doch die winzigen Reisenden bei ihrem Gastaufenthalt in Bielefeld.

Auch ich konnte mich in Langmut üben, denn nach dem Umtopfen einiger Gewächse im Sommer zeigten sich die winzigen Mücken zur Weihnachtszeit 2012 ebenfalls in unserem Wohnzimmer.

Springschwänze im Schleudergang

Ein Einzelfall blieb bislang der Fund einer kleinen Schmetterlingslarve im Moorsrasen (Pflanzenfresser), kaum häufiger die Funde von Rädertierchen und freilebenden Fadenwürmern (unter anderem Bakterienfresser). Als Räuber war eine kleine Käferlarve mit rötlich schimmerndem Darminhalt einzustufen.

Wiederholt zeigten sich die im Boden allgegenwärtigen Springschwänze, aber auch nur in kleiner Zahl. Ich steckte daher einige Erdleisten aus den Fugen in ein Glas mit Wasser, verschloß es und schüttelte den Inhalt kräftig durch. Nach diesem Schleudergang kam an der Oberfläche des grautrüben Wassers einiges zutage – Moosfragmente, Brutkörperchen und Springschwänze. Wegen ihrer wasserabweisenden Oberfläche konnten sie, einmal aufgetaucht, auf dem Wasser krabbeln. Freilich kamen auch auf diese Weise keine nennenswerten Zahlen zustande. In der Biozönose Fugenerde stellen Springschwänze Zersetzer dar; im übrigen ist die Ernährung der zahlreichen Arten sehr vielseitig.

Die angekündigte Sensation

Im Januar 2012 fotografierte ich eine Chironomidenlarve aus dem Erdmaterial der Fugen. Das Präparat (Wassereinbettung) ließ ich dann bis zum nächsten Tag neben dem Mikroskop liegen. Bei der erneuten Untersuchung traute ich zunächst meinen Augen nicht: Aus dem Kopfbereich der Zuckmückenlarve ragte ein langer, schlängelnder Wurm (Abb. 23). Einmal aufmerksam geworden, konnte ich seinen Körper nebst einem zweiten Insassen auch im Larveninneren sehen, wo mir ihre Leiber wie die Rohre eines Kühlsystems vorkamen. Das Ganze sah geradezu etwas unheimlich-reißerisch aus und konnte mit polarisiertem Licht auch angemessen verfremdet fotografiert werden. Ich nahm an, dass es sich um einen parasitischen Fadenwurm handelte, und fand in Stresemanns Exkursionsfauna bestätigende Hinweise:

Würmer der (Nematoden-) Überfamilie Mermithoidea leben als Erwachsene und I. Larven frei in der Erde oder im Süßwasser; die II. Larven in Insekten und deren Larven. Von *Mermis nigrescens* ist bekannt, dass geschlüpfte Larven sich vom Fettkörper des befallenen Insekts ernähren und sich danach im Boden weiterentwickeln (Stresemann, 1992). Hoch erfreut war

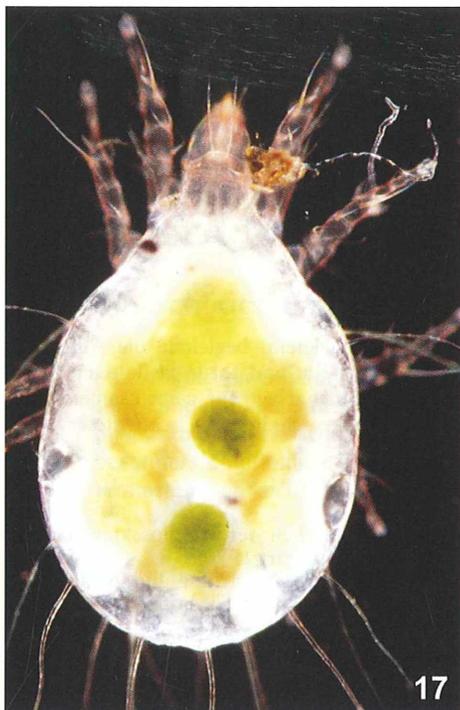


Abb. 17: Bodenmilbe aus Fugenmoos mit pflanzlicher Nahrung im Darm; Vergr. 110fach. – **Abb. 18:** Larve einer Zuckmücke aus Fugenerde, Vergr. 45fach. – **Abb. 19:** Darm einer bodenlebenden Zuckmückenlarve mit Inhalt, Vergr. 180fach.

ich über zwei Mitteilungen in älteren MIKRO-KOSMOS-Bänden, welche den Bezug zum Wirt Zuckmückenlarve herstellten: Im 34. Jahrgang zeigt G. v. Frankenberg eine Aufnahme der Roten Mückenlarve (*Chironomus*), die von *Paramermis* befallen ist, und warnt vor diesem Fadenwurm: *Er bohrt sich nämlich, wenn er*

mit der Mückenlarve zusammen verschluckt und nicht zerbissen wird, nicht selten einen Weg durch die Magen- und Körperwand des Fisches (v. Frankenberg, 1941). Noch schauriger, weil näher an meiner Beobachtung, wirkte auf mich die Beschreibung von *Paramermis contorta*, einem Feind der „roten“ Mückenlarve im

Abb. 20: Trauermücke aus Fugenerde, Vergr. 155fach. –

Abb. 21: Trauermücken-Larven auf einem Streifen Fugenerde (mit Mastkraut und Silbermoos), an einem Stückchen Käse fressend; unten einige Kothäufchen. Kreisdurchmesser 10 mm. –

Abb. 22: Trauermücken-Puppe aus Fugenerde, Vergr. 170fach.





Abb. 23: Zuckmückenlarve mit parasitischem Fadenwurm, aus Fugenerde, Vergr. ca. 50fach.

23. Jahrgang: *Die Würmer sind im Inneren der durchsichtigen Mückenlarven meist leicht zu erkennen (...), da es größere Tiere sind, die ihre Wirte an Körperlänge drei- bis vierfach übertreffen können. Sie liegen daher in scharf abgebogenen Windungen in der Mückenleibhöhle. Ab und zu sieht man sie trotzdem schlangenartig innerhalb des Wirtes sich fortbewegen. Trotz dieses enormen Fremdkörpers erscheint die Mückenlarve zunächst gesund und bewegt sich lebhaft. Das Austreten der Parasiten kann gewaltsam geschehen. Ich sah in einem Fall, in dem zwei Würmer eine einzige Larve bewohnten, daß bei der Auswanderung der Kopf der Larve einfach abgerissen wurde. In der Regel aber verursacht das Austreten des Wurmes gar keine sichtliche Verletzung. Trotzdem ist auch jetzt die Larve dem Tod verfallen. Das Herz arbeitet zwar noch stundenlang fort; sonst aber ist das Tier bewegungslos. Der Hautpanzer ist ihm nach dem enormen Volumenverlust zu weit geworden. Die Zusammenziehung der Muskeln erfolgt ohne Effekt, da ihre schlaff-liegenden Stränge keine Lageveränderungen am Hautskelett mehr hervorbringen können. Die äußerlich nicht mehr walzigen, sondern bandartig ge-*

formten Larven dürften infolge völliger Hilflosigkeit verhungern (Kohn, 1930).

Für mich war es eine kleine Sensation, dass Bodentiere aus zwei über 70- bzw. 80-jährigen MIKROKOSMOS-Aufsätzen unter meinem Mikroskop gleichsam zu Wiedergängern geworden waren – und das beim Studium einer schlichten Bodenprobe, die wir täglich mit unseren Füßen treten.

Dank

Hans Brogmus (Bielefeld) begleitete die Abfassung dieses Berichts mit Rat und Tat in vielfältiger Weise. Für diese Zusammenarbeit auf gemeinsamem Interessensgebiet danke ich ihm auch an dieser Stelle herzlich.

Literaturhinweise

- Brauns, A.: Taschenbuch der Waldinsekten. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1970.
- Frankenberg, G. von: Aquarium und Mikroskop. 3. Untersuchung lebenden Fischfutters. Mikrokosmos 34, 177–182 (1940/41).
- Gerhardt-Dirksen, A., Brogmus, H., Grotjohann, N.: Blickpunkt Pflanze. Aulis Verlag, Köln 2010.
- Jacobs, W.; Renner, M.: Taschenlexikon zur Biologie der Insekten. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1974.
- Kohn, F. G.: *Paramermis contorta*, ein Feind der „roten“ Mückenlarve. Mikrokosmos 23, 173–176 (1929/30).
- Lühje, E.: Ein mikroskopischer Aufgabenteil in der Abiturklausur. Ökologie und Anatomie trittfester Pflanzen. Mikrokosmos 81, 56–61 (1992).
- Lühje, E.: *Sagina procumbens* – Das Mastkraut und die Gunst der Fuge. Mikrokosmos 94, 346–350 (2005).
- Runge, F.: Die Pflanzengesellschaften Mitteleuropas, 8./9. Auflage. Verlag Aschendorff, Münster 1986.
- Schaller, F.: Die Unterwelt des Tierreiches. Springer-Verlag, Heidelberg 1962.
- von Sengbusch, P.: Botanik. McGraw-Hill Book Company, Hamburg 1989.
- Stresemann, E.: Exkursionsfauna von Deutschland. Band 1: Wirbellose (ohne Insekten), 8. Auflage. Volk und Wissen Verlag, Berlin 1992.

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



Rubriküberschrift aus Band 4/1926 der Zeitschrift *Mikroskopie für Naturfreunde*.

Form und Funktion im Mikro- und Makrobereich

Die Zunge – Unser Geschmacksorgan im histologischen Bild und Selbstversuch

Werner Nachtigall und Alfred Wisser

Mit zahlreichen Geschmackspapillen von speziellem histologischem Feinbau kann unsere Zunge (mindestens) vier Grundqualitäten unterscheiden: süß – sauer – salzig – bitter, dazu noch Mischqualitäten. Jede Region ist für einen anderen Geschmacksstoff besonders empfindlich, die Zungenspitze beispielsweise für süß. Das kann man mit Wattestäbchen leicht selbst testen.

Wenn man sich histologische Präparate von Wirbeltier-Organen beschaffen will, bekommt man für das Beispiel Zunge fast immer Schnitte durch die Kaninchenzunge angeboten. Das hat einen guten Grund. Auf der Zunge des Menschen stehen die meist rundlichen Geschmackspapillen mehrheitlich unregelmäßig. Ein Schnitt wird also einmal eine Papille schön in der Mitte erfassen, andere im Anschnitt, wieder andere gar nicht. Beim Kaninchen dagegen bilden sich die Papillen als parallele Züge aus. Man spricht von blattförmigen Papillen (*Papillae foliatae*). Schneidet man senkrecht zu ihrer Erstreckung, so trifft man sie stets in voller Ausbildung. Einen solchen gelungenen Schnitt zeigt die Abbildung 1. Was ist daran nun zu erkennen?

Die Papillen sitzen einem Grundgewebe auf, das sich als bunte Mischung von quergestreiften Muskelzügen, Drüsengewebe (Spülrüsen), Blutgefäßen und Bindegewebe (im Azan-Präparat blau gefärbt, hier ebenfalls grünlich) darstellt. Zwischen sich lassen sie tiefe Einschnitte frei.

Seitlich in diesen Einschnitten sitzen, in einigen Linien übereinander angeordnet, die Geschmacksknospen. In der Jugend hat der Mensch mindestens 2.000 davon, im Alter nur noch etwa 700. Sie analysieren die Geschmacksqualitäten und bestehen aus mehreren Geschmackszellen, die sich zu einem Zwiebelchen vereinigen. An ihren Spitzen, die ins freie Lumen ragen, tragen sie einen ultramikrosko-

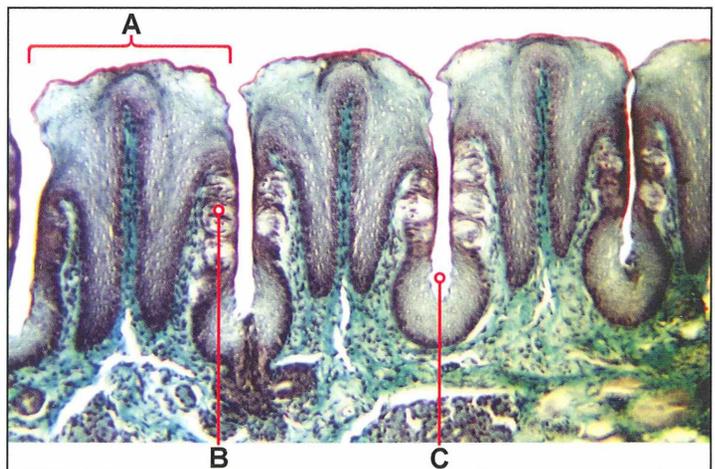


Abb. 1: Querschnitt durch die papillaren Züge einer Kaninchenzunge. **A** Blattförmige Papille (*Papilla foliata*), **B** Geschmacksknospe, **C** zwischenpapillärer Grund; hier münden die Spülrüsen mit ihren Ausführungsgängen (Kontrastfärbung).

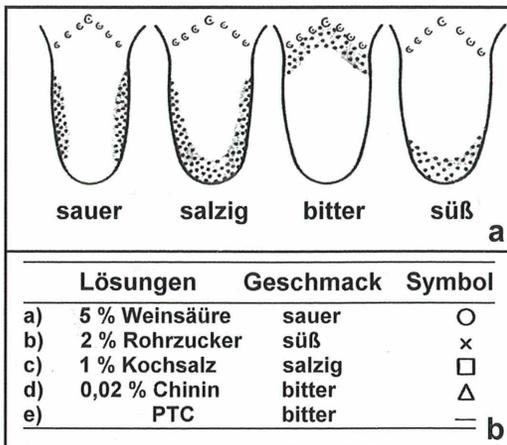
pisch feinen Bürstensaum (Mikrovilli, an denen die Moleküle der Geschmacksstoffe andocken). Im histologischen Bild sehen wir davon nichts; diese feinen Fortsätze kann das Lichtmikroskop normalerweise nicht auflösen. Von einer Sinneszelle erwarten wir im Allgemeinen, dass sie auf der anderen Seite einen Nervenfortsatz ausbildet, der ihre Erregung dem Nervensystem meldet. Hier ist es aber anders. Es handelt sich um so genannte sekundäre Sinneszellen, an die das Nervensystem einige feine Nervenstränge schickt. Auch davon sehen wir im mikroskopischen Bild ohne Spezialimprägnation des Schnittes nichts. Zwischen diesen Schmeckzellen sitzen Stütz- oder Basalzellen, die dem Ganzen Halt geben, die aber wahrscheinlich nichts anderes darstellen als noch nicht ausgereifte Sinneszellen. Diese leben nämlich nur eine Woche und werden dann durch neue Zellen ersetzt, an die wieder andere Nervenfortsätze herantreten. Ein sehr dynamisches Geschehen also, von dem unser Schnitt nichts ahnen lässt.

An der Basis der interpapillären Schlitzte bemerken wir Grübchen, die bei den Papillae foliatae regenrinnenförmige Halbröhren bilden, in welche die feinen Ausführgänge der tieferliegenden Spüldrüsen münden. Sie geben, vor allem bei Mahlzeiten, massiv Flüssigkeit ab, die sich in den intrapapillären Spalt hineindrückt und die momentan enthaltene Mundhöhlen-Flüssigkeit mit ihren Geschmacksstoffen verdrängt. So wird eine Adaptation vermieden, das heißt, die

Sinneszellen können sich immer wieder auf neu zugeführte Geschmacksstoffe einstellen.

Die Abbildung 2a zeigt die ungefähre Lage der rezeptiven Felder für die Geschmacks-Grundqualitäten auf der Zunge des Menschen. Wenn wir ein Wattestäbchen beispielsweise in eine 2%-ige Rohrzuckerlösung oder eine 1%-ige Kochsalzlösung tauchen, abtropfen lassen und die Zunge damit vorsichtig abtasten, können wir den Geschmackseindruck süß unschwer an der Zungenspitze lokalisieren, den Geschmackseindruck salzig eher an den Rändern. Andere Felder sitzen an den Seiten und auf dem Zungenhintergrund. In der Abbildung 2b sind Testlösungen angegeben sowie Symbole für die Eintragung von Geschmackseindrücken auf einer Umrisssskizze der Zunge vorgeschlagen. PTC bezeichnet den Bitterstoff Phenylthiocarbamid, der allerdings 5% der Versuchspersonen als geschmacklos erscheint. Untersuchungen mit anderen Stoffen als Zucker und Kochsalz sollte man am besten unter Anleitung machen. Man kann bei genauer Durchführung sogar die Schwellenwerte bestimmen. Vor jedem Wechsel muss die Mundhöhle gründlich mit Wasser ausgespült werden. Unter Umständen erscheint ein Geschmackseindruck erst nach einigen Sekunden oder erst beim Reiben der Zunge an dem Gaumen.

Bisher hatte man gemeint, dass zum Beispiel die Geschmackszellen auf der Zungenspitze nur auf süß ansprechen. Nach neueren Untersuchungen ist es aber wohl so, dass jede Zelle auf jeden Geschmacksstoff oder mehrere davon anspricht, aber in deutlich unterschiedlicher Stärke.



Literaturhinweis

Nachtigall, W.: Zoophysiologischer Grundkurs. 2. Aufl., Verlag Chemie, Weinheim 1981.

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

Abb. 2: Zur Zunge des Menschen. a Ungefähre Lage der rezeptiven Felder für die Geschmacks-Grundqualitäten. b Vorschlag für einen Selbstversuch.

E.L.M.I. Expertensystem für die Lichtmikroskopie – Ein universell einsetzbares Werkzeug zur Dokumentation und Annotation mikroskopischer Aufnahmen

Teil 1: Einsatzgebiete und genereller Überblick

Gerhard Kauer

Die mikrofotografische Dokumentation ist ein unentbehrliches Medium für die mikroskopische Arbeit. Sowohl das Festhalten flüchtiger Augenblicke während der Lebendbeobachtung von Mikroorganismen als auch die zur Darstellung histologischer Befunde notwendige Fotografie seien nur als Beispiel einer nahezu unzählbaren Fülle von Anwendungsbeispielen des mikro- und makroskopischen Alltags genannt. Längst ist die digitale Fotografie für die moderne Mikroskopie Standard geworden. Die Vorteile der Digitalfotografie liegen klar auf der Hand.

Die Qualität der Aufnahme ist sofort beurteilbar und man kann nahezu beliebig viele Mikrofotos in großer Serie machen. Die damit verbundene Informationsmenge nimmt jedoch auch rasch ungeahnte Ausmaße an. Die immer zahlreicheren Präparationsmethoden sowie deren für das jeweilige Präparat vorgenommenen Modifikationen einerseits, die unzähligen Färbe- und Nachweismethoden andererseits stellen besondere Anforderungen an die Informationsorganisation des mikrotechnischen Labors.

Bilderflut

Die Mikrofotos werden sehr zahlreich und lassen sich somit schwer wiederfinden, wenn sie für die Klärung der einen oder anderen Fragestellung oder zu einer Publikation gebraucht werden. Man bräuchte eine Datenbank, mit welcher man die gewünschten Bilddokumente rasch und zum Thema passend wieder zur Verfügung gestellt bekommt.

Informationsflut

Oft gehen wichtige Informationen zu den fotografierten Objekten verloren, wie zum Beispiel

die zur Dokumentation verwendeten Optiken, die Kamera und deren Chipauflösung oder ähnlich wichtige physikalische Parameter. Auch Datum und Uhrzeit der Beobachtung sind Informationen, an die man sich nach geraumer Zeit sehr schlecht erinnern kann, die jedoch für die exakte Beschreibung der Aufnahme mindestens genauso wichtig sind wie der taxonomische Name und die Beschreibung des beobachteten Objektes. Der Fundort ist für Gewässerproben oder paläontologisch-geologische Fragestellungen ebenfalls sehr wichtig. Im Falle histologischer Befunde wäre es wünschenswert, das zur Fixierung des Gewebes eingesetzte Gemisch, das zum Einbetten genutzte Paraffin (einschließlich Schmelzpunkt) oder die zur Differenzialdiagnostik herangezogene Färbung einschließlich deren Modifikation fest an das Mikrofoto zu heften. Für dokumentierte histologische Befunde wäre es gut, wenn der genaue Aufbewahrungsort des zum Mikrofoto gehörenden Präparates ebenfalls bekannt ist. Zeigt das Mikrofoto hingegen einen lebenden Mikroorganismus, dann könnten je nach Fragestellung beispielsweise Daten zur Gewässertypologie, Saprobie, Lebensraum und Kultivierungsbedingung wichtiger und von Interesse sein. Die Datenbank einer geeigneten Software zur Mikroskopie sollte also möglichst flexibel auf diese Themen reagieren können.

Annotationsdaten

Für die Beschreibung der beobachteten und dokumentierten Objekte wäre es gut, wenn man die Möglichkeit hätte, ausgiebige Notizen an das Bild zu heften oder sogar in diesen Notizen kleinere erklärende Abbildungen (z. B. aus der Literatur) oder sogar (editierbare) chemische Formeln unterzubringen, um das Sammeln von Information um das dargestellte Objekt möglichst nicht einzuschränken. Wenn dann noch die Datenbankfunktion in der Lage ist, auch in den beschreibenden, sich ständig erweiternden Texten nach Schlagworten oder Begriffen zu suchen, wäre das Wiederauffinden geeigneter Mikrofotografien für eine entsprechende Fragestellung (beispielsweise die Illustration einer Publikation zum Thema) sehr erleichtert. Hat man am beobachteten Objekt weitergehende Messungen und Untersuchungen angestellt und

zum Beispiel Elektropherogramme des DNA-Materials zur Genomanalyse (ABI-Sequencer-Daten) oder massenspektrometrische Daten (MALDI-TOF) gewonnen, dann wäre es von Vorteil, wenn man diese Messdaten zusammen mit dem Programm, das diese Daten darstellen kann, ebenfalls an das Mikrofoto heften könnte. Somit sind diese Daten zum einen sehr leicht über einen Mausklick auch zu einem späteren Zeitpunkt einsehbar, zum anderen geht die Assoziation „Bild und seine weitergehenden Daten“ nicht verloren.

Messungen

Zur genaueren Beschreibung des dargestellten Untersuchungsobjektes sind geometrische Messungen häufig unerlässlich. Dabei wäre es wünschenswert, neben einfachsten linearen Längenmessungen und Winkelbestimmungen

TESTVERSION (12.01.2013): E.L.M.I. Expertensystem für Lichtmikroskopie (Einzelnutzer)

DATEI EINSTELLUNGEN BIOLOGIE ANSICHT INFORMATION

Datum: 21.10.2012 Uhrzeit: 14:33:44

Wissenschaftliche Nomenklatur: *Orchis mascula* Knabenkraut Fruchtknoten

Mikroskop: Jamin Lebedeff

Lichtoptische Methode: Jamin-Lebedeff

Kondensator: JaLe III SaKe5-3 NA: 0,95

Objektiv: Plan-Interferenzkontrast 100x

Tubus: Jamin-Lebedeff Standard 18 Tri 1x

Optovar: Faktor: 250mm

Okular: S-KPL 10x SFZ 20

Kamera: 5D-II Mc (L) Faktor: 250mm

Fixierung: AFE Färbung: Ungefärbt

Mikrotomie: Paraffin 66°C Aufbewahrung: L1-P1-22

Befund
Darstellung der Dichteverhältnisse in den Zellen des Fruchtknotens. DNA unterschiedlicher Dichte (Mitosestadien) treten entsprechend über Interferenzfarben hervor. Diese Orchidee enthält als sekundären Inhaltsstoff Vanillin.

Biologie
Mehrere Gattungen der Orchideen werden im Volksmund Knabenkräuter genannt. Botanisch gesehen handelt es sich um die Gattungen Dactylorhiza, Orchis und einige andere, teils monotypische Gattungen. Blütenfarbe: rosa-lila-weißlich
Blütezeit: Juni-Juli
Pflanzengröße: 20-60cm
Vorkommen: Magerrasen, Heiden,

Vanillin (4-Hydroxy-3-methoxybenzaldehyd, FEMA 3107) ist der Hauptaromastoff in den Kapsel Früchten der Gewürzvanille (Vanilla)

82,6° (Öl (nD=1,515)) 200µm 87,2°

Aktueller Nutzer: su
DB: Cytologie
LIMS-ID: 22

Abb. 1: Das E.L.M.I.-Hauptfenster mit seinen Beschreibungsmöglichkeiten. Die Optikauswahl links wird aus der Optikdatenbank erzeugt und ermöglicht die vereinfachte Auswahl der zur Aufnahme eingesetzten Optiken.

auch unregelmäßig geformte Längenmaße, Flächen – auch von unregelmäßig geformten Objekten –, Oberflächen und Volumina (unter zu Hilfenahme geeigneter Volumenmodelle) als auch Hohlvolumina (also das Volumen zum Beispiel der Zellkernmembran oder das Volumen der Arterienwand) zu bestimmen, wobei der stochastische Fehler der Einzelmessung ausgegeben werden sollte. Die Messdaten sollten auch Spezialprogrammen zum Beispiel für die stochastische Wertebeurteilung und deren grafischer Darstellung (Tabellenkalkulationen wie EXCEL) exportierbar sein.

3D-Information darstellen

Werden Fotodokumentationen über Stereomikroskope angefertigt, dann hat man für die Darstellung meistens das Problem, dass die räumliche Information verloren gegangen ist. Man kann zwar ein linkes und rechtes Halbbild anfertigen, jedoch wird man stets beide Halbbilder sicher aufbewahren müssen, um über entsprechende Stereobrillen eine räumliche Abbildung zu rekonstruieren. Moderne Hardwareentwicklungen im Bereich der Computermonitore und Grafikkarten machen es möglich, diese beiden Halbbilder nun sehr schön und völlig farbecht in 3D darzustellen. Die enorme Farbverfälschung beispielsweise durch Rot-Grünbrillen ist durch diese Technologie nicht mehr gegeben. Feinste Farbverläufe sind nun in sehr realistischer Darstellung möglich. Wünschenswert wäre nun jedoch eine Software für die Stereomikroskopie, die einerseits beide Halbbilder sicher archiviert, andererseits die moderne 3D-Stereodarstellung einsetzt und zusätzlich noch ein Zoomen, Verschieben und Beschriften des Stereobildes ermöglicht

Live View und Sprachsteuerung

Die Mikrofotografie ist besonders effizient mit Live View zu bewerkstelligen. Hier kann man das aktuell über den Kamerasensor aufgenommene Bild hervorragend auf Schärfe und Komposition beurteilen noch bevor der Auslöser gedrückt wurde. Ein Expertensystem für Lichtmikroskopie sollte diese Möglichkeit unbedingt unterstützen. Auch sollte das Mikrofoto unmittelbar nach der Aufnahme nochmals beurteilt werden können, bevor es (automatisch) in die Datenbank gespeichert oder – so es den persönlichen Kriterien nicht genügt – doch ver-

worfen wird. Manchmal ist es schwierig, rasch bewegliche Objekte zu fotografieren. Bevor der Auslöser der Kamera betätigt werden kann, ist die eine oder andere Situation schon vorüber, weil man einerseits den Mikroskop-Tisch nachführen muss, andererseits aber auch über den Feintrieb nachzufokussieren ist und die „dritte Hand“ zum Auslösen der Aufnahme fehlt. Eine Software für die Mikroskopie sollte deswegen sowohl die Auslösung über einen Fußschalter als auch eine sprachgesteuerte Auslösung über kurze, in ein Mikrofon gesprochene Kommandos ermöglichen.

Robuste Zeitrafferaufnahmen

Eine manchmal besonders wichtige Facette der Mikrofotografie ist die Langzeitbeobachtung von langsamen Vorgängen, wie zum Beispiel dem Pilzhyphenwachstum oder (Kern-)Teilungsvorgängen. Hier wird dringend eine robuste Zeitraffertechnik benötigt. Robust meint in diesem Zusammenhang, dass Störbilder, verursacht von rasch beweglichen Objekten, eliminiert werden können. Wenn beispielsweise alle 24 Stunden eine Aufnahme gemacht werden soll und genau zum Auslösezeitpunkt schwimmt ein größeres, bewegliches Objekt über das zu dokumentierende Objekt hinweg, ist genau diese Phase der Dokumentation verdorben und möglicherweise die gesamte Zeitrafferaufnahme in Frage gestellt. Ein Expertensystem für Lichtmikroskopie sollte also eine solche Situation ausgleichen können. Sehr gut hat sich als Lösungsansatz ein „Sequel-Shooting“ bewährt, wobei eine definierbare Kurzzeitserie zu jedem Hauptauslösezeitpunkt angefertigt wird. Das oben beschriebene schnell schwimmende Störobjekt wird in einem der Sequenzbilder weggeschwommen sein, so dass man die Zeitrafferaufnahme mit diesem Bild aus dem Sequel ergänzen kann.

QR-Codes zur Befundung

Histologie ist ein sehr wichtiges Gebiet der Mikroskopie. Hier kämpft man nicht nur mit der beschriebenen Dokumentationsproblematik, sondern auch noch mit der Zuordnung mikrofotografischer Dokumentation zu den Quellpräparaten. Ein Expertensystem für Lichtmikroskopie sollte hierfür eine Lösung anbieten. Die moderne QR-Code Technologie ermöglicht es, bis zu 500 Buchstaben und mehr

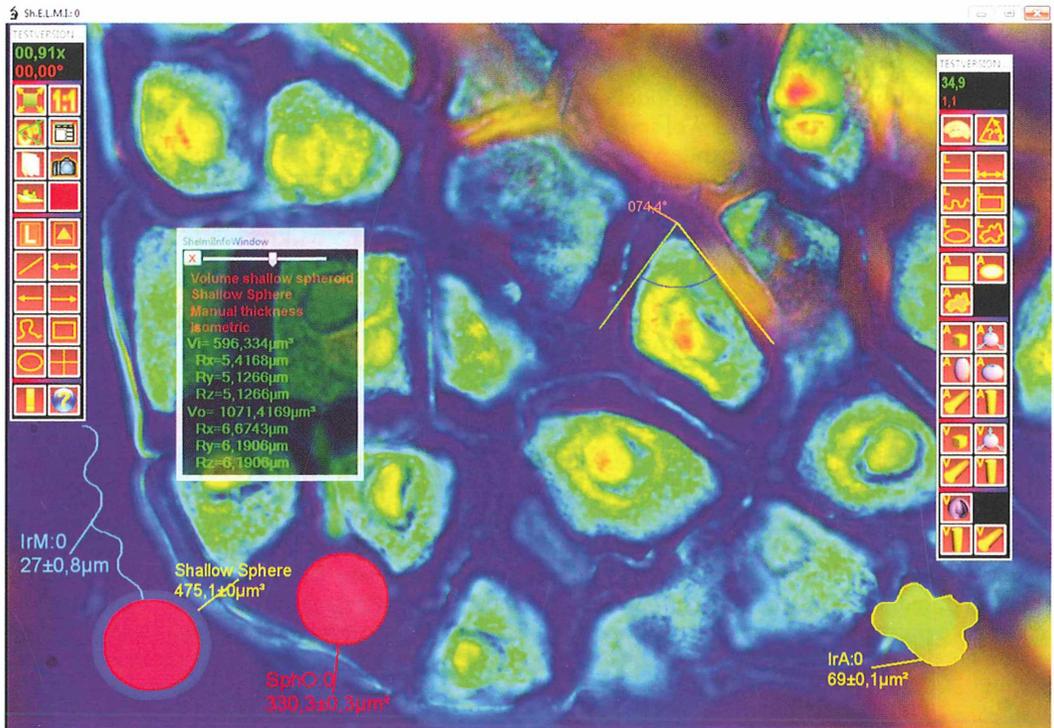


Abb. 2: Das zweite Modul Sh.E.L.M.I., das zur Messung und direkten Bildannotation verwendet werden kann. Die Annotationsdaten können in mehreren Ebenen (Layern) eingetragen werden, damit nicht zu viele Daten auf einmal die Übersicht stören.

auf eine codierte Fläche von 25 × 25 mm aufzudrucken (Herma Special, AALabels England). Das entspricht der Seitenlänge eines gewöhnlichen Objektträgers. Das Expertensystem sollte histologische Befunde dieser Größe in einen QR-Code ausgeben lassen können. Gleichzeitig sollte die Software handelsübliche Drucker einsetzen, um selbstklebende Etiketten mit den Codes zu bedrucken, so dass der Histologe diese Etiketten sehr einfach auf die entsprechenden Objektträger kleben kann. Die QR-Codes sollten zur Sicherheit auch dann wieder erzeugbar sein, wenn sie einmal versehentlich auf dem Objektträger zerstört worden sind. Außerdem sollte die Datenbankfunktion der Software sowohl die Fotografien über den QR-Code den betreffenden Objektträgern zuordnen, andererseits aber auch bei einem gegebenen Präparat über die QR-Codes alle von diesem Präparat jemals gemachten Fotografien wiederfinden und auflisten. QR-Codes können mit Android-Mobiltelefonen ausgelesen werden. Somit kann man an einem Histologie-Aufbewahrungs-

schränk die betreffenden QR-codierten Befunde auf dem Objektträger rasch einsehen und die geeigneten Präparate mitnehmen.

Datenbank für Labormethoden

Eine Software für die Mikroskopie sollte jedoch darüber hinaus noch Routineaufgaben im mikroskopisch arbeitenden Labor unterstützen. Wünschenswert ist in diesem Zusammenhang die Möglichkeit, eine eigene Datenbank für (zum Beispiel Sicherheits-) Informationen zu eingesetzten Roh- und Hilfsstoffen aufzubauen, sowie eine Datenbank zu gestalten, die eine beratende Funktion für geplante Präparationen wahrnehmen kann. Eine derartige Datenbank kann, je mehr Informationen über Präparationsmethoden sowie deren Präparateabhängige Modifikationen hier eingegeben sind, immer detailliertere Ratschläge zu einzusetzenden Methoden geben, deren Rezepturen fertig ausgedruckt mit in das Labor genommen werden können.

Exzessvolumenkalkulation

Ein weiteres Beispiel für die Unterstützung von Arbeiten im Labor ist die Kalkulation der notwendigen Mischungsvolumina von Alkohol mit Wasser unter Berücksichtigung des Exzessvolumens. Das Exzessvolumen beschreibt den Effekt, dass man aus 50 ml Wasser + 50 ml 100%igem Alkohol nicht 100 ml 50%igen Alkohols erhält sondern ein deutlich geringeres Volumen. So sollte ein Expertensystem für Lichtmikroskopie die Kalkulation des Exzessvolumens beherrschen und Berechnungen ermöglichen wie die Folgende: Man möchte gerne genau 100 ml 70%igen Alkohol bei gegebenem 83%igem Ethanol erhalten. Welche Menge Wasser ist mit wie viel vom gegebenen 83%igen Ethanol zu mischen, um genau dieses Volumen von 100 ml 70%igen Alkohols zu erhalten?

Problemlöser E.L.M.I.

Alle diese Wünsche führten über einen Zeitraum von fünf Jahren zur Programmierung von E.L.M.I., das die oben genannten Aspekte

nun als Softwarelösung in sich vereint. E.L.M.I. ist eine Abkürzung und steht für *Expertensystem für Lichtmikroskopie*. Die Software wächst ständig weiter und hat derzeit einen Codeumfang von 610.000 Zeilen. Sie ist rein objektorientiert konzipiert, in UML dokumentiert und folgt weitestgehend, wo zutreffend und erforderlich, den Richtlinien qualitätskontrollierten Softwareengineerings. Implementiert wurde E.L.M.I. in C# (.NET) managed code, streckenweise in C++ (unmanaged code) und ist Windows 7 konform programmiert. Die Software ist während der Laufzeit von Deutsch auf Englisch und zurück umschaltbar. Derzeit haben über 350 internationale Downloads stattgefunden. Die Zahl der User wächst und die Zuschriften ermutigen den Autor, die Software auch weiterhin allgemein zur Verfügung zu stellen. Die Software ist und wird immer kostenlos zur Verfügung gestellt (Bezugsquelle im Anhang). Sie entsteht ausschließlich in der (ohnehin geringen) Freizeit des Autors und wird wachsen, so lange es Freude und der Funktionsumfang der Software Sinn macht.



Abb. 3: E.L.M.I.-Vision: Das 3D-Darstellungsmodule kann für stereoskopische Bilder und forensische Bildvergleiche eingesetzt werden. Mit OpenGL unterstützter 3D-Hardware kann das Bild ruckelfrei räumlich und farbecht betrachtet, gezoomt und verschoben werden.

Aufbau des Programms, Systemvoraussetzungen und Installation

Das Expertensystem für Lichtmikroskopie ist modular aufgebaut. Es besteht derzeit aus drei Modulen, nämlich aus

1. E.L.M.I. (Abb. 1), dem Hauptprogramm mit seiner Schnittstelle zur Datenbankeingabe und -abfrage.
2. Sh.E.L.M.I. (Abb. 2), dem Annotationsprogramm zur detaillierten Annotation und Vermessung von Mono-Bildern
3. E.L.M.I.-Vision (Abb. 3), dem Modul zur 3D stereoskopischen Darstellung mit Hilfe einer OpenGL unterstützten Shutterbrillen-Technologie.

Sowohl Sh.E.L.M.I. als auch E.L.M.I.-Vision unterstützen die 3D-Mäuse von 3D-Connexion, mit deren Hilfe man die dargestellten Aufnahmen über gleichzeitig mehrere Freiheitsgrade einstellen kann. Neben diesen festen Modulen können an E.L.M.I. noch weitere externe Programme locker gebunden werden. Dies sind insbesondere ein Bildverarbeitungsprogramm (nahezu freier Wahl) und ein Moleküleditor wie zum Beispiel *ChemSketch*, mit dem chemische Strukturformeln editiert und integriert werden können. Einige technische Voraussetzungen für die erfolgreiche Installation und den Betrieb von E.L.M.I. müssen jedoch mindestens eingehalten werden (siehe Hinweise der Homepage im Downloadbereich). Der freie modulare Aufbau ermöglicht es, weitere für die Mikroskopie interessante Module zu entwickeln und in das bestehende System einzuhängen, ohne dass die aktuell auf der Festplatte installierte Software grundlegend neu installiert werden müsste. Man sollte daher den so genannten E.L.M.I. core für die erste Installation herunterladen und einsetzen. Dies erzeugt auf dem Zielrechner die notwendige Dateistruktur und installiert die erforderlichen Voreinstellungen. Die Entwicklung von E.L.M.I. erfolgt zeitweise recht stürmisch. Daher wird dringend empfohlen, ab und an mit dem Rechner online zu gehen und den Menüknopf INFORMATION und dann NEUESTE AUSGABE zu klicken. E.L.M.I. prüft, ob es am Hochschulserver eine neuere als die installierte Software gibt. In einem solchen Update-Fall wird niemals der Core, sondern das so genannte Service-Paket heruntergeladen (Abb. 4a und b).

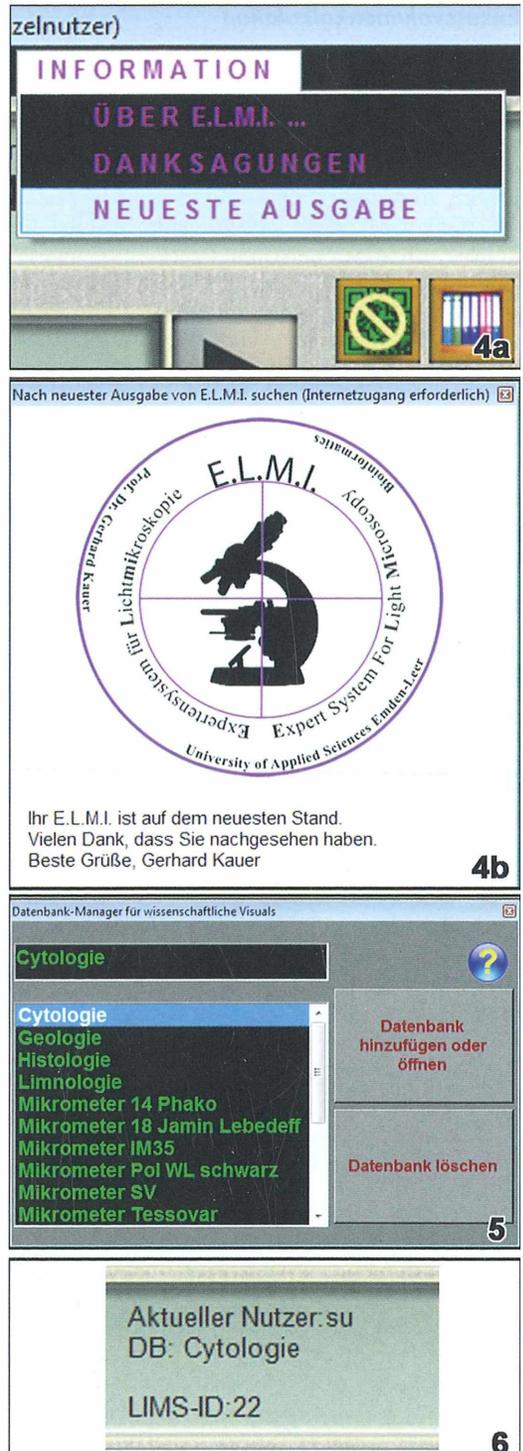


Abb. 4: Neueste Ausgaben von E.L.M.I. können über eine Internetverbindung automatisch detektiert werden.

- **Abb. 5:** E.L.M.I. ist Datenbank-orientiert. Als erster Schritt muss eine Bilddatenbank angelegt werden.
- **Abb. 6:** Die aktuell geladene Datenbank wird in der Statusanzeige dargestellt.

Der erste Start: Notwendige und mögliche Einstellungen

Nach der Installation von E.L.M.I. befindet sich ein kleines schwarzes Mikroskop-Icon auf dem Bildschirm. Ein Doppelklick darauf öffnet das Hauptfenster. Falls E.L.M.I. in seiner englischen Version startet, würde man unter dem blauen Menüeintrag VIEW einfach GERMAN wählen. In einem hochvernetz-relationalen Datenbanksystem, wie es E.L.M.I. darstellt, werden alle Einträge in einer ganzen Schar von Datenbanken organisiert. Alles was man tun muss, ist eine derartige Struktur anlegen zu lassen. Man öffnet unter DATEI und dann VISUELLE DATENBANKEN einen Dialog und trägt dort einen Oberbegriff für die geplante Dokumentationsserie ein (Abb. 5). Möchte man eine Bilddatenbank für cytologisch-histologische Objekte anlegen, würde man diese zum Beispiel lediglich, wie in Abbildung 5 gezeigt, mit „Cytologie“ eintragen. Ein Klick auf „Datenbank hinzufügen oder öffnen“ erledigt den Rest im Hintergrund automatisch. Erst wenn diese Datenbank eingerichtet ist, kann man Mikro-, Makro-, oder Stereofotos in die Datenbank laden. Welche Datenbank gerade aktiv geladen ist, wird in der Statuszeile (Abb. 6) gezeigt. Hier ist die Datenbank „DB: Cytologie“ geladen. Bilder können nun sehr einfach hinzugefügt werden. Bereits existierende Monofotos lädt man über den Knopf mit der *Ceratium hirundinella* Abbildung (Abb. 1). Ein Klick darauf lässt den bekannten Dateiauswahldialog erscheinen. Mit „OK“ wird die ein-

zelne Abbildung oder – bei Mehrfachauswahl – Abbildungen in die Datenbank geladen. Ein verkleinertes Bild der jeweiligen Abbildung erscheint im Monitorbereich. Mit dem Rollen des Mausestrahlers kann man sehr schnell zwischen den einzelnen Datensätzen (Bildern) durchscrollen.

Nun wird man die globalen Einstellungen einstellen (Abb. 7). Hierzu wählt man unter EINSTELLUNGEN GLOBALE PROGRAMMEINSTELLUNGEN und selektiert zum Beispiel „E.L.M.I. nach dem Login mit der zuletzt aufgerufenen Datenbank starten“, wenn man das möchte. Auf jeden Fall sollte man nun sein bevorzugtes Bildverarbeitungsprogramm einstellen, das man zur Verbesserung seiner Aufnahmen heranziehen möchte. Der Autor verwendet hierzu den Adobe Photoshop CS5 Extended. Aber auch viele andere Programme (zur Not Windows Paint) können verwendet werden, so lange man diesen beim Start eine Bilddatei zum Laden mitgeben kann. Am besten probiert man das einfach aus. Das gewünschte Bildverarbeitungsprogramm sollte in der Liste mit grünen Programmnamen zu finden sein. Hat man es gefunden, so selektiert man diesen grünen Eintrag. Der Programmname wird in die Erkennungszeile geladen. Dann klickt man auf „OK“ rechts daneben, worauf der Programmname dann, gelb markiert, in die Datenbank aufgenommen wird. Ab sofort wird E.L.M.I. dieses Programm starten, wenn man sein Mikrofoto bearbeiten möchte. Wünscht man, dass E.L.M.I. immer in der zum Beispiel deutschen



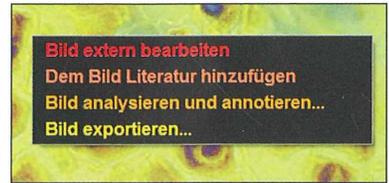
Abb. 7: Diese Dialogbox beinhaltet zahlreiche globale Einstellmöglichkeiten für das Programm.

Sprache startet, wählt man die entsprechende Flagge im Feld „Sprache“.

Möchte man in den Beschreibungsfenstern editierbare chemische Strukturformeln integrieren, so muss man zunächst einen Moleküleditor wie beispielsweise *ChemSketch* auf seinem Computer installieren. Anschließend teilt man E.L.M.I. den genauen Ort des Programms in dieser globalen Dialogbox unter dem Karteireiter „Physik/Chemie“ in gleicher Weise mit, wie man dies bereits für das externe Bildverarbeitungsprogramm gemacht hat. Der Schieberegler „Verzögerung zur Datenanzeige“ der globalen Konfiguration dient dazu, das Nachladen der textbezogenen Daten aus der Datenbank beim Scrollen einer Bildauswahl zu verzögern. Denn wenn man mit dem Mausrad durch einen Bildstapel hindurchblättert, würde ein zu schnelles Nachladen der Daten zu einer sehr nervösen Gesamtdarstellung führen. Die meisten Nutzer empfinden es hingegen angenehmer, wenn die Textdaten zu einem Bild erst dann erscheinen, wenn nach raschem Durchblättern des Bildstapels das angezeigte Bild zum Beispiel 500–700 ms auf dem Schirm verblieb.

Die Darstellung der Vergrößerungsanzeige wird erst dann sinnvoll, wenn alle notwendigen physikalischen Daten zur eingesetzten Optik in die Datenbank eingegeben wurden. Dies wird in einem späteren Artikel zu E.L.M.I. jedoch noch genauer beschrieben. Wählt man später die mikroskopische Optik für eine geplante Aufnahme, berechnet E.L.M.I. stets, ob die Optiken innerhalb ihrer förderlichen Vergrößerung eingesetzt werden und zeigt dies innerhalb eines Regenbogen-Farbverlaufes an. Violett-Blau heißt „Unterforderung“ und Orange-Rot hingegen „leere Vergrößerung“ (Abb. 1). Diese Farbcodierung kann auch für die Digitalsegmente der Vergrößerungsangabe verwendet werden. Möchte man die Vergrößerungsangabe jedoch immer in einheitlicher Farbe dargestellt haben, kann man sich diese ebenfalls hier im Dialog vormerken. Neben der Vergrößerung berechnet E.L.M.I. jedoch auch weitere physikalische Parameter, wie zum Beispiel das Auflösungsvermögen, den Beobachtungswinkel, das überblickbare Sehfeld, sowie die Deckglasensitivität (Toleranz relativ zur Abweichung der geforderten optimalen Deckglasstärke von 0,17 mm) der aktuell gewählten Optik und stellt diese Parameter laufend im Hauptfenster dar.

Abb. 8: Im „Monitor“ kann ein Kontextmenü aufgerufen werden. Hier kann mit dem aktuell geladenen Bild weitergearbeitet werden.



Wird der Dialog geschlossen, so werden alle Veränderungen angewendet und gespeichert. Klickt man nun mit der rechten Maustaste auf das gerade geladene Bild im Monitorabschnitt, so erscheint ein Popup-Menü, das die in Abbildung 8 dargestellten Einträge zeigt. Wählt man daraufhin den roten Eintrag „Bild extern bearbeiten“ an, sollte das oben eingestellte, bevorzugte Bildverarbeitungsprogramm starten und das gerade geladene Bild darstellen. Nur dort kann das Foto verändert werden. E.L.M.I. wird nie – zu keinem Zeitpunkt – das Originalbild verändern. Alle Annotationen, die man für das Bild macht, werden in eigenen Datenbankstrukturen gespeichert, nie jedoch werden Pixelwerte des Originalbildes angetastet.

Stereomikroskopische Aufnahmen, forensische Vergleiche

Möchte man stereomikroskopische Aufnahmen mit E.L.M.I. darstellen, benötigt man entweder eine Spiegelbrille oder ein OpenGL fähiges 3D-Monitorsystem. Für beide Fälle kann E.L.M.I. die Stereofotografien verwalten und darstellen. Hierzu ist in der Software ein eigener Stereobild-Manager integriert, den man über den Stereo-Knopf „L R“ unterhalb des *Ceratium hirundinella* Knopfes findet. Wie dieser Stereobildmanager eingesetzt wird, ist in der Hilfefunktion des Dialogs beschrieben (blauen Fragezeichenknopf drücken, Abb. 9). Sollen Mono- oder Stereofotos zur genaueren Analyse gezeigt werden, so weiß E.L.M.I. selbstständig, welches der Darstellungsmodule (Sh.E.L.M.I. für Monofotos, E.L.M.I.-Vision für Stereofotos) dafür eingesetzt wird. Der Benutzer klickt lediglich im kleinen Beobachtungsmonitor mit der rechten Maustaste den Eintrag „Bild analysieren und annotieren“ an und das betreffende Modul wird zur Darstellung geladen. E.L.M.I.-Vision kann nicht nur für die Darstellung von 3D-Stereobildern eingesetzt werden. Für forensische (kriminaltechni-

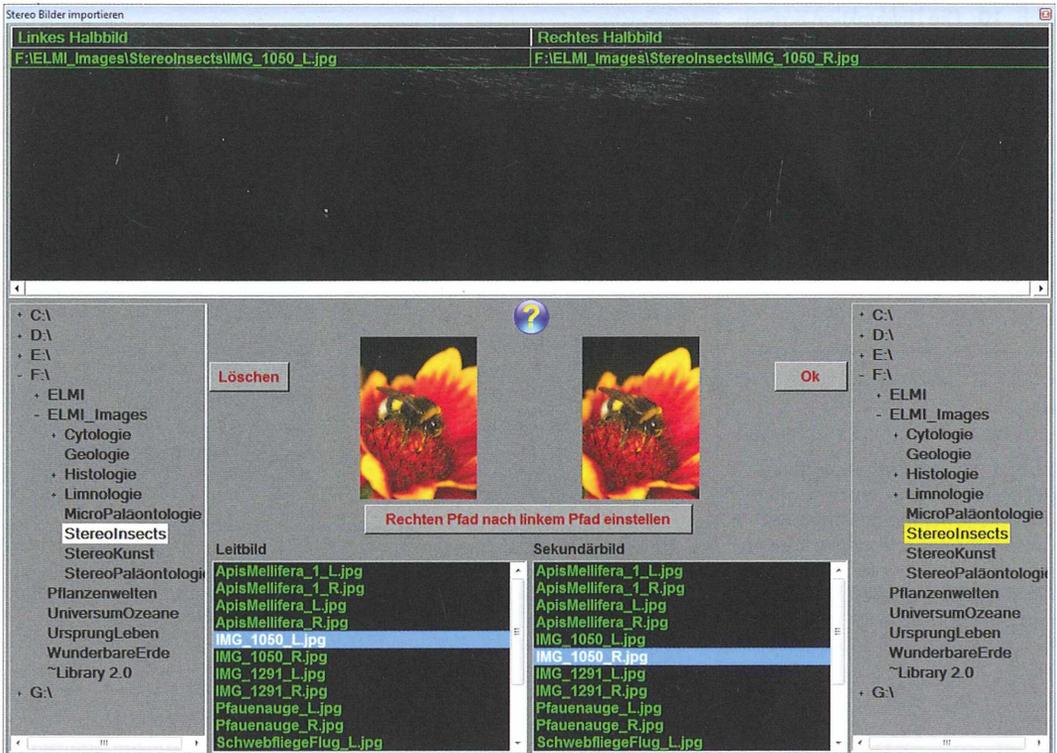


Abb. 9: Der Stereobildmanager. Hier können ein oder mehrere Stereobildpaare geladen werden.

sche) Untersuchungen können auch zwei Vergleichsbilder nebeneinander in die Datenbank geladen und zum genaueren Vergleich mit E.L.M.I.-Vision entweder synchron nebeneinander oder übereinander gelegt werden. Diese Option für forensische Bildvergleiche ist in der aktuellen Version noch im Anfangsstadium und wird intensiv weiterentwickelt.

Speichern der ersten Daten

Hat man Mono- oder Stereofotos in die Datenbank geladen, so kann man bereits erste Daten, wie zum Beispiel das Datum, die Uhrzeit, den Namen oder eine kurze Beschreibung der beobachteten Objektdaten in die Datenbank eingeben. Lediglich die optischen Daten (im Hauptfenster Bereich links), wie beispielsweise „Mikroskop“ oder „Objektiv“ kann man erst dann dem Bild hinzufügen, wenn man die betreffende Optikdatenbank mit den notwendigen Daten versorgt hat. Dies wird jedoch in einem späteren Artikel genauer beschrieben.

Daten zum beobachteten Objekt wie zum Beispiel dessen Namen gibt man direkt als Text in das betreffende Feld ein. Hat man den Inhalt des Feldes verändert, wird dies durch einen kleinen roten Punkt in der rechten oberen Ecke des Feldes angezeigt. In die Datenbank wird diese Eingabe jedoch erst dann übernommen, wenn man mit der rechten Maustaste das Kontextmenü aufruft und darin „Speichern“ anklickt oder das Tastaturkommando „Strg-D“ erteilt. Diese beiden großen Beschreibungsfenster halten ein wesentlich größeres Kontextmenü bereit. Hier kann man umfangreiche Textformatierungen vornehmen, kleinere Bilder importieren und bei installiertem *ChemSketch* auch editierbare Strukturformeln für organische Moleküle darstellen und Vieles mehr. Textbausteine aus bereits beschriebenen Bildern können über Links oder als Kopie eingefügt werden. Ein Link wird dann in einem kleinen Fenster die komplette Beschreibung des verlinkten Datensatzes zeigen (Abb. 10). Für Eingaben im Uhrzeitfeld sollte man sich an die

Abb. 10: Die Linkfunktion ermöglicht es, Informationen einer Serie in einem „Masterbild“ zu dokumentieren und als Verknüpfung in einem „Kindbild“ unterzubringen. Mit einem Doppelklick auf den Link ([1A:Vanilin]) wird die Information des Masterbildes in einem separaten Fenster zur Verfügung gestellt.

The screenshot shows a software window titled "DigExternalTextLinkToRecord". It features a central text box with a chemical structure of Vanillin (4-Hydroxy-3-methoxybenzaldehyde) and descriptive text. To the right is a microscopic image of a cell with a red box highlighting a specific area. Below the text box is a "Befund" (Findings) section with a text description and a link "[1A:Vanilin]". The interface also includes a "Fixierung AFE" (Fixation) section, a "Mikrotomie Paraffin 56°C" (Microtomy) section, and a "Biologie [1B:Orchis mascula]" (Biology) section. A "Globalen Einstellungen" (Global Settings) button is visible at the bottom left.

Vanillin
(4-Hydroxy-3-methoxybenzaldehyd, FEMA 3107) ist der Hauptaromastoff in den Kapselrüchten der Gewürzvanille (*Vanilla planifolia*) sowie ein naturidentischer Aromastoff. Vanillin findet sich am häufigsten in den meist falsch als Schoten bezeichneten Kapselrüchten der Gewürzvanille (*Vanilla planifolia*) (1,5–4 %), ferner auch in *Styrax*, Gewürznelken und anderen Pflanzen. Die frisch geernteten grünen Samenkapseln enthalten Vanillin in Form seines β -D-Glucosids Vanillosid[8], die grünen Hülsen besitzen nicht den Geschmack oder Geruch von Vanille.[9] Relativ reines Vanillin kann sich als weißer Staub

Befund
Sehr großer Kristall, der nahezu die gesamte Zelle ausfüllt. [1A:Vanilin] Deutlich zu sehen: Haarzellen der Epidermis

Fixierung AFE
Mikrotomie Paraffin 56°C
Biologie [1B:Orchis mascula]

Abb. 11: Viele Bedienelemente geben zusätzliche Informationen über die jeweilige Funktion aus. Diese Informationsballons können jedoch auch über die „Globalen Einstellungen“ ausgeschaltet werden.



Das Hauptfenster von E.L.M.I. wird, je nach angeschlossener Hardware weitere Knöpfe erscheinen lassen. Die meisten dieser Elemente verfügen über kurze Pop-up-Balloons, die bei Berührung mit der Maus eine kurze Beschreibung darstellen (Abb. 11). Deren genauere Funktion wird im nächsten Mikrokosmos-Artikel über E.L.M.I. beschrieben.

Form HH:MM:SS und für das Datumfeld an die Form DD.MM.JJJJ halten. Für das Datum kann man auch einen kleinen Eingabekalender nutzen, den man mit dem sehr kleinen Knopf unterhalb des Datumseingabefeldes aufruft (Abb. 1). Die Themenüberschriften der meisten Eingabefelder können ebenfalls geändert werden. Hierzu klickt man einfach direkt auf das „Thema“ im betreffenden Eingabefeld und ändert die Überschrift. Möchte man die Thematik jedoch komplett ändern, so ist dies ebenfalls möglich. Auf diese Weise kann man ganze Themengebiete aufbauen und für die jeweiligen Dokumentationen in der Datenbank einsetzen. Also beispielsweise für das Thema „Histologie“ die Feldüberschriften „Fixierung“, „Färbung“, usw., während das Thema „Protozoologie“ beispielsweise die Feldüberschriften „Biotop“ und „Kultivierung“ zur Verfügung stellt. Diese Themen sind frei definierbar und unterstützen das in E.L.M.I. integrierte maschinenlesbare „Labor Informations System“.

Bezugsquellen

E.L.M.I.: <http://www.hs-empden-leer.de/nl/forschung-transfer/projekte/elmi.html>

E.L.M.I. Download:

http://ime.technik-empden.de/#ime_1.html

ChemSketch:

<http://www.acdlabs.com/resources/freeware/chemsketch/>

Literaturhinweise

Kauer, G: Supporting microscopist's needs: new software for annotation, measurement and data mining. *Imaging and Microscopy* 14, 33–35 (2012).

Kauer, G: E.L.M.I.: The expert system for light microscopy. *Microbe Hunter* 3, 4–18 (2013).

van Zanten, M: Microscopieren mit E.L.M.I. computerunterstützung. *Microworld-Niederlands Genootschap voor Microscopie* 70, 16–19 (2012).

Verfasser: Prof. Dr. Gerhard Kauer, Hochschule Emden-Leer, Lehrstuhl für Bioinformatik, Constantiaplatz 4, 26723 Emden

Kurze Mitteilung

Die Suktorien und ihre Fresstentakel

Suktorien sind eine spezielle Gruppe der Cilien, die in ihrer vegetativen Phase keine Cilien haben. Meist sind sie mit einem Fußorganell am Substrat angeheftet, und sie haben Tentakel, an welchen Beuteorganismen haften bleiben. Anders als beispielsweise bei den Heliozoen, bei welchen die an den Axopodien festhaftende Beute amöboid umflossen wird, können die Suktorien die Beute weder amöboid umfließen, noch haben sie einen Zellausgang, durch welchen die Beute komplett aufgenommen werden könnte. Bei der Beobachtung des Fressvorgangs erscheint es so, als

würden die Beuteorganismen (in der Regel andere Ciliaten) mit Hilfe von Tentakeln ausgesogen (Abb. 1). Jedenfalls wird das Cytoplasma der Beute durch die Tentakel transportiert, die Pellicula des Beutetiers bleibt zurück und wird am Ende des Fressvorgangs vom Räuber abgestoßen.

Die deutsche Bezeichnung für Suktoria ist Sauginfusor. Lange Zeit lag es für die Protozoologen nahe zu denken, dass das Plasma der Beuteorganismen durch einen Saugvorgang in die Suktorien gelangen würde. Tatsächlich wurde diese Hypothese in den frühen 1960er Jahren auch

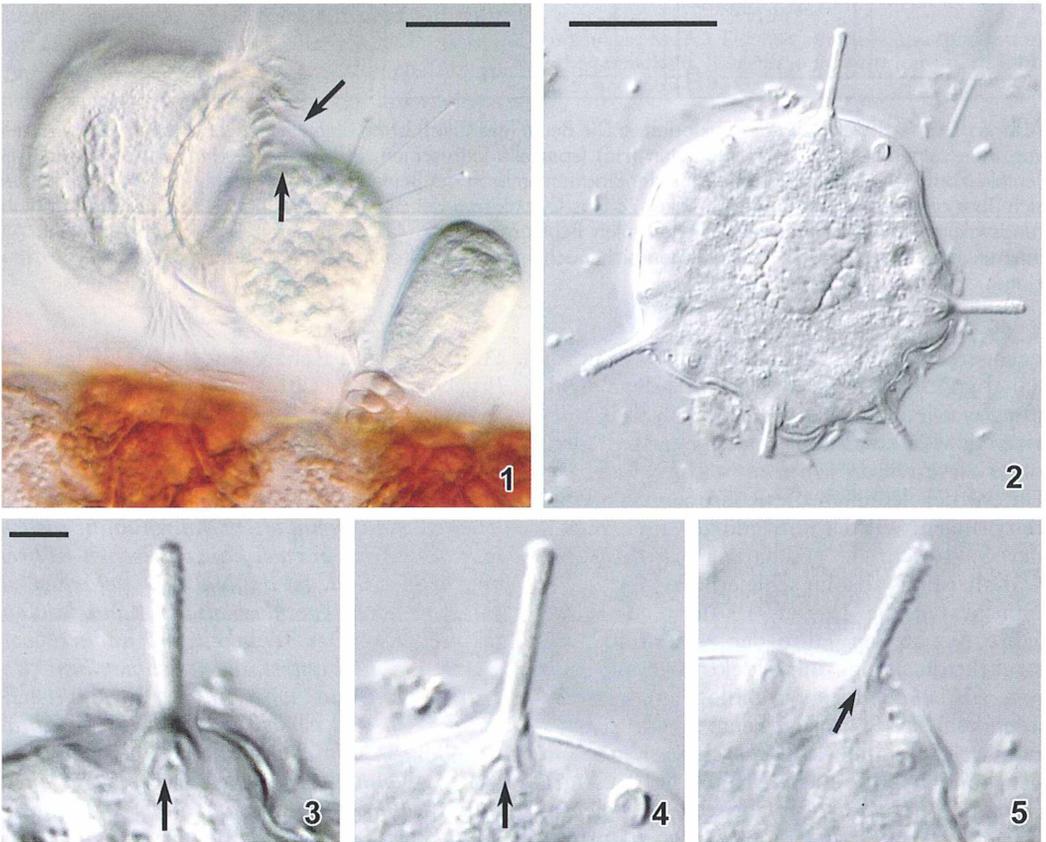


Abb. 1: Der Suktoria *Podophrya spec.* beim „Aussaugen“ einer *Trichodina pediculus* (Ciliat). Die Pfeile weisen auf die Fresstentakel hin. Maßbalken 25 µm. – Abb. 2–5: Der Suktoria *Heliophrya riedereri* (2) lässt im Lichtmikroskop Einiges von der Binnenstruktur der Tentakel erkennen (3–5). Maßbalken (2) 25 µm, (3–5) 10 µm.

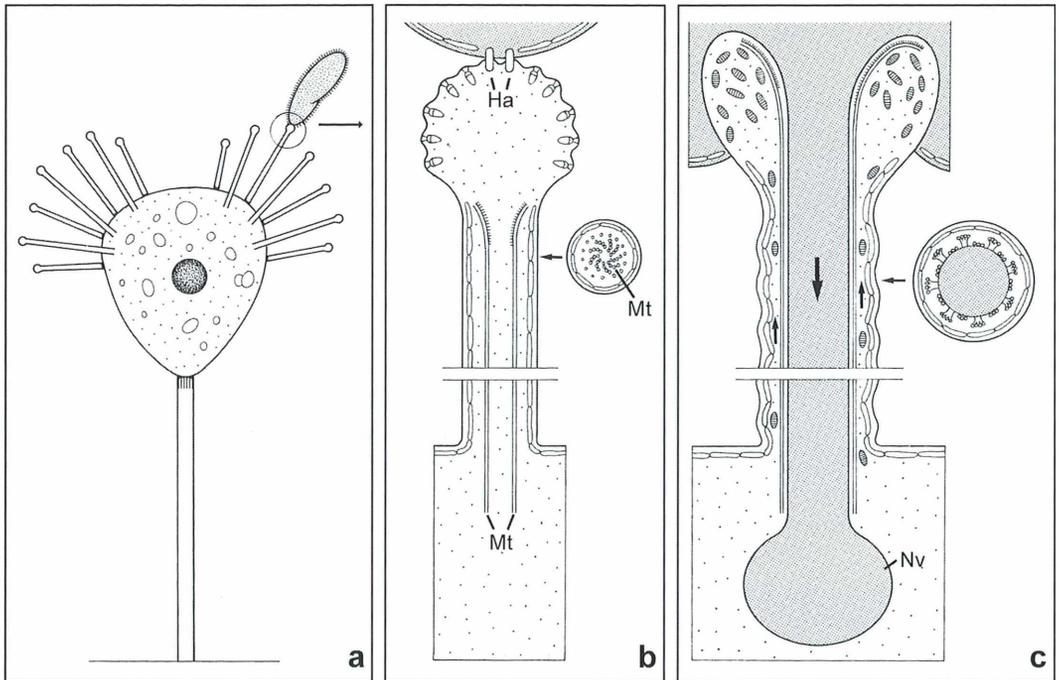


Abb. 6: Das Fresswerkzeug der Suktorien. **a** Die Beute (ein Ciliat) ist an einen Tentakel gestoßen und wird nun von ihm festgehalten. **b** Die Haptocysten (Ha) (spezielle Extrusomen, also ausschleuderbare Organellen) im Tentakelköpfchen verbinden sich fest mit der Plasmamembran der Beute. Zwei Mikrotubuli-Ringe (Mt) erstrecken sich über die gesamte Länge des Tentakels. **c** Das Cytoplasma der Beute steckt zunächst in einer großen Nahrungsvakuole (Nv), welche aus dem gesamten Beuteorganismus und der inneren Tentakelröhre besteht. Am inneren Ende der Mikrotubuliröhre lösen sich nacheinander zahlreiche kleinere Nahrungsvakuolen ab (aus Hausmann et al., 2003).

nachgerechnet, die Ergebniswerte passten zur Saughypothese (Hull, 1961). Basis der Berechnung war jedoch, dass die Tentakelröhre radial eine gewisse Stabilität haben musste, denn ohne diese würde der vom Suktorien aufgebaute Unterdruck lediglich die Röhre zum Kollabieren bringen. Wie der notwendige Unterdruck in der Suktorienzelle geschaffen werden sollte, war allerdings absolut schleierhaft.

Nun waren die 1960er, 1970er und 1980er Jahre die großen Jahre der zellulären Ultrastrukturforschung mit Elektronenmikroskopen. Ab 1965 entdeckten Biologen, dass in den Tentakeln der Suktorien keine Strukturen waren, welche stabile Röhrensysteme hätten bilden können. An diesen Arbeiten hatten Maria Rudzinska (New York), Christian Bardele und Karl Gottlieb Grell (beide Tübingen) großen Anteil (Rudzinska 1965; Bardele und Grell, 1967). Das Standardwerk *Protistology* der Berliner Protistologen Klaus Hausmann, Norbert

Hülsmann und Renate Radek (2003) fasst die Ergebnisse der Ultrastrukturforschungen am Ingestionsapparat der Suktorien zusammen (Abb. 6). Unter anderem steht dort (hier aus dem Englischen übersetzt) zu lesen: *Die Tentakel, welche nicht gerade an einem Fressvorgang beteiligt sind, beinhalten Mikrotubuli, welche schraubenartig in zwei konzentrischen Röhren angeordnet sind. Ist die Nahrung gefangen, so wandern die Mikrotubuli an den Rand des Tentakelschaftes. Der Tentakel wird dadurch verkürzt und verbreitert. Die Zellmembran des Futterorganismus wird an der Kontaktstelle aufgerissen und verschmilzt mit der Membran des Tentakelköpfchens, sodass kein Leck entsteht... Wenn der mit Nahrungsplasma angefüllte Zellmembransack am inneren Ende der Tentakelröhre angekommen ist, werden dort Nahrungsvakuolen abgeschnürt. Ultrastrukturaufnahmen zeigen kleine, armartige Strukturen, welche die Plasmamembran in der Tenta-*

kelröhre mit den Mikrotubuli der inneren Röhre verbinden. Es wird vermutet, dass diese Arme am Transport der Membran nach innen zusammen mit dem Zellinhalt beteiligt sind.

Diese Arme erscheinen analog zu den Dyneinarmen, welche Mikrotubuli in den Cilien und Flagellen dynamisch verbinden und dort letztendlich Biegeschwingungen hervorrufen.

Für den Amateurmikroskopiker sind solche Details üblicherweise nicht sichtbar, denn es haben nur wenige Amateure Transmissions-elektronenmikroskope im Keller (von der vorher nötigen Präparation ganz zu schweigen). Wenn man die Strukturen kennt und das Objekt günstig ist, sind allerdings auch im Lichtmikroskop an der Tentakelbasis zwei Schichten erkennbar: Die äußere, den Tentakelschaft bildende Pelliculaschicht und eine innere ringartige Struktur, die von den Mikrotubuli herührt.

Heliophrya riederi ist ein Suctor mit sehr flachem Körper, der ohne Stiel auf dem Substrat aufwächst, was sich sehr günstig auf die Beobachtbarkeit des Phänomens auswirkt. Wenn man ihn auf einem Objektträger aufwachsen lässt, wie das von Bettighofer 2009 beschrieben

wurde, hat man beste Beobachtungsmöglichkeiten. So hatte der Autor Gelegenheit, an einem Exemplar aus dem Tegeler Fließ (Berlin) mit hochauflösender Optik und Differenzial-Interferenzkontrast die oben beschriebenen ineinander geschachtelten Strukturen zu beobachten (Abb. 3–5).

Literaturhinweise

- Bardele, C. F., Grell, K. G.: Elektronenmikroskopische Beobachtungen zur Nahrungsaufnahme bei dem Suctor *Acineta toberosa* Ehrenberg. Zeitschr. f. Zellf. 80, 108–123 (1967).
- Bettighofer, W.: Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee – Teil 1: Aufwuchsobjektträger. Mikrokosmos 98, 336–341 (2009).
- Bettighofer, W.: Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee – Teil 3: Rotalgen-Aufwuchs. Mikrokosmos 99, 141–149 (2010).
- Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology, 3rd ed. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
- Hull, R. W.: Studies on suctorian protozoa: The mechanism of ingestion of prey cytoplasm. J. Protozool. 8, 351–359 (1961).
- Rudzinska, M. A.: The fine structure and function of the tentacle in *Tokophrya infusorium*. J. Cell Biol. 25, 459–477 (1965).

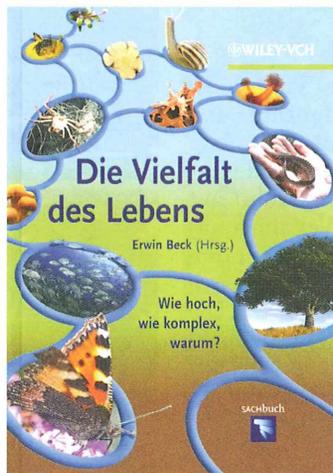
Wolfgang Bettighofer, Kiel

Buchbesprechung

Beck, E. (Hrsg.):
Die Vielfalt des Lebens.
Wie hoch, wie komplex, warum?
Wiley-VCH, Weinheim 2012,
246 Seiten, Hardcover,
€ 24,90,
ISBN 978-3-527-33212-0.

Die Vielfalt des Lebens in einem handlichen Buch von nicht mehr als 246 Seiten, Index und Autorenverzeichnis inbegriffen, darstellen zu wollen, erscheint im ersten Moment ein gewagtes, wenn nicht gar überambitioniertes Unterfangen zu sein.

Bereits beim Durchblättern erschließt sich dem Leser jedoch recht schnell, dass das hier zu besprechende Buch, herausgegeben anlässlich des 20. Geburtstages der CBD (Convention on Biologi-



cal Diversity) und damit als Beitrag der deutschen Wissenschaft zu diesem Jubiläum gedacht, recht schnell ein Gefühl für die Vielschichtigkeit des Begriffes Biodi-

versität entstehen lässt. Dieses geschieht durch die breit gefächerte, geschickte Auswahl von 22 Einzelbeiträgen, verfasst von noch mehr Autoren, die einen Bogen von der Vielfalt im Mikrokosmos bis hin zur Diversität in verschiedenen Ökosystemen zu spannen vermögen. Hierbei werden Aspekte aus evolutiven über ökologische Perspektiven bis hin zur politischen Dimension beleuchtet. Die 22 Übersichtsartikel wurden unter folgenden Gesichtspunkten verschiedenen Kapiteln zugeordnet: Biodiversität entdecken, verstehen (Entstehung, Funktion), nutzen. Aus diesen unterschiedlichen Betrachtungsweisen resultiert eine kurzweilig zu lesende, umfassend informierende Lektüre, die fordert, aber nicht überfordert.

Erika Hausmann, Berlin

Infrarotes Licht als Hilfsmittel bei der Analyse petrografischer Dünnschliffe

Christian Weiß

Bei vielen Materialien und Objekten erlaubt die Mikroskopie im infraroten Licht eine deutlichere Darstellung von Strukturen und Bilddetails (Beer, 1995; Blank und Blank, 1978; Linskens, 1980). Neben der bekannten Infrarotspektroskopie nach der so genannten Fourier-Transformtechnik (FTIR) kann auch ein normales Lichtmikroskop im infraroten Spektralbereich betrieben werden. Bei biologischen Proben ist die hohe Durchdringungsfähigkeit des infraroten Lichtes von Materialien wie Chitin bekannt, das bei infraroten Wellenlängen durchsichtig wird. Ähnlich verhält sich Chlorophyll, das im infraroten Bereich eine weiße Farbe zeigt. Erze werden ebenfalls lichtdurchlässig und zeigen teilweise eine hohe Transparenz.

Bei der Dünnschliffmikroskopie mit petrografischen Dünnschliffen sind dunkle, lichtundurchlässige Strukturen oft problematisch und für eine genauere Beschreibung nicht geeignet. Versuche mit unterschiedlichem Probematerial und einem einfachen Polarisationsmikroskop, das im infraroten Lichtspektrum benutzt wurde, zeigten, dass die Methode für die Dünnschliffanalyse geeignet ist und dazu dienen kann, die Ergebnisse der konventionellen Lichtmikroskopie zu erweitern.

Methoden

Als Proben dienten verschiedene Sandsteine, Kalke, rezente unbefestigte Sedimente und Keramik aus einem archäometrischen Projekt. Alle Proben sind mineralischer Natur und wurden vor der Verarbeitung zum Dünnschliff mit dem Epoxidharz Biresin in einer Vakuumkammer vollständig getränkt. Um den Porenraum sichtbar zu machen, wurde das Harz mit dem blauen Farbstoff Kingston Blue gefärbt. Die Proben wurden dann mit dem Epoxidharz Araldit auf einem angerauten Glas-Objektträger fixiert und nicht abgedeckt. Alle verwendeten Materialien haben keinen Einfluss auf die Lichtdurchlässigkeit im infraroten Bereich. Die Fotos wurden an einem normalen Polarisationsmikroskop angefertigt, in dessen Strahlengang ein Infrarotfilter mit über 720 nm Wellenlänge Lichtdurchlass eingebracht war. Bei Filtern höherer Wellenlänge (es wurden auch Filter mit 850 und 1000 nm getestet) zeigte sich

eine höhere Unschärfe bei annähernd gleichen Ergebnissen. Der 720 nm Filter lässt dagegen noch einen geringen Anteil sichtbaren Lichtes passieren und erlaubt ein relativ ausgewogenes

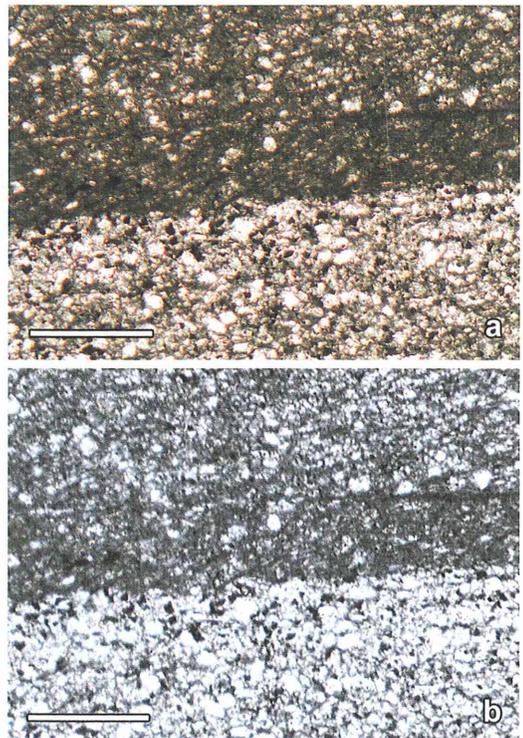


Abb. 1: Dünnschliffaufnahmen eines Partikelkalkes. **a** Im normalen Licht. **b** Im Infrarotlicht. Maßstab 200 μm .

Verhältnis zwischen Schärfe, Detailgenauigkeit und einem hohen Anteil infraroten Lichtes. Die Schärfe ist aufgrund der hohen Wellenlänge ein Problem, welches die Fotografie in höheren Vergrößerungen erschwert oder gar unmöglich macht. Hier kommt die Dicke der Dünnschliffe hinzu, die mit 27 μm eine hohe Auflösung erschwert.

Die Fotos im Infrarotbereich wurden mit einer modifizierten Spiegelreflexkamera (Canon EOS 350D) angefertigt. Bei der Kamera ist der serienmäßige Infrarot- und Ultraviolettfilter entfernt und durch eine Plexiglasscheibe ersetzt worden. Dadurch wird der CMOS- (Complementary Metal Oxide Semiconductor) Bildsensor empfänglich für eine Wellenlänge zwischen etwa 300 und 1100 nm. In Kombination mit dem 720 nm Filter wird damit der Bereich des unteren Infrarotlichtes erfasst. Bei Mikroskopen muss darauf geachtet werden, dass kein Infrarotfilter eingebaut ist und die Beleuchtung einen hohen Anteil an Infrarotlicht aufweist, was beispielsweise bei Glüh- oder Halogenlampen der Fall ist.

Ergebnisse

Die Tests verschiedener Materialien ergaben unterschiedliche Ergebnisse. So zeigen Karbonate kaum Unterschiede in den verschiedenen Lichtbereichen, während in klastischen Sedimenten sowohl bei Sandsteinen als auch bei Tonen und Silten Strukturen besser zu erkennen sind. Aus dem archäometrischen Bereich wurden Keramikdünnschliffe getestet, die im infraroten Licht deutlich höhere Lichtdurchlässigkeit aufweisen.

Fallbeispiel 1

Kalke sind im infraroten Licht nur unwesentlich heller und lassen etwas deutlicher Strukturen erkennen. Der in Abbildung 1 gezeigte Dünnschliff ist ein feinkörniger Partikelkalk, der teilweise reich an organischem Material und Tonmineralen ist. Die Proben stammen aus dem Ordovizium von China (Western Hills bei Peking) und waren Bestandteil einer Studie zur Mikrofazies und Diagenese, bei der Details wie Korngrenzen, Matrixstrukturen oder die Verteilung von Eisenmineralen eine zentrale Rolle spielten.

Die Abbildung zeigt eine helle Schicht im unteren Bereich des Bildes, die aus Kalkpartikeln und kleinen, fein verteilten Pyriten besteht. Im

infraroten Licht sind die einzelnen Eisenmineralkörner, die im Bild schwarz erscheinen, besser zu erkennen, da der Kontrast zum umgebenden Kalk höher ist. Im oberen Bereich des Bildes ist eine Schicht mit einem hohen Anteil aus Tonmineralen und organischem Material zu sehen. Sie weist im Infrarotlicht eine größere Helligkeit auf, und einzelne Strukturen wie Tonflaser treten deutlicher hervor.

Fallbeispiel 2

Bei Sandsteinen ist die Darstellung im infraroten Licht etwas aussagekräftiger. In Abbil-

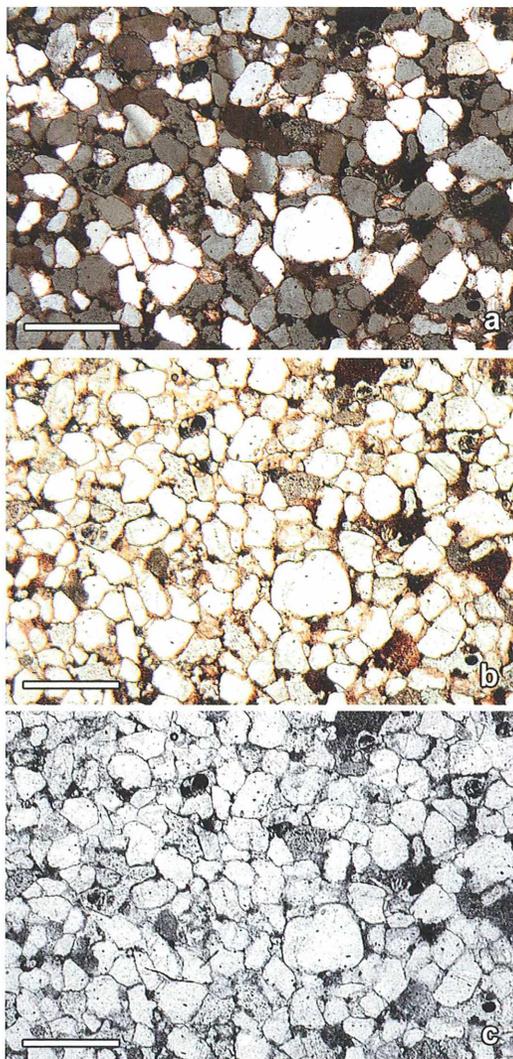


Abb. 2: Dünnschliff einer Sandsteines. **a** Im polarisierten Licht. **b** Im normalen Licht. **c** Im Infrarotlicht. Maßstab 200 μm .

dung 2 ist ein Sandstein gezeigt, der aus dem Ordovizium aus Äthiopien (Enticho-Formation) stammt. Die Probe ist im polarisierten (Abb. 2a), im normalen (Abb. 2b) und im infraroten Licht (Abb. 2c) dargestellt.

Der Sandstein ist ein Quarzsandstein mit geringem Feldspatgehalt und vereinzelt Schwer- und Eisenmineralen. Der Porenraum ist mit Tonmineral-, Silikat- oder Karbonatzementen gefüllt. Im Falle der Quarzzemente bilden diese einen gleichmäßigen Anwachssaum um die Körner herum. Die Körner der Sandsteine zeigen im infraroten Licht eine höhere Lichtdurchlässigkeit. Auch opake Mineralphasen und Tonmineralzemente sind im infraroten Bereich weitestgehend durchsichtig, und interne Strukturen lassen sich erkennen. Hier gilt – wie bei den Kalken –, dass vereinzelte Eisenminerale undurchsichtig bleiben. Allerdings gehen Strukturen innerhalb einzelner Körner verloren, vor allem dann, wenn es sich um die gleiche Mineralphase handelt. So sind Quarzzemente, die im normalen und polarisierten Licht deutlich zu erkennen sind, unter infrarotem Licht kaum noch sichtbar.

Fallbeispiel 3

Weitere untersuchte Sedimentproben sind rezente klastische Sedimente, die aus Mangrovenwäldern im Norden Vietnams stammen (Abb. 3). Sie setzen sich vorwiegend aus Quarzen, Feldspäten und vereinzelt Glimmern zusammen, die in eine Matrix aus Tonmineralen eingelagert sind. Dazu kommt ein hoher Gehalt an organischem Material (bis zu 30 %), das zum Teil in Form inkohlter Holzstücke vorliegt. Die mineralischen Komponenten zeigen im infraroten Licht die hohe Lichtdurchlässigkeit. Korngrenzen, die im normalen Licht gut sichtbar sind, verschwimmen und bekommen eine undeutliche, nebulöse Struktur. Die dunkle Tonmineralmatrix wird lichtdurchlässiger, und interne strukturelle Merkmale werden sichtbar. So sind die Verteilung von feinkörnigem organischem Material und dessen wolkige Verteilung zu erkennen. Opake Partikel wie das inkohlte Holz lassen sich von opaken Mineralphasen gut unterscheiden, da diese transparent werden. Kleine Schwerminerale verschwinden allerdings in der Matrix.

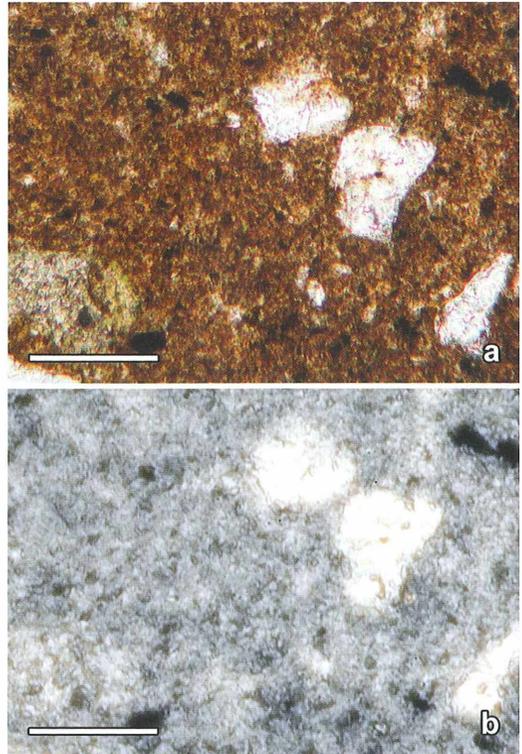


Abb. 3: Dünnschliff einer rezenten Sedimentprobe. **a** Im normalen Licht. **b** Im infraroten Licht. Maßstab 100 μm .

Fallbeispiel 4

Eine weitere Dünnschliffserie besteht aus antiker Keramik (Abb. 4), die im Rahmen eines archäometrischen Projektes untersucht wurde. Dabei handelt es sich um Keramikbruchstücke mit einem Alter von circa 2.200 bis 2.800 Jahren, die von einer archäologischen Grabung im Norden Äthiopiens stammen. Die Proben sind dunkle Bruchstücke, mit einer hohen Porosität und einer extrem dunklen Matrix. Die Magerung (in der Keramikerstellung ein Verfahren zur Verfestigung zu fettiger Tone) wurde vorwiegend mit Feldspäten vorgenommen, die einen geringen Anteil an Quarzen und Foïden aufweisen. Foïde sind Minerale, die in magmatischem Gestein bei Kieselsäuremangel vorkommen. Der Anteil der Magerung schwankt zwischen 38 und 45 %. Im infraroten Licht sind die Körner der Magerung lichtdurchlässiger, und im Gegensatz zu den Sedimentproben verwischen sich die Korngrenzen nicht, sondern sind auch bei kleinen Fragmenten deutlich

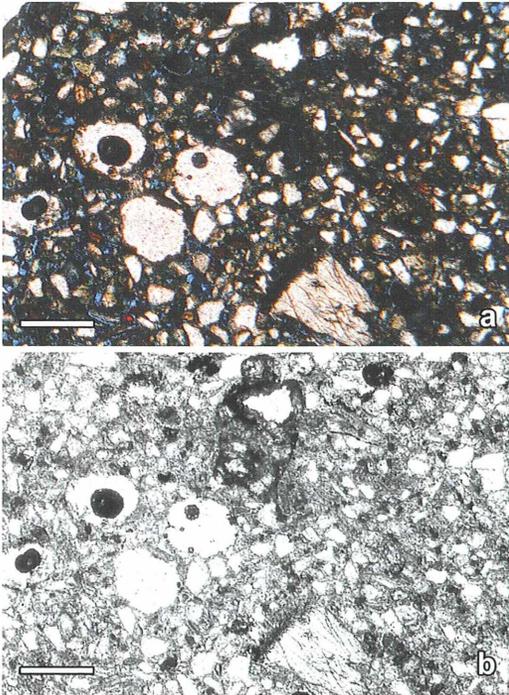


Abb. 4: Dünnschliff einer Keramikprobe. **a** Im normalen Licht. **b** Im infraroten Licht. Maßstab 200 μm .

zu erkennen. Die Matrix zeigt eine sehr hohe Lichtdurchlässigkeit, und so können Strukturen wie Krusten um die Körner der Magerung oder geschichtete Gefüge sichtbar gemacht werden.

Schlussfolgerungen

Der einfache und preiswerte Umbau der Kamera sowie die einfache und schnelle Modifizierung des Mikroskops machen die Infrarotmikroskopie zu einer kostengünstigen Erweiterung zur konventionellen Mikroskopie von Gesteinsdünnschliffen. Vor allem die hohe Durchdringungsfähigkeit von dichten Tonmineralproben und die Möglichkeit der Unterscheidung opaker Mineralphasen sind eine sinnvolle Ergänzung, die eine detailliertere Beschreibung der Gefügestruktur erlaubt.

Literaturhinweise

- Beer, H. G.: Verbesserung der mikroskopischen Bildauflösung durch Infrarotmikroskopie. *Mikrokosmos* 84, 183–185 (1995).
 Blank, R., Blank, H.: Technik der Infrarotfotografie. *Mikrokosmos* 67, 185–188 (1978).
 Linskens, H. F.: Moderne Methoden der mikroskopischen Beobachtung: Das Infrarot-Mikroskop. *Mikrokosmos* 69, 219–221 (1980).

Verfasser: Christian Weiß,
 Geozentrum Nordbayern,
 Universität Erlangen-Nürnberg,
 Loewenichstraße 28, 98054 Erlangen,
 E-Mail: weiss@pal.uni-erlangen.de

MIKROSKOPIE

FÜR NATURFREUNDE

Schriften der Freien Vereinigung von Freunden der Mikroskopie

4. Jahrgang
Januar 1926
Heft 1

Ambrosia artemisifolia, eine interessante, aber nicht problemlose Pflanze

Wolfgang Jacob

Besonders in ländlichen Gebieten hat in den letzten Jahrzehnten das Beifußblättrige Traubenkraut, botanisch *Ambrosia artemisifolia*, meist nur *Ambrosia* genannt, eine zweifelhafte Bekanntheit erlangt. Deren Pollen sind durch ein nachweislich hohes Allergiepotehtial nicht nur bei Allergikern gefürchtet. Die ursprünglich aus Nordamerika stammende Pflanze, wahrscheinlich oft durch importiertes Vogelfutter eingeschleppt, soll hier näher vorgestellt werden.

Ambrosia ist eigentlich kein absoluter Neuling in Deutschland. Die Literatur verweist auf ein erstes Vorkommen 1860 in der Nähe von Hamburg und auf spätere lokale Bestände oft in der Nähe von Mühlen (Poppendieck, 2007). In der Lausitz wird 1923 von Vorkommen in der Nähe von Textilfabriken bei Forst berichtet (Decker, 1923). Die *Ambrosia*-Bestände blieben lange lokal. Erst gegen Ende des 20. Jahrhunderts generalisierte sich die Ausbreitung in Deutschland und Europa. Als Ursachen werden ein verstärkter Import von verunreinigtem Futter, der Klimawandel, aber auch ein einseitiger Herbizideinsatz diskutiert.

Ambrosia-Fund

Ambrosia artemisifolia gehört botanisch zur Familie der Asteraceae, zu der alle Korbblüt-

ler, aber auch Beifußarten und Wermut gezählt werden. Das hier verwendete Material stammt von einer etwa 200 m² großen Brache, die rekultiviert wurde. Gewarnt durch eine gute Aufklärung in der Tagespresse fielen dabei Pflanzen als ambrosiaverdächtig auf. Eine nähere Prüfung ergab, dass sich innerhalb eines Bestandes von Nachtkerzen (*Oenothera biennis*) im Umkreis von etwa 1,5 m über 50 *Ambrosia*-Pflanzen in Größen zwischen etwa 70 bis unter 10 cm befanden (Abb. 1). Das übrige Areal war ambrosiafrei. Offenbar hatte im Vorjahr eine einzelne Pflanze ihre Samen verstreut. Alle Pflanzen, auch die kleineren, waren im Aufblühen begriffen oder blühten schon. Nach Freilanduntersuchungen und -aufnahmen (Abb. 2) wurde der Bestand entsorgt, aber eine Pflanze unter Schutzbedingungen weitergehalten.

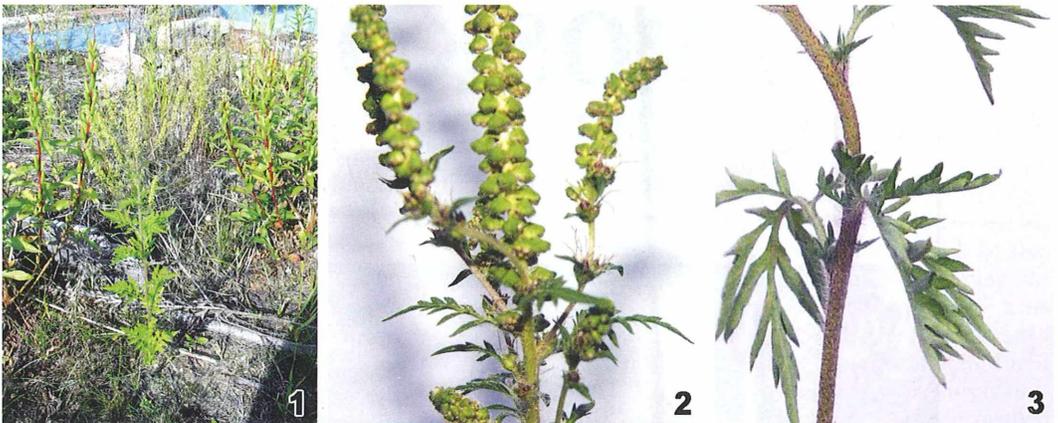


Abb. 1: *Ambrosia* und Nachtkerzen auf einer Brache. – Abb. 2: Blühende *Ambrosia*. – Abb. 3: Blattober- und Blattunterseiten; in einem Blattwinkel durch Haare verdeckte weibliche Blüte.

Ambrosia-Blätter

Viele Beobachtungen stammen von der über etwa drei Monate untersuchten Pflanze. Sie starb im Herbst trotz Verbringen an einem wärmeren Ort ab. Als wichtigstes Erkennungsmerkmal und als Unterscheidungshilfe gegenüber allen Beifußarten können die Blätter angesehen werden. Deshalb werden sie zuerst näher betrachtet. Der deutsche Namensteil von *Ambrosia* „beifußblättrig“ verweist auf die Ähnlichkeit beider Pflanzen, stimmt aber nur bedingt. Beide Arten haben zwar recht ähnlich gefiederte Blätter, aber bei Beifußarten sind die Blattunterseiten stets deutlich heller; oft ist auch eine feine Behaarung mit bloßem Auge erkennbar. Bei *Ambrosia* sehen Blattunter- und Blattoberseite identisch aus. Dies soll Abbildung 3 verdeutlichen.

Die Blätter erscheinen im Griff weicher als die von Beifußarten. Dies bestätigt auch die mikroskopische Untersuchung. Mit der vorhandenen Arbeitstechnik gelang es nicht, eine Epidermisschicht zu isolieren. Auch eine Oberflächenbeobachtung durch Auftragen und Abziehen einer transparenten Klebstoffschicht gelang nicht; hier störte auch die feine Behaarung der Blattoberfläche.

Im Einzelnen erfolgte die Blattpräparation aber nach einem relativ einfachen Verfahren, wobei Anregungen aus dem Standardwerk von Kremer (2002) modifiziert wurden. Die Blätter wurden durch Einlegen in Brennspiritus vom Chlorophyll befreit, mit Wasser ausgewaschen und 3–4 Tage einer Bleichlösung (10%iges Gardinenweiß) ausgesetzt und wiederum ausgewaschen.

Bei so behandelten Blattteilen können mit Methylenblau einzelne Strukturteile, beispielsweise Haarteile, vorteilhaft eingefärbt werden. Die so vorbereiteten Blattteile können mehrere Wochen bei 5–8°C aufbewahrt werden.

Die Behaarung der Blattteile ist unterschiedlich. Eine starke Behaarung befand sich an den Blatt-rändern (Abb. 4–7). Hier gibt es drei- bis vier-zellige, bis 0,3 mm lange Haare, bei denen nur die unteren Zellen mit Methylenblau einfärbbar waren. Die Blattunterseiten waren reichlich mit ähnlichen mehrzelligen Haaren versehen; sie erreichten gewöhnlich Längen von 50–60 µm (Abb. 8). Die Blattoberseiten waren sparsam behaart und dies meist über den Blattadern. Dafür waren die Haare oft deutlich länger (120–130 µm). Längere, mehrere Millimeter messende Haare befanden sich am Stängel, speziell in der Nähe weiblicher Blüten. Die Haare der Blätter sind durch zwei Basiszellen verankert. Diese sind auf der Blattgegensseite in einer Größe von 30 × 45 µm gut zu erkennen (Abb. 9). Die Stomata sind klein (15–20 µm), unregelmäßig angeordnet und unauffällig (Abb. 10).

Männliche Blütenstände und Pollen

Ambrosia ist eine einhäusige, zweigeschlechtliche Pflanze, ein Windblütler. Die männlichen Blütenstände sind aufrecht stehend und traubenähnlich, daher auch der deutsche Namens-teil „Traubenkraut“. Sichtbar sind bei der Traube zunächst die halbkugelförmigen grünen Hüllblätter (Abb. 2), welche die eigentlichen Blüten enthalten. Die 5–10 mm breiten Hüll-

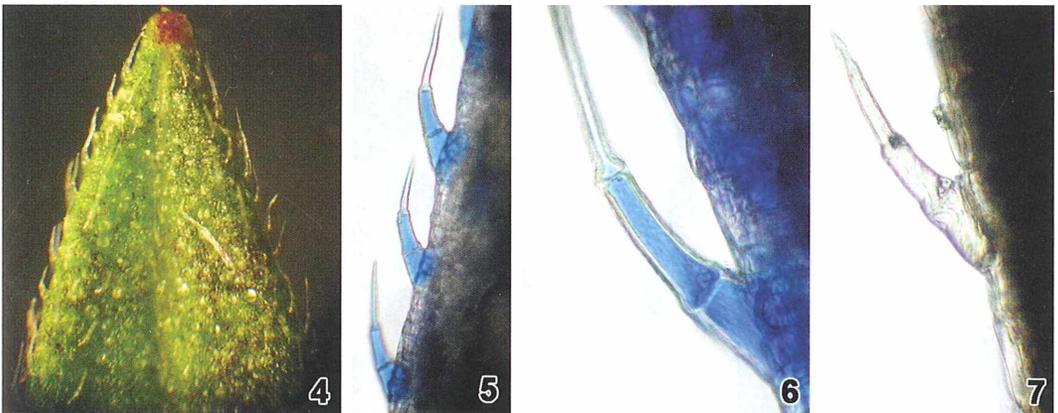


Abb. 4: Behaarung eines jungen Blattes. – Abb. 5–7: Haarstrukturen. Abbildung 5 und 6 nach Färbung mit Methylenblau.



Abb. 8: Behaarung Blattunterseite. – **Abb. 9:** Haarverankerung. Sicht von der gegenüberliegenden Blattseite. – **Abb. 10:** Die Stomata (Pfeile) sind sehr unauffällig.

blätter umschließen 3–5 Blüten. Charakteristisch sind jeweils fünf massive Staubblätter (Abb. 11). Diese geben der Traube im aufgeblühten Zustand einen gelben Anflug und täuschen in einiger Entfernung gelbliche Blüten vor.

Wie fast alle Windblütler bildet *Ambrosia* reichlich Pollen. Schätzungen gehen von bis zu einer Milliarde Pollen pro Pflanze aus. Die Pollen sind kugelförmig bis leicht polymorph und haben einen Durchmesser von etwa 20 µm (Abb. 12–14). Diese Pollengröße scheint für eine Windverbreitung optimal zu sein. So werden bei *Ambrosia*-Pollen Windtransporte von über 100 km diskutiert. Eine Reihe einheimischer Windblütler weist im Übrigen ähnliche Pollengrößen auf (Flindt, 2002).

Mikroskopisch bieten Trocken- und Nasspräparate der Pollen recht unterschiedliche Bilder. Im Trockenpräparat ist deren leicht polymorphe Form zu erkennen. Sichtbar ist auch die für den Austritt eines Pollenschlauchs schlitzförmig vorgeformte Öffnung (Aperta). Auffallend war, dass Pollen oft aneinander hafteten oder kleine Aggregate bildeten. Im Nasspräparat mit Leitungswasser wurde eine unebene, genoppte Oberfläche sichtbar. Diese bedingt wohl die erhöhte Haftfähigkeit, womit die Befruchtungswahrscheinlichkeit, möglicherweise aber auch das Allergiepotehtial, steigt. Es zeigte sich nämlich, dass es beim Arbeiten mit der Pflanze nur schwer möglich war, einen Pollenkontakt völlig auszuschließen. Selbst nach einer mehrstufigen Blattbearbeitung konnten verschleppte Pollen-



Abb. 11: Männliche Blüten. – **Abb. 12:** Pollen, Trockenpräparat. – **Abb. 13** und **14:** Pollen, Nasspräparat. – **Abb. 15:** Pollenpaket, beim Präparieren verschleppt. Methylenblaufärbung.



Abb. 16: Weibliche Blüte mit typischem Stempel. – **Abb. 17:** Abgeblühte weibliche Blüte. – **Abb. 18:** Weibliche Blüte, Fruchtsatz.

aggregate auf diesen nachgewiesen werden. (Abb. 15). Diese äußere, unebene Pollenhülle, das Tectum, ist der Sitz von Inkompatibilitätsproteinen, zu denen auch die Allergenkomponenten gehören. Derzeit sind wohl sechs dieser Allergene bei *Ambrosia* bekannt.

Weibliche Blüten

Die weiblichen Blüten befinden sich in den oberen Blattachseln, sind äußerst unauffällig und durch die recht starke Behaarung dieser Pflanzenteile schwer zu finden. Die Kelchblätter sind nur ansatzweise zu erkennen. Die Blüten besitzen mehrere Ansätze von Stempeln. Dabei können ein oder zwei von ihnen Längen von über 1 cm erreichen. Abbildung 16 zeigt einen etwa 12 mm langen Stempel mit zwei Narben, der stark mit Pollen bedeckt ist. Während des Reifeprozesses (Abb. 17 und 18) nimmt die Behaarung stark ab, und es entstehen wenige Millimeter große, zwiebelähnliche Fruchtkörper, so genannte Achänen. Der Stempelansatz ist bei diesen noch immer zu erkennen. Eine völlige Ausreifung konnte leider nicht mehr beobachtet werden, da die Pflanze im Oktober abstarb. Es schien so, dass die betrachteten Pflanzen recht spät ausgekeimt waren und sich die Vegetationsperiode trotz Verbringen an einem wärmeren Ort nicht verlängern ließ. Die Achänen besaßen Größen von 4×3 mm. In ihnen reift jeweils ein längsovaler Samen mit einer oberseitigen kurzen Spitze und mehreren an der Basis.

Fazit

Es war nicht das Ziel dieser Arbeit, auf Methoden zur unbestrittenen Notwendigkeit einer konsequenten Bekämpfung dieser Pflanze einzugehen. Aber es bleibt darauf hinzuweisen,

dass vielfach schon eine gute Aufklärungsarbeit geleistet wird. Das gilt einmal für die Tagespresse, von der instruktive Beiträge bekannt sind, aber auch für eine kaum zu übersehende Zahl von Beiträgen im Internet, allerdings unterschiedlicher Güte. Zum Abgleich der eigenen Beobachtungen wurden aus dem Internet zwei Beschreibungen der Pflanze herangezogen (Otto, 2008; Schwegler, 2007).

Abschließend sei aus eigener Erfahrung mitgeteilt, dass wie oben dargelegt ein Kontakt mit den Pollen beim Mikroskopieren nur schwer zu vermeiden ist. Hobby-Mikroskopiker, denen meist kein Labor zur Verfügung steht, sollten die einschlägig empfohlenen Schutzmaßnahmen sehr ernst nehmen. Allergiebelastete Personen sollten die Pflanze meiden.

Literaturhinweise

- Decker, P. Unsere Pflanzenwelt. In: Standke, H. (Hrsg.): Heimatkunde der Niederlausitz. Verlag von Rauert & Pittius, Sorau 1923.
- Flindt, R.: Biologie in Zahlen, 6. Auflage. Spektrum, Berlin 2002.
- Kremer, B. P.: Das große Kosmosbuch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos-Verlag, Stuttgart 2002.
- Poppendieck, H.-H.: Die Gattungen *Ambrosia* und *Iva* (Compositae) in Hamburg, mit einem Hinweis zur Problematik der *Ambrosia*-Bekämpfung. Berichte des Botanischen Vereins zu Hamburg 23, 53–70 (2007).

Internet-Hinweise

- Otto, Chr.: *Ambrosia artemisifolia* L. (Asteraceae), Beifußblättrige Ambrosie. Artensteckbrief. Bundesamt für Naturschutz, 2008. <http://www.neobiota@bfm.de>
- Schwegler, U.: Vertiefte Informationen zur *Ambrosia artemisifolia*. Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit, 2007. <http://www.lgl.bayern.de/gesundheit/>

Verfasser: Wolfgang Jacob,
Rembrandtstraße 35, 01983 Großräschen

Packendes Neuland: Radiolarien des Erdaltertums

Andreas Braun

Radiolarien – bekannt für ihre Schönheit zumindest seit den großartigen Bildwerken von Ernst Haeckel – sind in Präparaten aus dem Eozän von Barbados in manchen Mikrosammlungen vertreten. Aber auch die stark verfestigten Kieselschiefer (Lydite) des Paläozoikums hierzulande bestehen fast ausschließlich aus Radiolarienskeletten. Ein neues und dankbares Sammelgebiet, auch ohne komplizierte chemische Präparation, wenn man bestimmte Lagen und Erhaltungszustände kennt.

Mit Radiolarien-Material haben die wenigsten Mikroskopiker schon einmal intensiver zu tun gehabt, obwohl gerade ihre Kieselskelette zu dem Schönsten zählen, was die Natur an mikroskopisch kleinen Formen hervorgebracht hat. Wenn, dann hatte der eine oder andere schon einmal Gelegenheit, eines der schönen Präparate aus dem Eozän von Barbados zu inspizieren und sich an der ungeheuren Formenfülle und der Schönheit der Skelette zu erfreuen. Aber wie so oft, muss man gar nicht so weit reisen, um an interessantes Untersuchungsmaterial wie beispielsweise ozeanische Radiolarien zu gelangen. Viele Gesteinsaufschlüsse in Mittelgebirgen wie dem Rheinischen Schiefergebirge, dem Frankenwald oder dem Harz zeigen mit den Kieselschiefern oder Lyditen Gesteine, die voller fossiler Radiolarien stecken. Da sie in ihrer Härte und chemischen Zusammensetzung als Kieselgesteine auch sehr unempfindlich gegen Transport und Abrieb sind, kommen sie auch überaus häufig als Gerölle in Flussablagerungen und Kiesgruben vor. Hier sind sie dann auch an den Gesteinsflächen zur besseren Betrachtung gewissermaßen vorpoliert. Mit einer 10fach-Lupe sind die Radiolarien gerade bei Geröllen als dunkle Kreise gut zu erkennen. Probleme gibt es erst dann, wenn es darum geht, die Merkmale und auch die Schönheit der Skelette in solchen harten, verfestigten Gesteinen sichtbar zu machen. Dazu ist normalerweise eine Säurepräparation nötig. Es gibt aber auch Vorkommen, da sind diese reizvollen Mikrofossilien ohne aufwändige chemische Präparation gut zu beobachten.

Die Normalpräparation

Die Normalpräparation der Radiolarien setzt ein speziell ausgerüstetes Labor voraus. Die harten Kieselgesteine des Erdaltertums oder auch des Erdmittelalters – beispielsweise die roten Radiolarite der Alpen – müssen speziell aufbereitet werden und lassen sich nicht so einfach schlämmen und sieben, wie das bei manchen der erdgeschichtlich jüngeren Radiolarien-Erden oder Radiolarien-Schlämmen der Fall ist. Mittel der Wahl bei harten, radiolarienführenden Kieselgesteinen ist notwendigerweise Flußsäure – die einzige Säure, die Glas und damit auch die Kieselgesteine überhaupt angreift (Abb. 5).

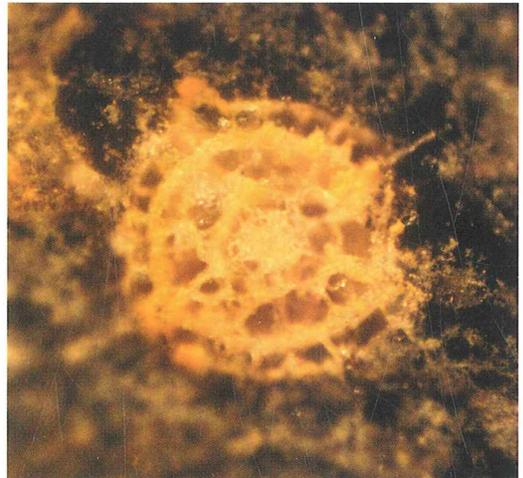


Abb. 1: Kugelige Radiolarien aus der Verwandtschaft der Gattung *Haplotaeniatum* sind in manchen silurischen Kieselschiefern häufig. Sie sind bis zu einem Millimeter groß und zeigen einen komplizierten Innenbau. Silur, Pansberg bei Hirsch, Sachsen; Vergr. 60fach.

Es gibt ein älteres Verfahren von Albert Schwarz, der als freier Mitarbeiter und Präparator bei Senckenberg, Frankfurt, in den 1930er Jahren gewirkt hat. Schwarz kochte seine Kieselschieferproben in konzentrierter Natron- und Kalilauge mehrmals 24 Stunden lang und immer unterbrochen durch Wässerung und Trocknung der Proben. Das Verfahren war umständlich und zeitraubend, lieferte aber die schönsten bisher bekannt gewordenen Präparate angeätzter Kieselschiefer. Die Originalstücke von Schwarz werden am Senckenberg-Museum in Frankfurt/M. aufbewahrt.

Zeitsparender ist ein Verfahren, in dem Platten von Kieselschiefern in konzentrierter (40%iger) Flusssäure angeätzt werden. Die Ätzdauer beläuft sich auf etwa 15 Minuten, ist also erheblich schneller als das Schwarz'sche Laugenätzverfahren. Beide Ätzprozeduren liefern bei geeigneten Gesteinen gute Präparate, sind aber nichts für den Hausgebrauch, weil der Umgang, speziell mit Flusssäure, sehr gefährlich ist, wenn nicht besondere Vorsichtsmaßnahmen berücksichtigt werden und geeignete Laboreinrichtungen zur Verfügung stehen.

Ziel einer wissenschaftlichen Präparation ist es meist, die Skelette vollständig aus der Gesteinsgrundmasse herauszuätzen, um sie dann allseitig im licht- oder elektronenmikroskopischen Präparat untersuchen zu können. Die herausgeätzten Radiolarien müssen im Labor dann so rasch wie möglich dem weiteren Zugriff der Säure entzogen werden. Auch dazu ist wieder besondere Vorsicht und spezielle Ausrüstung nötig. Der paläontologisch und mikroskopisch interessierte Sammler wird sich also andere Möglichkeiten der Suche und Präparation suchen müssen.

Blicke ins Gestein – Die Glücksfall-Lagen

Im Laufe der Zeit zeigt die Geländesuche, dass es immer wieder einmal schmale Lagen in Gesteinsabfolgen gibt, in denen die Radiolarien direkt ohne weitere chemische Präparation im Gestein sichtbar gemacht werden können. Solche Lagen sind dann ein Paradies für das Sammeln von leicht präparierbaren Gesteinsproben. Meist ist in solchen Fällen eine Umwandlung während der Gesteinsbildung passiert, und das Original-Opalskelett ist entweder in Calcit oder in ein Zeolith-Mineral umgewandelt worden. Beides lässt das Skelett nun weiß erscheinen (Abb. 2). Dadurch hebt es

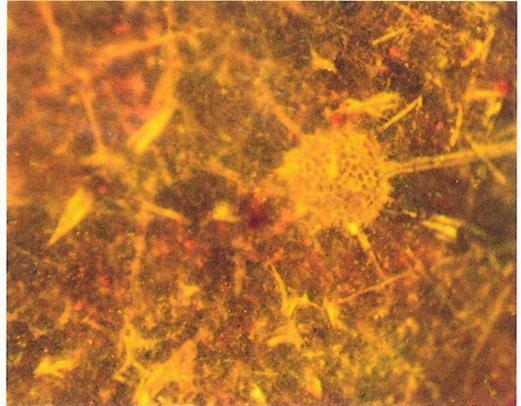


Abb. 2: Blick in eine Kieselschiefer-Oberfläche aus dem Unter-Karbon. Herborn, Rheinisches Schiefergebirge. Solche Präparate sind sehr attraktiv für Kurszwecke und erlauben eine Untersuchung und Bestimmung der Radiolarien schon ohne Säurepräparation. Herborn, Dillmulde; Vergr. 60fach.

sich in der dunkler gefärbten Grundmasse des Gesteins gut ab, besonders, wenn dessen Oberfläche mit Wasser angefeuchtet oder zur dauerhaften Präparation mit einem Klarlack bestrichen wird. Mit dem Mikroskop kann man nun im seitlichen Aufricht gut über eine gewisse Distanz in das Gestein hineinsehen. Diese Mineralumwandlung ist meist sehr detailgetreu verlaufen. In einer solchen weißen Erhaltung sind so die Skelette der Radiolarien, deren Gitterkugeln, Stacheln etc. gut und detailreich zu sehen. Mit einfachen Mitteln ist sogar eine verlässliche Bestimmung möglich.

Nicht nur schön – Bedeutung für die Altersbestimmung

In älteren Werken über Radiolarien werden viele Gattungen mit Verbreitungsangaben wie Kambrium bis rezent angegeben, und so als stratigrafische Durchläufer gekennzeichnet. Es ist erst wenige Jahrzehnte her, dass erkannt wurde, dass Radiolarien in praktisch allen daraufhin bisher untersuchten erdgeschichtlichen Systemen eben keine Durchläufer ohne Leitwert sind, sondern im Gegenteil sogar sehr gute Leitfossilien darstellen. Bei vielen Leitformen ist zur sicheren Bestimmung allerdings eine vollständige Isolierung aus dem Gestein notwendig. Es gibt aber auch Formen mit guter und leichter Erkennbarkeit von außen. Dies ist

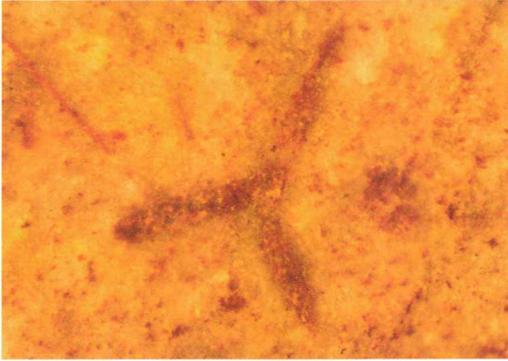


Abb. 3: Ein Traumfall der Biostratigrafie: Kieselschiefer, bisher als devonisch eingestuft, entpuppten sich schon am Fundort ohne Säure-Präparation als sicher unterkarbonisch, weil es solche Mercedes-Stern-Formen (Latentifistulidae) erst im Unterkarbon gibt. Garbenheimer Warte bei Wetzlar; Vergr. 60fach.

der Fall bei den großen „Mercedes-Sternen“ im Karbon (Abb. 3), mehrarmigen, ästigen Formen, die zur Gruppe der Latentifistulidae gehören. Da solche Formen erst in einem bestimmten Niveau im Unterkarbon erstmals vorkommen, lassen auch kleine Gesteinsstücke mit solchen äußerlich sichtbaren Mercedes-Sternen eine verlässliche Altersbestimmung zu. Bei Wetzlar sind zum Beispiel verschiedene Felder dicht bestreut mit den widerstandsfähigen Platten von Kieselschiefern. Da sonst in solchen Gesteinen andere Leitfossilien sehr selten sind, war deren Einstufung oft unklar oder nach anderweitigen geologischen Lagerungskriterien vorgenommen worden. Für die besagten Kieselschiefer-Vorkommen wies die geologische Karte sämtlich Oberdevon aus. Schon ein Stück mit den Mercedes-Sternen zeigte aber deutlich, dass das nicht stimmen konnte – die Serie hatte in Wirklichkeit ein jüngerer, unterkarbonisches Alter. Eine solche Bestimmung ist, wenn wie in diesem Falle auch die Erhaltungszustände stimmen, innerhalb nur weniger Momente im Gelände vor Ort machbar – wohl ein seltener Ausnahmefall in der mikropaläontologischen Biostratigrafie.

Andere Fossilien in Kieselschiefern

Kieselschiefer wurden, besonders jene des Devons und des Karbons im Rheinischen Schiefergebirge und im Harz, in älteren Kartierwerken oft als fossilieer charakterisiert, obwohl sie

eigentlich aus nichts anderem als Fossilien (nämlich Radiolarienskeletten und Kiesel-schwamm-Resten) bestehen. Weil geeignete Präparationsverfahren noch nicht allzu lange bekannt sind, waren damit sicher alle anderen Fossilien als die zu dieser Zeit nicht zugänglichen Radiolarien gemeint. Und in der Tat: Abgesehen von Radiolarien und Kiesel-schwamm-Resten sind Kieselschiefer außerordentlich fossilarm bis fossilieer. Nur nach längerem Suchen gelingt es hier und da, Conodonten, meist als Einzelemente oder seltener als so genannte Conodonten-Apparate, zu finden. Seltene Glücksfunde sind Pflanzenreste, die zur Zeit der Ablagerung der Kiesel-schlämme vom Festland, wahrscheinlich über Flüsse, in das in diesem Fall unterkarbonische Meer transportiert wurden. Glückselig sind solche Funde deshalb, weil durch die sehr frühe Verkieselung eine wunderbare Erhaltung der Pflanzenteile zustande kommt – alle Einzelheiten sind mindestens so gut zu sehen wie bei einem Schnitt durch eine rezente Pflanze (vgl. die Beschreibung eines solchen Fundes in Braun und Wilde, 2001).

Das Kriterium der Fossilarmut gilt weniger für die Kieselschiefer des Silurs. In diesen Gesteinen, die meist auch reicher an Bitumen sind als die jüngeren, devonischen oder karbonischen, finden sich fast immer auch Reste von Graptolithen (= „Schriftsteine“; Abb. 4). Diese verkörpern ausgestorbene, marine Vertreter der Kiemenlochtere (Hemichordaten), die als Plankton in jenen Meeren umhergetrieben sind.

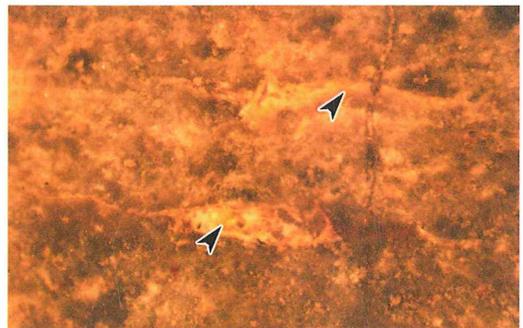


Abb. 4: Nicht nur Radiolarien, sondern auch Reste von Graptolithen sind unter dem Lackanstrich mancher Kieselschiefer-Gerölle zu erkennen. Sie helfen bei der Alterseinstufung. Hier Reste zweier Embryonalstadien (Siculae) im Längsschnitt (Pfeilköpfe). Silur, Pansberg bei Horsch, Sachsen; Vergr. 60fach.

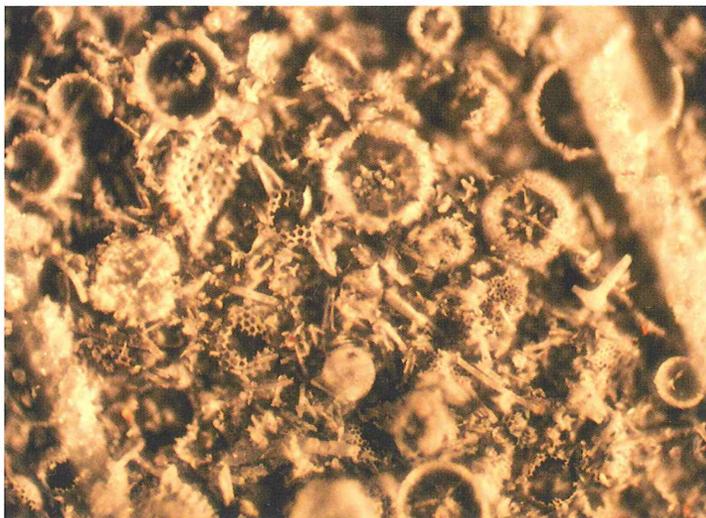
Graptolithen sind zum einen als Leitfossilien wichtig, weil gerade hier eine sehr gute Alterszonierung existiert und weil sie bei sonst „nur schwarzen“ Kieselschiefergeröllen in Kiesen gut eine Unterscheidung zwischen Kieselschiefer karbonischen Alters von solchen silurischen Alters zulässt. Gerade die Graptolithen bieten aber in den silurischen Kieselschiefern, den Lyditen, eine andere, bisher noch kaum angegangene Forschungsmöglichkeit: Schon in fast 100 Jahre alten Arbeiten sind aus den Kiesel- und Alaunschiefern besonders Sachsens Weichteilreste von Graptolithen beschrieben und zum Teil auch abgebildet worden. Obwohl bis heute zweifelhaft geblieben ist, ob es wirklich Reste des bisher noch unbekanntenen Weichkörpers der kleinen Tiere waren, die in den Theken des Graptolithen saßen, ist soviel sicher: Es handelt sich um ausnehmend zarte und nur sehr selten erhaltene Strukturen an der Graptolithen-Kolonie. Zumindest feinste, sonst nicht erhaltene Schwebestacheln und Schwebelbläschen sind nachgewiesen. Solche Funde liegen bis heute nur als zusammengedrückte Schichtflächenfunde von Schiefen vor. Aber die Erhaltung der Graptolithen in den Kieselschiefern (Bitumen-Lyditen nach Correns, 1926) ist besser. Das liegt an der schon früher erwähnten raschen Verkieselung, wodurch die Exemplare im Gestein unverdrückt erhalten werden. Allerdings ist das Gestein auch wesentlich härter als Schiefer, und die Graptolithen liegen nicht einfach nur auf Schichtflächen. Wegen dieser Schwierigkeit ist bis heute keine systematische

Präparation der Lydite auf Graptolithen-Feinstrukturen hin unternommen worden. Eine Technik, solche Lydit-Graptolithen mit schichtweise aufeinanderfolgenden Lackfilmabzügen, die in ihrer Dicke Mikrotomschnitten entsprechen, in einer Schnittserie zu untersuchen und die Bilder dann digital, entsprechend der älteren Glasplattenmethode zu rekonstruieren, ist sehr vielversprechend und wird sicher gute Ergebnisse bringen, wie erste einzelne Präparate zeigen. Eine komplette Serie ist allerdings mit großem Zeit- und Rechenaufwand verbunden und daher eine, wenn auch sehr Erfolg versprechende, Langzeit-Aufgabe.

Spannendes Kapitel: Die Riesen im Silur

Viele der Radiolarien in Kieselschiefern des Silurs zeigen eine Besonderheit: Verglichen mit kugeligen Strahlentierchen fast aller anderen folgenden Zeiten sind sie mit Durchmessern bis über 1 Millimeter ausgesprochen groß. Die weißen Flecke sind schon mit bloßem Auge auf den Platten schwarzer silurischer Lydite zu erkennen (Abb. 1). Hinzu kommt, dass diese Formen, verglichen mit jüngeren kugeligen Plankton-Formen in ihrer Gestalt, in Zahl und Aussehen der Stacheln und im Innenbau relativ plump erscheinen. Früh kam man daher in diesem Zusammenhang zu der Frage, ob und aus welchem Grund diese Formen keine optimale planktische Anpassung zu besitzen schienen. Als man dann noch regelmäßig ein größeres Loch, ein so genanntes Pylom in der Skelett-

Abb. 5: Nicht ungefährlich, aber wirkungsvoll: Werden Oberflächen von Kieselschiefern in Flußsäure angeätzt, so zeigen sie eindrucksvoll, wie dicht die Radiolarien-Skelette in diesen Gesteinen gepackt sind und wie gut ihr Erhaltungszustand ist. Unterkarbon, Maingeröll, Kiesgrube Rodgau-Dudenhofen, Herkunft: Frankenwald; Vergr. 60fach.



kugel fand, war der Schritt zur Annahme einer festsitzenden Lebensweise (an einer Struktur, die dem Axoflagellum bestimmter Heliozoen vergleichbar sein dürfte) nicht mehr weit. Es könnte danach gut Radiolarien gegeben haben, die alles andere als die typisch planktonische Lebensweise aufwiesen – vielleicht waren sie an einem Substrat am Boden festgeheftet oder aber sie wuchsen als Pseudoplankton an Algen oder anderen Organismen fest, die ihrerseits im Meer umhertrieben und ließen sich von ihnen mitschleppen. Ein Nachweis am Fossil dürfte schwer fallen. Aber es sind interessante stammesgeschichtliche und ökologische Fragen, die sich mit diesen Großformen in silurischen Lyditen verbinden.

Ein reiches Feld

Dieser Artikel soll eine kurze Darstellung weniger Funde, aber auch eine Ermutigung sein. Um Radiolarien zu suchen, sich ihrer Schönheit zu erfreuen oder ihrer Erforschung zu widmen, bedarf es nicht unbedingt weiter Reisen oder eines professionellen Säurelabors an einem Forschungsinstitut. Das Material liegt oft vor der Haustür, in Kiesgruben, in kleinen, aufgelassenen Steinbrüchen, in denen der Kieselschiefer früher als Wegeschotter abgebaut wurde. Auch in Bahn- oder Straßeneinschnitten finden sich Aufschlüsse. Eigentlich gilt es nur, die Gesteine als solche zu erkennen. Einmal mit diesem interessanten und mikrofossilreichen Kieselgestein vertraut, können Funde gelingen, die sehr einfach zu präparieren, zu untersuchen und zu sammeln sind. Dass dabei noch viele offene Forschungsfragen existieren und ein einziges gutes Stück solche Fragen manchmal schlagartig beantworten kann, erhöht den Reiz der Be-

schäftigung mit diesen uralten Mikrofossilien nur noch. Anfeuchten, mit Lack bestreichen und mit dem Mikroskop hineinsehen – so können biologische, paläontologische und geologische Fragen manchmal unerwartet rasch und ohne hohen Präparationsaufwand aufgeklärt werden. Der optisch-ästhetische Reiz der Radiolarien steht auch im festen Gestein des Silurs, Devons oder Karbons in nichts dem der bekannteren Radiolarien von Barbados nach.

Literaturhinweise

- Braun, A.: Radiolarien aus dem Unterkarbon Deutschlands. Courier Forschungsinstitut Senckenberg 133, 1–143 (1990).
- Braun, A.: Die Kiesel- und Alaunschiefer des rhenohertzynischen Unterkarbons – Erhaltung und Bedeutung der Fossilien in einer „fossilfreien“ Sedimentgesteinserie. Archäologie im Ruhrgebiet 2, 99–114 (1994).
- Braun, A., Wilde, V.: Systematik und Erhaltung eines Restes von *Kalymma* (Calamopityaceae) aus dem Unterkarbon des Kellerwaldes (Hessen, Deutschland). *Senckenbergiana lethaea* 81, 263–281 (2001).
- Correns, C. W.: Beiträge zur Petrographie und Genesis der Lydite (Kieselschiefer). Mitteilungen Abteilung für Erz-, Salz und Gesteinsmikroskopie d. Preussischen Geol. Landesanstalt, Berlin 1926.
- Schwarz, A.: Ein Verfahren zur Freilegung von Radiolarien aus Kieselschiefern. *Senckenbergiana* 6, 230–244 (1924).
- Stürmer, W.: Zur Technik an Graptolithen und Radiolarien in Main-Kieselschiefern. *Senckenbergiana* 32, 351–355 (1952).

Verfasser: PD Dr. Andreas Braun,
Steinmann Institut, Bereich Paläontologie,
Universität Bonn, Nußallee 8, 53115 Bonn,
E-Mail: braun@uni-bonn.de

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

Der Sonnentau – Ein raffinierter Fallensteller im Moor

Bruno Ortner

Unter den wenigen Blütenpflanzen, die wir auf Moorflächen antreffen, entdecken wir Arten, die ihr Leben ganz besonders auf diese Standorte angepasst haben. Unter diesen Pflanzen wachsen in unseren Mooren drei Sonnentauarten: *Drosera rotundifolia* (Rundblättriger Sonnentau), *Drosera intermedia* (Mittlerer Sonnentau) und *Drosera anglica* (Langblättriger Sonnentau), volkstümlich als fleischfressende Pflanzen bezeichnet. In der Biologie spricht man auch von Karnivoren (lat. *carnis* = Fleisch). Präziser ausgedrückt müsste man sie als Insektivoren oder Insektenfänger bezeichnen.

Nicht nur bei naturinteressierten Menschen, sondern auch bei weniger Naturbegeisterten erwecken diese Fleischfresser das Interesse bei Wanderungen durch die Moorlandschaft. Die zierlichen Rosetten des Sonnentaus mit ihren blutrot schimmernden Blättern fallen nicht sofort auf, sondern man muss schon genauer hinschauen, um die im braunroten Torfboden oder im rötlich überzogenen Torfmoos getarnten Pflanzen zu entdecken. An einem drückend heißen Sommernachmittag schwirren und tanzen Stechmücken und Insekten aller Art und belästigen den Wanderer im Moor so stark, dass er sich dieser Plagegeister kaum erwehren kann. Das ist die Zeit, in der diese kleinen zarten Pflänzchen mit ihren im Gegenlicht leuchtenden „Tautropfen“ in voller Pracht erstrahlen.

Habitus, Wachstum und Standort der *Drosera*-Arten

Drosera rotundifolia (Rundblättriger Sonnentau)

Drosera rotundifolia besiedelt vor allem in Silikatgebieten die meist stark sauren *Sphagnum*-Polster der Hochmoore aus den Sektionen *Acutifolia* oder *Palustris* (Abb. 1). Der Stockwerk-wuchs gestattet es selbst einem so zarten Pflänzchen wie dem Rundblättrigen Sonnentau mit dem Torfmoos um die Wette zu wachsen. Mit einer sich ständig verlängernden Achse bildet er auf der jeweiligen Oberfläche der *Sphagnum*-Decke immer neue Blattrosetten aus. Im Herbst sterben diese ab und ihre Reste verschwinden unter den weiterwachsen-

den Torfmoosen (Abb. 2). Erst im nächsten Frühjahr entwickeln sich neue Sprosse, die schnell durch die *Sphagnum*-Decke hindurchwachsen und dabei mit vereinzelt stehenden Blättern besetzt sind, bis sie die Oberfläche erreicht haben und hier neue Blattrosetten bilden (Abb. 3). Im Sommer erheben sich aus der Mitte einige Blütenschäfte (mit Höhen von 5–20 cm), deren kleine, weiße Blüten sich nur im Sonnenschein für einige Stunden entfalten. Der Blütenschaft mit 4–12 Blütenknospen ist viel länger als die Blätter (Abb. 4). Die Blattspreite ist 5–10 mm lang und bis 15 mm breit, rundlich, nicht länger als breit, plötzlich in den deutlich abgesetzten, längeren, behaarten Stiel verschmälert (Abb. 6). Die sehr kleinen Samen sind in eine spindelförmige Flughaut (Blasenflieger) eingeschlossen (Abb. 5) und werden vom leichtesten Windhauch fortgetragen und ausgesät. Die Samen der *Drosera*-Arten sind feilspanförmig und besitzen eine schwer betretbare Hülle. Sie dürften daher wegen ihrer guten Schwimmfähigkeit vielfach auch durch Wasser verbreitet werden. Die kreisrunden, manchmal querelliptisch, schwach muldenförmigen und langgestielten Blattspreiten (Abb. 6 und 7) sind auf der Oberseite mit zahlreichen roten, haarähnlichen Tentakeln (fermentabsondernde Fang- und Verdauungshaare) bedeckt, die vom Rande nach der Mitte zu beständig an Länge abnehmen und von je einem roten Köpfchen gekrönt werden. Da diese eine farblose Flüssigkeit ausscheiden, glänzen sie – wie dies der Name der Pflanze ausdrückt – wie der Tau (gr. *droseros* = tauig, betaut) in der Morgensonne.

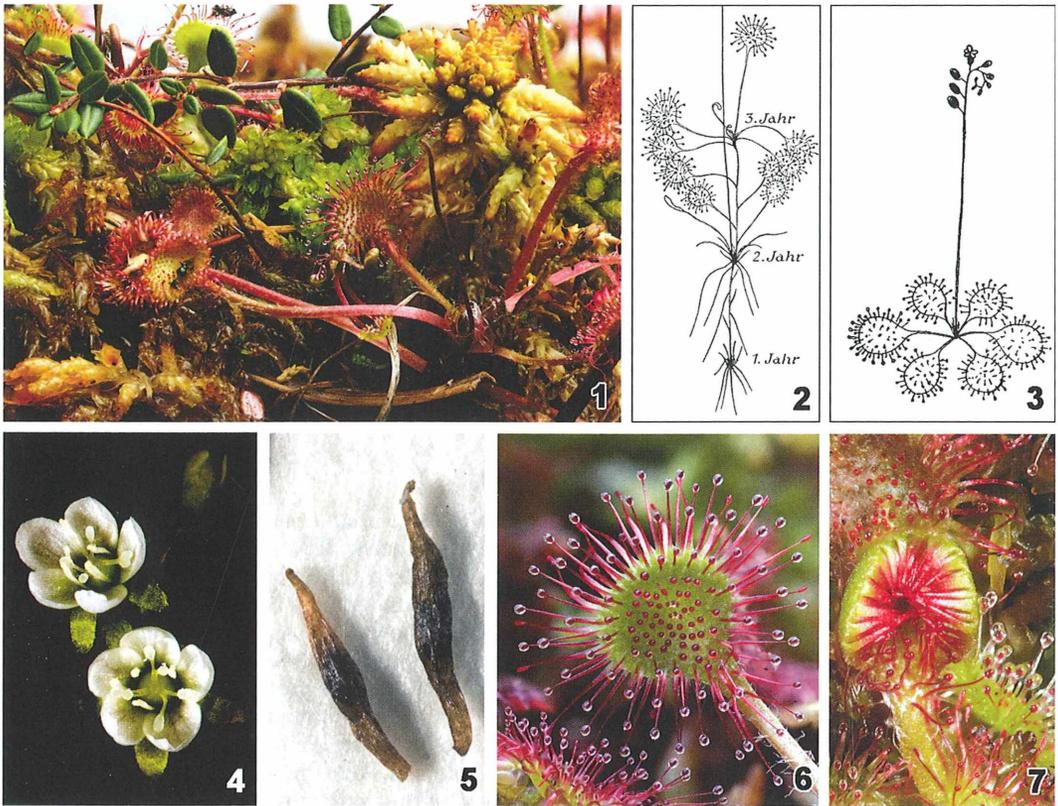


Abb. 1: Rundblättriger Sonnentau: Versteckt im Torfmoospolster von *Sphagnum papillosum*, umrankt von der Moosbeere (*Oxycoccus palustris*); ein typischer Standort. – **Abb. 2:** Der Rundblättrige Sonnentau und sein Zuwachs im Moor. – **Abb. 3:** Habitus der Pflanze des Rundblättrigen Sonnentaus: Blattrosette, Blütenstiel, mit dem zunächst überhängenden Blütenstand, der sich langsam in eine aufrechte Stellung rollt; nur die höchst stehende Blüte öffnet sich. – **Abb. 4:** Rundblättriger Sonnentau. Geöffnete Blüte mit fünf weißen Kronblättern, die fünf weißlichen Staubblätter meist etwas kürzer, drei Griffeläste (bis zum Grund zweispaltig), Narbenäste keulig. – **Abb. 5:** Rundblättriger Sonnentau. Samen: Schale mehrschichtig, an beiden Enden verlängert und weit vom Kern absteheend. – **Abb. 6:** Rundblättriger Sonnentau. Mit inneren und äußeren Tentakeln. – **Abb. 7:** Rundblättriger Sonnentau. Am jungen Laubblatt ist die Blattspreite an ihrem Grunde umgeklappt und an den Stiel ange-drückt.

Der Rundblättrige Sonnentau besiedelt Bülden der Hoch- und Zwischenmoore, Torfmoosbül-ten in Flachmooren und tritt dort häufig auf, aber seine Standorte sind selten. In den Alpen steigt die Art bis auf 1.800 m. In Österreich kommt er in allen Bundesländern vor, mit Aus-nahme von Wien.

***Drosera intermedia* (Mittlerer Sonnentau)**

Drosera intermedia ist die seltenste und kleins-te Sonnentauart. Mit faserigen Wurzeln und an den Sprossenden rosettig gehäuften, auf-recht abstehenden Laubblättern (Abb. 8 und

9). Die Blätter sind bis 2–5 cm lang, die Laub-blattspreite ist meist schmal-keilförmig bis ver-kehrt eiförmig und 2–3-mal so lang wie breit, allmählich in den aufrechten Stiel verschmälert. Der Blattstiel ist kahl. Der Blütenschaft besitzt 3–8 Blüten, seitlich der Blattrosette entsprin-gend, aus liegendem Grund bogig aufsteigend, 5–10 cm hoch, zur Blütezeit so lang oder nur wenig länger als die Laubblätter, später sich mäßig verlängernd (Abb. 10a). Man findet die Art in Hochmoor-Schlenken, ausgetrockneten Schlenken und Zwischenmooren. Im Gegensatz zum Rundblättrigen Sonnentau verträgt er



Abb. 8: Mittlerer Sonnentau. Aufgerichtete Blätter. – **Abb. 9:** Längliches Blatt mit „einladenden“ Tentakeln. – **Abb. 10a:** 1. Langblättriger Sonnentau: Blütenstände in der Mitte der Rosette entspringend, aufrecht, blattlos. 2. Mittlerer Sonnentau: Schaft des Blütenstandes unter der Rosette entspringend, aus liegendem Grund bogig aufsteigend, blattlos. – **Abb. 10b:** Mittlerer Sonnentau. Aufbrechende Samenkapsel mit austretenden Samen. – **Abb. 11:** Mittlerer Sonnentau. Same mit dichter papillöser Samenschale, die dem Samenkern unmittelbar anliegt.

Überflutung der Blattrosette, bewältigt starke Nässe und wächst auf zeitweise überschwemmtem, mäßig nährstoffreichem, saurem, oft nacktem Torfschlamm. Der Samen (Abb. 10b) ist durchwegs sehr klein (Lupe!) wie bei allen *Drosera*-Arten. Die dünne, sehr dicht papillöse Testa (Samenschale) liegt dem Samenkern unmittelbar an (Abb. 11). Verbreitung in Österreich: Oberösterreich, Kärnten, Steiermark, Tirol, Vorarlberg.

Drosera anglica (Langblättriger Sonnentau; Abb. 10a)

Ausdauernd, mit faserigen Wurzeln, an den Sprossenden rosettig gedrängte, aufrechte, langgestielte Laubblätter. Blätter 10–40 mm lang, Spreite lineal-keilförmig, ganz allmählich in den Stiel verschmälert, 4–8-mal so lang wie breit, Blattstiele kahl. Schaft des Blütenstandes mit 3–8 Blüten in der Mitte der Rosette entspringend, aufrecht, Höhe 7–20 cm. Samen

durch die an beiden Enden vorgezogene Testa spindelförmig, braun, fein netzmaschig. Man findet die Art zerstreut vor allem in Zwischenmooren, im Bereich von Hochmoorschlenken, seltener auch auf Flachmooren in nassen Lücken, oft im Wasser stehend, meist in Begleitung von *Drepanocladus-Scorpidium-Sphagnum*-Arten; verträgt geringe Kalkvorkommen in nährstoffreichen Mooren. Verbreitung in Österreich in allen Bundesländern mit Ausnahme von Burgenland und Wien. Sehr stark gefährdete Art.

Die drei *Drosera*-Arten, die in unseren Mooren zu finden sind, lassen sich recht leicht an der

Form ihrer Fangblätter unterscheiden. Die Blütezeit der drei Arten ist im Juli und August. Wichtiger Hinweis: Alle *Drosera*-Arten stehen unter strengem Naturschutz, daher dürfen Pflanzen dem Biotop in der freien Natur nicht entnommen werden.

Die Blütenverhältnisse

Die übergipfelten Blütenstände (Abb. 3 und 10) sind in der Jugend schneckenförmig eingerollt, was auf einem stärkerem Wachstum der Oberseite des Blüenschaftes beruht. Das Blühen beginnt mit der Knospe, die der Rosette am

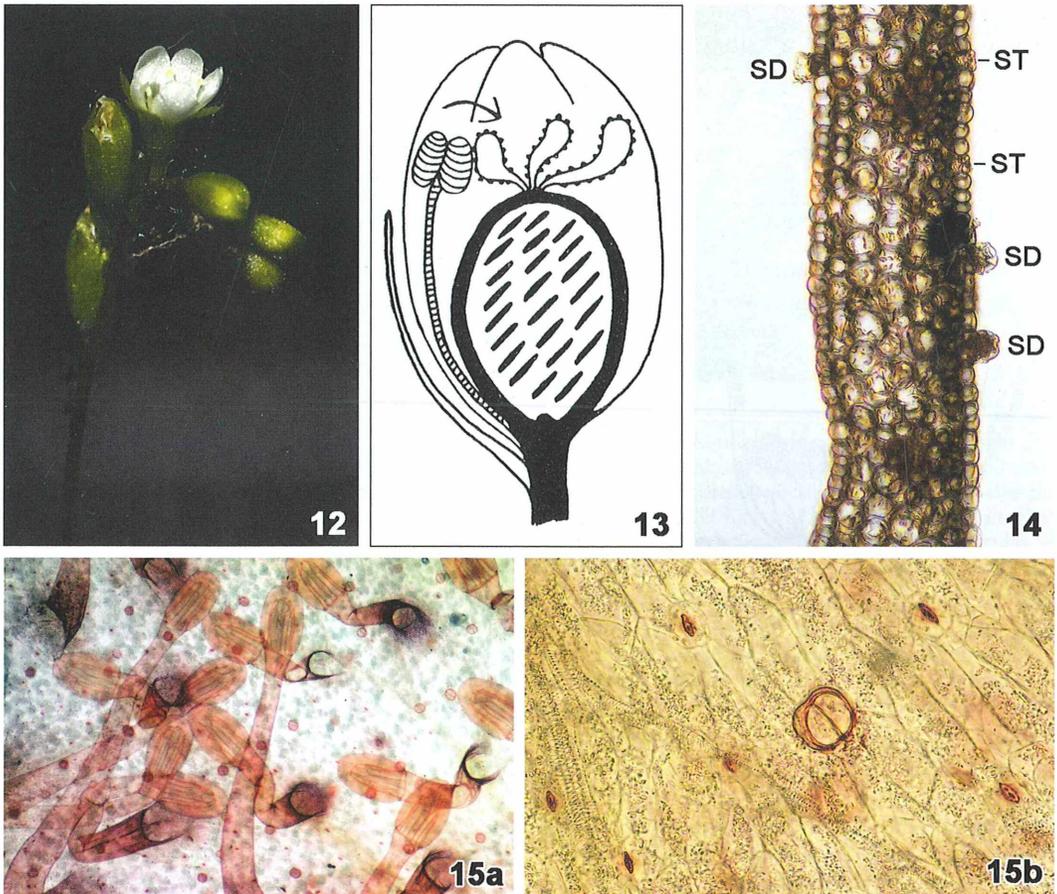


Abb. 12: Mittlerer Sonnentau. Nur eine zum Licht hingewendete, geöffnete Blüte an der höchsten Stelle der Biegung („Förderband Prinzip“). – **Abb. 13:** Rundblättriger Sonnentau. Schema der Selbstbestäubung der Blüte. – **Abb. 14:** Rundblättriger Sonnentau. Querschnitt durch die Blattspreite; auf Ober- und Unterseite der Blattspreite liegen sessile Drüsen (SD) und Stomata (ST). – **Abb. 15a:** Rundblättriger Sonnentau. Ausschnitt aus dem Zentrum der Blattspreite mit kurzen Tentakeln und sessilen Drüsen. Um eine bessere Kontrastierung zu erhalten, wurde mit Sudan IV gefärbt und mit Eau de Javelle gebleicht. – **Abb. 15b:** Rundblättriger Sonnentau: Blattspreite mit sessiler Drüse im Zentrum, umgeben von einigen Stomata. Sudan IV und Eau de Javelle.

Schaft am nächsten liegt. Der Fruchtstand streckt sich gerade, danach öffnet sich nur die eine Blüte zum Licht hin, die im Moment an der höchsten Stelle der Biegung sitzt (Abb. 12). Die Blühphase der unscheinbaren weißen Blüte beginnt etwa um neun Uhr morgens und endet am frühen Nachmittag. Dann rollt sich die Hauptachse weiter auf, bis die verwelkte Blüte zurückgesunken und eine neue an den Gipfelpunkt empor geschoben ist, die sich dann am zweiten Tag öffnet, so dass die Pflanze bei aller Vergänglichkeit der Einzelblüte doch eine auffallend lange Blütezeit erreicht. So entsteht eine Art „Förderband“, bis alle Knospen nacheinander die höchste Stelle eingenommen und geblüht haben und der ganze Stiel senkrecht steht. Auch Regenwetter stört diese Entwicklung nicht, aber die Blüte öffnet sich dann nicht. Bei unseren Arten ist Selbstbestäubung die Regel, doch kommen bei *D. rotundifolia* neben sich öffnenden (autogamen) Blüten meist auch sich nicht öffnende (kleistogame) Blüten vor. In den winzigen Blüten sind die fünf Narbenlappen, die auf dem eiförmigen Fruchtknoten sitzen, gleichzeitig mit den Staubbeuteln reif. Da beide Organe auf gleicher Höhe stehen und nur einen winzigen Abstand voneinander haben, kann leicht die Selbstbestäubung eintreten (Abb. 13).

Anatomische Einrichtungen in den Vegetationsorganen

Das Blatt ist deutlich in Stiel und Spreite gegliedert. An jungen Laubblättern ist die Blattspreite an ihrem Grunde umgeklappt und dem Stiel angedrückt; die Ränder sind von den Seiten her nach innen gebogen (Abb. 7). Alle Arten besitzen auf der Oberseite und am Rand ihrer Laubblätter sessile Drüsen (Abb. 15a und b) und reizbare, krümmungsfähige Tentakeln, die als Fangwerkzeuge für Insekten eingesetzt werden (Abb. 6 und 9). Die kreisrunde Blattspreite von *D. rotundifolia* zeigt einen auffallend zarten Bau. Die Oberhautzellen sind ringsum dünnwandig und besitzen keine Kutikula; Spaltöffnungen (Stomata) finden sich auf der Ober- wie auf der Unterseite. Das innere Gewebe des Blattes besteht aus annähernd würfelförmigen Zellen, die nur insofern untereinander geringfügige Unterschiede aufweisen, als die Zellen der mittleren Zone sich durch besondere Größe auszeichnen (Abb. 14). Auch ansehnliche Lufträume finden sich im Zellverband,

ähnlich wie bei Wasserpflanzen. Die Blattspreite ist innen konkav (löffelartig), gegen den Rand zu konvex gekrümmt und mit etwa 200 Tentakeln besetzt. Die inneren Tentakeln sind die kleinsten, die äußeren die längsten (bis 6 mm; Abb. 6). Jeder Fangarm besteht aus einem vielzelligen Stiel und einem Köpfchen von eiförmiger Gestalt (Abb. 16a und b). Der Tentakelstiel wird von einer einzelnen Spiraltracheide zentral durchlaufen, welche die sezernierenden (absondernden) Zellen ausreichend mit Wasser versorgt (Abb. 17). An diese zentrale Tracheide schließt sich ein längliches, ellipsenförmiges Bündel von schmalen, langgestreckten Zellen an. Die Wandzellen sind mit Spiralen verstärkt und bilden den Mittelpunkt des Tentakelköpfchens. Der Endkolben im Köpfchen ist mit einer Schicht kleiner, an den Radialwänden und teilweise auch an den Innenwänden kutinisierten Zellen (eine Art Endodermis) umgeben. Um diese Zellen lagern noch zwei weitere Zellschichten – eine Art Parenchymhaube –, deren äußere von langgestreckten, Sekret abscheidenden Drüsen gebildet wird. Das von diesen Zellen abgesonderte Sekret enthält ein eiweißlösendes Ferment. Deren Außenwände zeigen nach innen vorragende, leistenförmige Membranverdickungen (Abb. 18; vergleiche Abb. 16b). Bei der mikroskopischen Untersuchung fällt im inneren Bereich sofort die in Papillen aufgelöste Oberfläche auf (Abb. 19), die der Reizempfindung dient. Außer den Tentakeldrüsen besitzt *Drosera* – auf die Blätter und auf Abschnitte der Tentakelstiele verteilt – sessile Drüsen (Abb. 15b und 20), die wahrscheinlich bei der Reizleitung mitwirken.

Der Insektenfang

Die Fangtechnik der Sonnentau-Arten ist einfach und leicht zu durchschauen. Wie beim Fliegenfänger früherer Zeiten werden die Insekten angelockt. Die Köpfchen der Drüsenhaare sondern eine klebrige Schleimsubstanz ab. Wie Tau- oder Nektartröpfchen glänzen sie in der Sonne und verführen Insekten dazu, sich niederzulassen. Die blutrote Farbe (Abb. 21) trägt dazu bei, dass sie von Fliegen gerne angefliegen wird, weil sie dahinter ein Stück Fleisch, den idealen Ort der Eiablage, vermuten. Haben sich Insekten, die größer sein können als das Blatt, wie kleine Libellen und Schmetterlinge oder Spinnen auf der Pflanze niedergelassen, gibt es kein Entrinnen mehr – sie sind unrettbar

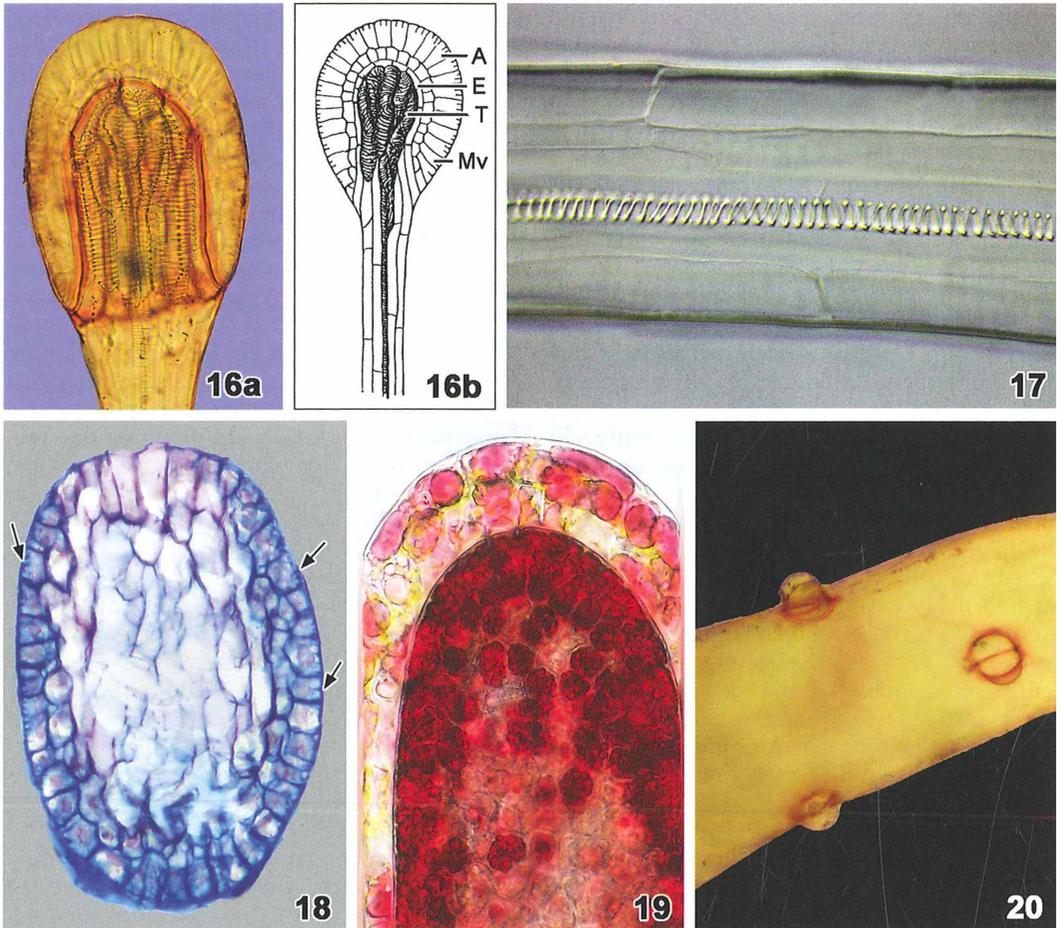


Abb. 16a: Rundblättriger Sonnentau. Tentakelköpfchen mit zentraler Tracheide und ellipsenförmigem Bündel von schmalen langgestreckten Zellen, die mit Spiralen verstärkt sind. – **Abb. 16b:** Rundblättriger Sonnentau. Schematische Darstellung des Tentakelstiels mit Köpfchen. A äußere Drüsenzelle, E eine Art Endodermis, T Tracheidenendigungen, MV leistenförmige Membranverdickungen. – **Abb. 17:** Rundblättriger Sonnentau. Längsschnitt des Tentakelstiels mit zentraler Tracheide. – **Abb. 18:** Längsschnitt durch das Tentakelköpfchen. Außenzellen: Ihre Außenwände zeigen nach innen vorragende, leistenförmige Membranverdickungen (Mv). – **Abb. 19:** Rundblättriger Sonnentau. Beobachtung an lebenden Zellen: Oberfläche mit Papillen, die beider äußeren Zellenlagen enthalten im Innern einen purpurrot gefärbten Zellsaft. – **Abb. 20:** Rundblättriger Sonnentau. Abschnitt eines Tentakelstiels mit sessilen Drüsen in Draufsicht und Seitenansicht.

verloren. Nun wird der Fangmechanismus der Pflanze in Gang gesetzt. Gustav Hegi schreibt in der *Flora von Mitteleuropa* (1961): *Kommt ein Tier mit einer oder mehreren Tentakeln in Berührung, so klebt es an dem ausgedehnten Leimtropfen fest. Nach kurzer Zeit biegt sich der Tentakel an der Basis ab gegen die Blattmitte zu. Der durch das Tier ausgeübte Reiz pflanzt sich zuerst zu den nächststehenden,*

dann zu den entfernteren Tentakeln fort, die alle die gleiche Bewegung gegen die Blattmitte ausführen und so das Tier überdecken und gegen die kurzen zentralen Tentakel pressen. Wird nur das Zentrum gereizt, so krümmen sich die peripheren Tentakel gleichfalls ein und legen sich über das Tier, ja im Notfall beteiligt sich sogar die Blattspreite an der Einrollung, um eine vollkommene Umschließung des Beute-

ters zu bewirken (Abb. 22). Es handelt sich hier um eine Reizleitung von gereizten zu ungeritzten Geweben, wie sie uns aus dem Tierreich geläufig ist. Dass es sich jedoch nicht um ein Reagieren auf einen mechanischen, sondern auf einen chemischen Reiz handelt, geht daraus hervor, dass diese Krümmungserscheinungen bei einer Berührung mit unverdaulichen Körpern (z. B. Glas, Knochen, Steinchen) nicht eintreten. Es wird dies darauf zurückgeführt, dass die gleichzeitig mit dem Schleim ausgeschiedene Ameisensäure Spuren von tierischem Eiweiß zu lösen vermag und dass diese Lösung den chemischen Reiz ausübt (nach Darwin wirken auch Phosphate, ätherische Öle und Ammoniaksalze). Dadurch wird aber die Drüse gleichzeitig zur Produktion des Verdauungsaftes, eines eiweißlösenden, zähflüssigen Fermentes, das mit dem tierischen Magensaft Ähnlichkeit hat, angeregt. Die Aufsaugung der gelösten Eiweißkörper, ohne die von einer echten Carnivorie nicht gesprochen werden kann, geschieht wiederum durch die gleichen Drüsen und ist in ein bis mehreren Tagen beendet. Dann krümmen sich die Tentakel wieder in ihre alte Lage zurück, und die Schleimsekretion setzt von neuem ein. Die geleerten Drüsen füllen sich im Verlauf von 2–3 Tagen erneut mit dem farblosen, schwach sauren Sekret.

Es ist anzunehmen, dass der Sonnentau durch den Tierfang die Stickstoffmenge erwirbt, die ihm der nährstoffarme Moorboden und das schwach entwickelte Wurzelsystem nicht zu liefern vermögen. Nur der unverdauliche Chitinpanzer bleibt auf dem Blatt zurück, der früher oder später vom Wind verweht wird (Abb. 23).

Drosera intermedia ist der erfolgreichste, aber auch der kleinste Insektenfänger aus der Familie. Wenn man ihn in seinem natürlichen Lebensraum entdecken will, so darf man die Gummistiefel nicht vergessen. Er lebt, wie schon beschrieben, in den feuchtesten Bereichen der Torfmoore, in den Lücken der Torfmoosdecken, wo der nackte Torfmooschlamm frei zutage tritt. Auf diesem von ihm bevorzugten Standort wächst er herdenweise ganz dicht beisammen, eine Pflanze unterstützt die andere, um große Schmetterlinge, fingerlange Wasserjungfern, Springschwänze und große Rinderbremsen zu bewältigen. An Erfolg im Insektenfang übertrifft der Mittlere Sonnentau die beiden anderen Sonnentau-Arten. Er hebt die Blätter in die Höhe; beim Erbeuten der Tiere wirken meist mehrere Blätter zusammen. Er kann deshalb auch mit größeren Insekten als der Rundblättrige Sonnentau fertig werden. Für die 2–4 cm hohen Pflänzchen, deren Blätter 7–10 mm messen, ist das eine beachtliche Leistung im Kampf der Zwerge im Pflanzenreich gegen die Riesen der Insektenwelt. Die Leistungsfähigkeit dieser Art erkennt man, wenn man das Zappeln und Flügelschlagen der Beutetiere einmal gesehen hat. Die purpurroten Blattbüschel mit ihren unzähligen „kristallklaren Perlen“ an den Tentakeln bringen bei einem günstigen Stand der Sonne ein prächtiges Farbenspiel hervor, das den Moorwanderer immer wieder fasziniert. Diese Farbenpracht kommt natürlich im Rahmen des schwarzen Torfschlammes eindrucksvoll zur Wirkung – ein unvergessliches Erlebnis für den Moorfreund.



21



22



23

Abb. 21: Rundblättriger Sonnentau. Blutrotes Sonnentaublatt mit leuchtenden „Tautropfen“, ein beliebtes Anflugziel der Insekten. – **Abb. 22:** „Sicherer Tod im Moor“. Ein Mittleres Sonnentaublatt gibt das Insekt nicht mehr frei. – **Abb. 23:** Die Chitinpanzer der Spinnen warten auf die Entsorgung durch den Wind.

Kultivieren einheimischer Drosera-Arten

Das Naturschutzgesetz verbietet streng die Entnahme von Sonnentau-Pflanzen aus einem Biotope in der freien Natur. Der Mikroskopiker braucht dennoch nicht auf die Beobachtung, Herstellen von Präparaten, Makro- und Mikrofotografie zu verzichten, weil unsere heimischen Sonnentau-Arten leicht in Gärtnereien oder im Internethandel zu beziehen sind. Worauf ist bei der Haltung im Garten oder am Balkon zu Hause besonders zu achten?

Geeignete Pflanzgefäße: Die Töpfe sollen aus Plastik (keine Tontöpfe) sein. Es sind große Gefäße (mit Abzugslöchern, damit keine Stau-nässe entsteht) mit tiefem Untersetzer nötig, auch wenn sie im Verhältnis zur Größe der Pflanzen überproportional wirken.

Substrat: Eine Mischung aus 70 % Weißtorf, 30 % Sand (Quarzsand aus der Zoohandlung). Die fertige Mischung ist in Baumärkten und Gärtnereien zu beziehen. Weißtorf ist entstanden aus der Zersetzung der Torfmoose; sein pH-Wert liegt im sauren Bereich zwischen 3,5 und 4,5. Nicht geeignet ist Schwarztorf, hervorgegangen aus der Zersetzung von Laubmoosen; sein pH-Wert ist eher alkalisch und liegt über 7.

Wasser zum Gießen: Kein Mineralwasser!, sondern möglichst Wasser aus der Regentonne oder destilliertes Wasser.

Gießregel: Von Anfang November bis Ende April: Kein Wasser im Untersetzer, Substrat nur mäßig feucht halten, am Finger muss Feuchtigkeit haften bleiben. In dieser Zeit erfolgt das Gießen direkt auf die Erde.

Von Anfang Mai bis Ende Oktober: Lassen Sie im Topf ständig 2–3 cm Wasser stehen. Gießen Sie in dieser Zeit die Pflanze niemals von oben.

Rundblättriger Sonnentau: In den Topf sehr feuchte Weißtorfmischung geben und mit einem Torfmoospolster (*Sphagnum papillosum* oder *S. palustre*, Vertreter der *Acutifolia*-Sektion) abdecken; braucht einen sonnigen Platz im Freiland.

Mittlerer- und Langblättriger Sonnentau: Keine Auflage von Torfmoospolstern; die Pflanze wird in das reine Substrat der oben angeführten Mischung gesetzt. Überlassen Sie die Pflanze weitgehend dem Klima des Freilandes (Sonne!), aber achten Sie darauf, dass das Substrat sumpfig-feucht bleibt.

Aussaat der Samen: Diese Methode ergibt bei frischen Samen eine hohe Pflanzenanzahl. Sie erfolgt im Frühjahr oder Herbst. Man verwendet dazu flache Behälter mit Abzugslöchern, die ständig in Wasser stehen. Sie werden mit geeignetem Substrat (70 % Weißtorf mit 30 % Sand) ins Helle gestellt. Der Sonnentau ist ein Lichtkeimer, daher wird er nicht mit Substrat bedeckt.

Schlussbemerkung

Eine Langzeitbeobachtung einer Sonnentau-Kultur im eigenen Garten oder eine Moorwanderung ist sicher ein schönes und spannendes Erlebnis für Freizeit-Mikroskopiker und Naturfreunde. In diese Beobachtungen und Wanderungen sollten auch Schüler und Jugendliche eingebunden werden, um die Neugier an der Mikroskopie zu wecken. Es wäre wünschenswert, dass ein recht großer Teil unserer Jugend im Verlauf der Schulzeit das tiefe Erlebnis einer Wanderung durch das Moor erfährt. Dabei soll nicht nur gezielt über die Vielfalt des Lebensraumes informiert werden. Ebenso wichtig ist es, in ihnen das Gefühl der Mitverantwortung gegenüber der Umwelt und ganz besonders in Bezug auf die Erhaltung und Pflege eines Naturschutzgebietes zu wecken.

Literaturhinweise

- Biebl, R., Germ, H.: Praktikum der Pflanzenanatomie. Springer-Verlag, Wien 1950.
- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I, 7. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1994.
- Deckart, M., Löfflath, K.: Beobachtungen am Sonnentau. Mikrokosmos 46, 265–271 (1957).
- Bowes, B. G.: Farbatlas der Pflanzenanatomie. Parey Buchverlag, Berlin 2001.
- Fischer, M. A., Adler, W., Oswald K.: Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol. Land Oberösterreich, Biologiezentrum der OÖ Landesmuseen, Linz 2005.
- Hegi, G.: Illustrierte Flora von Mitteleuropa. Band IV/2. Teil, Teilband A. Carl Hanser Verlag, München 1961.
- Strasburger, E., Noll, F., Schenck, H., Schimper, A. F. W.: Lehrbuch der Botanik, 28. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1962.
- Schoenichen, W.: Biologie der geschützten Pflanzen Deutschlands. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1939.

Verfasser: Bruno Ortner,
Pyrawang 44, 4092 Esternberg, Österreich,
E-Mail: brunoortner@A1.net

Stacking in der Lupenfotografie

Teil 4: Grundlagen des digitalen Workflows

Gerhard Zimmert

Seit über zwanzig Jahren befasse ich mich mit dem digitalen Workflow. Ihm war meine Diplomarbeit (2003) an der Prager Fotoschule gewidmet und er lieferte die Grundlage zu meinem ersten – 2004 erschienenen – Buch *Digitaler Workflow in der Naturfotografie*. In der Zwischenzeit habe ich viele Vorträge und Workshops zu dieser Materie gehalten und mein Wissen dabei ständig erweitert. Die Bezeichnung digitaler Workflow steht im Gegensatz zum analogen Workflow der klassischen Film- und Papierbearbeitungsprozesse und umfasst alle Schritte von der Erzeugung der Daten in der Kamera, über die Bearbeitung der Bilddaten bis zur Ausgabe.

Wenn ich hier über den digitalen Workflow aus dem Blickwinkel der Lupenfotografie schreibe, konzentriere ich mich auf zwei wesentliche Aspekte, einerseits den Workflow selbst und andererseits die speziellen Herausforderungen durch die Lupenfotografie an diesen. Im Workflow greifen zwei Themen ineinander:

(1) Er steckt nicht mehr in den Kinderschuhen, Digitalkameras sind weit verbreitet und das führt zweitens dazu, dass die Tools, mit denen digitale Daten bearbeitet werden, immer benutzerfreundlicher werden und nebenbei auch immer mehr können.

(2) In der Lupenfotografie ist Tiefenschärfe praktisch nicht vorhanden, durch Stacking kann dieser Nachteil aber deutlich reduziert werden. Daher liefern die Anforderungen der Stacking-Software an die Bilddaten die Vorgaben für die im RAW-Konverter zu tätigen Einstellungen.

Die Weiterentwicklungen der digitalen Technik haben aber nicht dazu geführt, dass der Bedarf an Information auf der Anwenderseite geringer geworden ist, ganz im Gegenteil. Das Thema ist nach wie vor für viele ein Buch mit sieben Siegeln und Beiträge in verschiedenen Medien stiften Verwirrung. Daher widme ich dem digitalen Workflow zwei Teile und beziehe mich schwerpunktmäßig vor allem auf den dritten Teil der Serie über Stacking in der Lupenfotografie, der Beleuchtung (Zimmert, 2013c), in dem ich einige der Grundlagen, die auch für

den Workflow wesentlich sind (beispielsweise Tonwert, Lichtwert, Lab-Farbmodell, Histogramm, RGB, CMYK), beschrieben habe. Sie werden schnell erkennen, das Wissen über den digitalen Workflow können Sie ohne Veränderung sowohl auf die Mikroskop-Fotografie als auch den normalen Alltag in der Digitalfotografie anwenden.

Der standardisierte digitale Workflow

Ein standardisierter Workflow ist bei der Optimierung von Bilddaten, die durch unterschiedliche Softwareprodukte geführt werden, von unschätzbarem Vorteil. Eine Voraussetzung hierfür ist das Zusammenspiel folgender drei Teile: Den Prozess (eigentlicher Workflow), seine Prozess-Grundeinstellungen/Rahmenbedingungen (Weißabgleich, Farbraum, Profil) und die Funktionseinheit Ausgabegerät Monitor. Diese Dreiteilung ist unabhängig vom Computer (PC, MAC), dem Betriebssystem (Windows, OS X, Linux) und den verwendeten Software-Produkten (Photoshop, Lightroom).

Beginnen wir mit dem bekannten Slogan von Microsoft *what you see is what you get*, der die Problematik absolut auf den Punkt bringt. Genau das wollen wir erreichen, das zu erhalten, was wir sehen. Aber wer kennt nicht das Gefühl der Frustration, wenn die vom Dienstleister abgeholt Bilder nicht den eigenen Vorstellungen entsprechen? Die Ursache findet sich in der Funktionseinheit Ausgabegerät Monitor,

dem Standard-Ausgabegerät für die gesamten Optimierungsschritte im digitalen Workflow, und daher beginne ich auch hier mit der Beschreibung.

Funktionseinheit Ausgabegerät Monitor

In Abbildung 1 ist der Workflow – von der Aufnahme bis zum Bildarchiv – als Prozess dargestellt. Für alle Prozessschritte dient der Bildschirm als Ausgabegerät (für den ersten Schritt – die Aufnahme – natürlich nur, wenn wir via Remote-Steuerung auslösen und auf Basis des Histogramms das Licht setzen). Damit kommt dem Bildschirm eine Sonderstellung zu. Exakt an dieser Stelle befindet sich eine tiefe Fallgrube, in der sich der Großteil der Nutzer drängt, denn sie wissen/beachten nicht, dass es spezielle Bildschirme für Grafik/Druck/Bildbearbeitung gibt (z. B. Eizo Color Graphic Serie). Die überwiegende Anzahl der Bildschirme ist für die Office-Anwendung (Textverarbeitung, Tabellenkalkulation und Recherche im Internet) gebaut mit dem Ziel, schwarze Schrift vor einem Hintergrund – für unser Auge gut kontrastiert – darzustellen und kostengünstig auf den Markt zu bringen oder um möglichst bunte Darstellungen von Spielen und deren schnelle Abläufe zu realisieren. Das sind vollkommen andere Anforderungen als in der Bildbearbeitung, bei der es um exakte Farbdarstellung, Tonwerttreue und eine möglichst hundertprozentige Darstellbarkeit des gewähl-

ten Farbraums geht. Ein Erkennungsmerkmal für derartige Bildschirme ist, dass sie hardwarekalibrierbar sind.

Ich setze an dieser Stelle einmal voraus, dass Ihnen der Begriff Farbraum bekannt ist (Abb. 2a und b zeigen zwei unterschiedlich große Farbräume). Stellen Sie sich jetzt den Farbraum eines Office-Bildschirmes kleiner als den von sRGB vor. Diese Einschränkung hat zur Folge, dass alle Farben, die außerhalb der Farbraumgrenze des Bildschirms aber innerhalb des Adobe RGB (1998) Farbraumes liegen, nicht darstellbar sind. Selbst die für Bildbearbeitung optimierten Bildschirme sind derzeit nicht in der Lage, 100 % des Adobe RGB (1998) Farbraums abzudecken; sie liegen im Bereich von 97 bis 98 %. Was aber passiert, wenn Sie versuchen, ein Bild zu optimieren, das derartige Farben beinhaltet? Richtig, Sie werden übersteuern, weil Sie zum Beispiel die Erhöhung des Kontrasts oder der Sättigung am Bildschirm gar nicht erkennen können. Rund um das Problem des nicht darstellbaren Bereichs hält sich hartnäckig das Gerücht, es sei mit einem Bildschirmprofil zu lösen. Das ist allerdings ein Irrtum. Denn was der Bildschirm nicht darstellen kann, wird auch durch ein Profil nicht darstellbar.

Profilierung und Kalibrierung des Bildschirms

Ebenfalls zu wenig beachtet wird, dass kein Bildschirm auf die korrekte Ausgabe voreingestellt sein kann. Der Hersteller kann nicht wissen, mit welcher Grafikkarte (Bestandteil eines jeden Computers) sein Produkt betrieben wird. Erst die Kombination aus Bildschirm, Grafikkarte und – genau genommen Treiber der Grafikkarte – Profilierungs- und Kalibrierungsdaten mit ihren Grundeinstellungen (Normweiß, Gamma) ergibt die Funktionseinheit Ausgabegerät Monitor.

Daher ist es notwendig, diese Komponenten durch Kalibrierung und Profilierung aufeinander abzustimmen. Die Kalibrierungs- und die Profilierungsdaten müssen Sie sich wie eine Übersetzungstabelle vorstellen, die mittels Colorimeter gemessen wird. Auf der einen Seite der Tabelle stehen die Eingangswerte, beispielsweise Weiß (Lab 96 0 0), und auf der anderen Seite stehen die Korrekturfaktoren, die addiert/subtrahiert werden müssen, um eine korrekte Anzeige zu erreichen. Die Profilierungs-

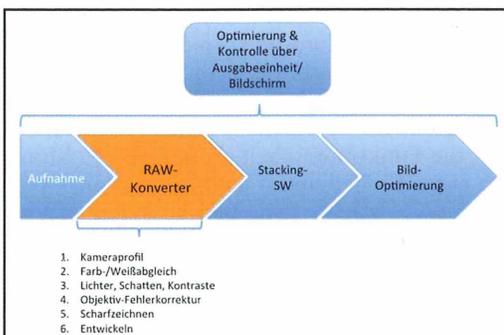


Abb. 1: Ausschnitt aus dem Prozessbild des digitalen Workflows, den ich als „Ready for Archive“ bezeichne. Er reicht von der Aufnahme bis an jene Stelle, an der eine Entscheidung für eine spezielle Ausgabeart getroffen werden muss (Tintendruck, Offsetdruck, Internet). Am Ende dieses Prozessabschnitts werden meine Bilddaten archiviert.

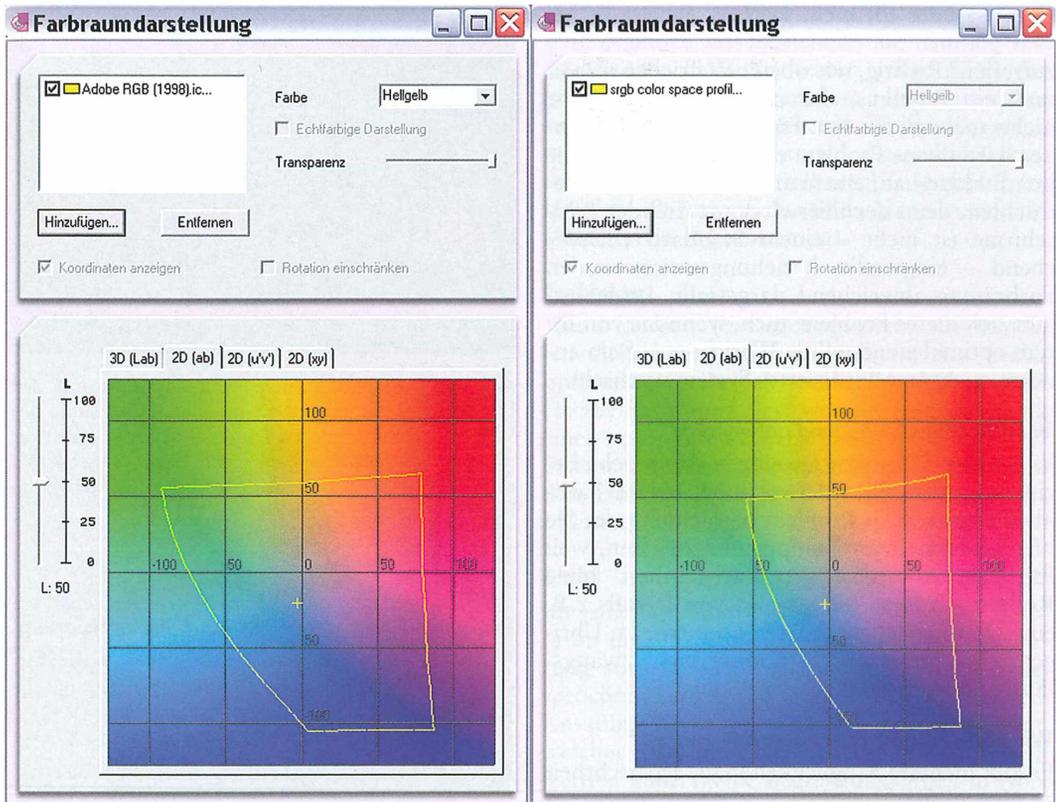


Abb. 2: Farbräume. **a** Adobe RGB (1998). **b** Adobe sRGB. Die Darstellungen zeigen Eigenschaften des gleich lautenden Profils (innerhalb der gelben Linie) und die Lage der Grauchse (gelbes Pluszeichen), jeweils bei Lab 50.

information deckt den a- und b-Kanal ab, die Kalibrierungsinformation wirkt hingegen zum überwiegenden Teil im L-Kanal. Damit werden Aufgaben gelöst wie beispielsweise 100 gleich-große Abstufungen (Zimmert, 2013c), damit ein Tonwertzuwachs von einem Lichtwert auch wirklich ein Lichtwert ist. Bei der Profilierung wird eine Kalibrierung vorausgesetzt. Je nachdem wie viele unterschiedliche Farbwerte zur Profilierung herangezogen werden, ergibt das unterschiedliche Güteklassen von Profilen. Für die Kalibrierung/Profilierung von Bildschirmen ist ein spezielles Equipment (HW und SW) sowie Grundwissen notwendig oder man wendet sich an den entsprechenden Dienstleister. Achtung: Nicht alle Softwareprodukte können mit Profil-Informationen umgehen, nicht alle sind für die professionelle Anwendung entwickelt worden.

Lassen Sie mich bitte an dieser Stelle eine These aufstellen, die ich praktisch in jedem Workshop bestätigt bekomme: *Sie gehen derzeit nicht farb- und tonwertneutral durch Ihren Workflow.* Ein Beispiel: Sie fotografieren eine Farbe – nennen wir sie Kobaltblau – und Sie beginnen jetzt am Bildschirm Ihre Aufnahmedaten so zu optimieren (Weißpunkt, Tonwertkorrektur, Gradationskurve, selektive Farbkorrektur), dass dieses Kobaltblau originalgetreu am Bildschirm erscheint (bitte beachten Sie dabei auch Abb. 2). Ich beschränke mich bewusst auf originalgetreu, also eine subjektive Wahrnehmung, in der Bildbearbeitung als Anmutung bezeichnet, und nicht einen exakten Messwert, der mit Hilfe eines Colorimeters gemessen wird. Stellen Sie sich jetzt vor, Ihr Bildschirm kann diese Farbe gar nicht exakt darstellen, weil er (a) konstruktionsbedingt dazu gar nicht in der

Lage ist oder (b) nicht korrekt eingestellt ist. Was glauben Sie passiert, wenn a oder/und b zutreffen? Richtig, wie oben beschrieben, erhält man ein Ergebnis, das mit der realen Farbe nichts mehr zu tun hat. Für die meisten Anwender wird dieses Problem erst sichtbar, wenn sie ihre Bilddatei auf einem anderen Bildschirm betrachten, denn der überwiegende Teil der Bildschirme ist nicht – einem Standard entsprechend – eingestellt, beziehungsweise werden Farbräume abweichend dargestellt. Leider ergibt sich dieses Problem auch, wenn Sie von Ihrem optimal eingestellten Workflow auf ein anderes, nicht standardisiertes System wechseln.

Ist Farbechtheit zwingend notwendig?

Es ist eine Frage des jeweiligen Anspruchs beziehungsweise Ihrer Anwendung, ob Sie Farbabweichungen als Problem betrachten oder Sie hier bewusst einen Kompromiss zulassen, weil für Ihre Anforderungen Farbechtheit keine Rolle spielt (weil Sie anhand von Details z.B. eine Diatomee identifizieren können). Im Übrigen, ein „hübsches“ Bild muss nicht zwangsläufig farbecht sein!

Wie kann Farbechtheit überprüft werden?

Es gibt mehrere Möglichkeiten die Farbechtheit zu überprüfen:

- Sie gehen mit Ihrer Bilddatei an ein standardisiertes System und vergleichen die Anmutung mit Ihrer Anzeige.
- Sie messen mit der Pipette in Photoshop welchen Lab-Wert die Farbe hat. In diesem Fall muss vorausgesetzt werden, dass Sie entweder die Farbe kennen (Farbtabellen nach RAL, PANTONE) oder Sie die Farbe des Objekts mit einem Colorimeter zum Zeitpunkt der Aufnahme vermessen haben.
- Neben Ihrem Bildschirm steht ein Just Normlichtbetrachtungsplatz und Sie vergleichen die Darstellung am Bildschirm mit dem Objekt.
- Ihre Stereo- oder Mikroskop-Beleuchtung ist mittels FCC-Filtern (zur Korrektur der Farbtemperatur der Lichtquelle) entsprechend standardisiert und Sie vergleichen die Anmutung der beiden Eindrücke.
- Ab dem 2. Quartal 2013 gibt es den Gretag Macbeth Colorchecker (Abb. 3) in drei weiteren Größen: micro, nano und pico. Der ColorGaugePico ist nur 3/8" breit. Diese drei sind für die Lupen- und Auflicht-Mikroskopie ideal.

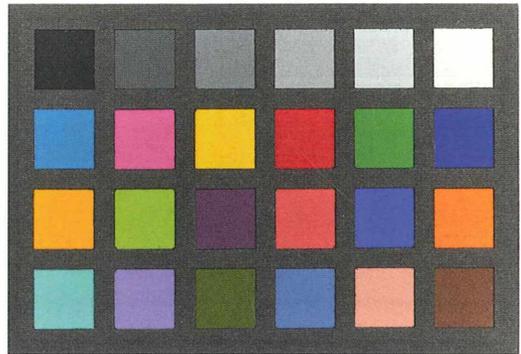


Abb. 3: Der Colorchecker kommt überall dort zum Einsatz, wo Farbreferenzen notwendig sind. Die Werte (entweder aufgrund einer Datei oder selbst vermessen) für die jeweiligen Farbflächen sind bekannt, und man kann so an jeder Stelle des Workflows auf Farbabweichungen überprüfen.

Regionale Unterschiede bei der Standardisierung

Es gibt unterschiedliche Standards für die Einstellung des Bildschirms. Ein Klassiker ist das Normweiß, in Mitteleuropa auf 5.000 Grad Kelvin festgesetzt, im Rest der Welt auf 6.500. Man sollte daher wissen, wo Bilddaten bearbeitet werden. In einer globalisierten Welt nicht so einfach, wenn zum Beispiel ein deutscher Auftraggeber in China drucken lässt. Ein weiterer Klassiker ist das Gamma. Druckereien, die seit Jahren mit MAC arbeiten, verwenden 1,8, jene die Windowsgeräte einsetzen verwenden ein Gamma zwischen 2,1 und 2,5. Das Gamma und das Normweiß verändern zum Glück nur die Ausgabe am Bildschirm, aber Achtung: Auf dieser Basis erfolgt ja die Optimierung.

Prozess-Grundeinstellungen/ Rahmenbedingungen

In allen im Workflow eingesetzten Software-Produkten müssen die Grundeinstellungen einmal festgelegt beziehungsweise dürfen nicht verändert werden. Im gesamten, hier beschriebenen, Prozess bleibe ich im Adobe RGB (1998) Farbraum und verwende auch das standardmäßig mitgelieferte Profil gleichen Namens (Abb. 2). In der Abbildung 4 sehen Sie meine Grundeinstellungen im RAW-Konverter. Format: TIFF, Farbtiefe: 16 Bit, ICC-Profil: Adobe RGB (1998), Ausgabe: 1:1 (Dateigröße 100%).

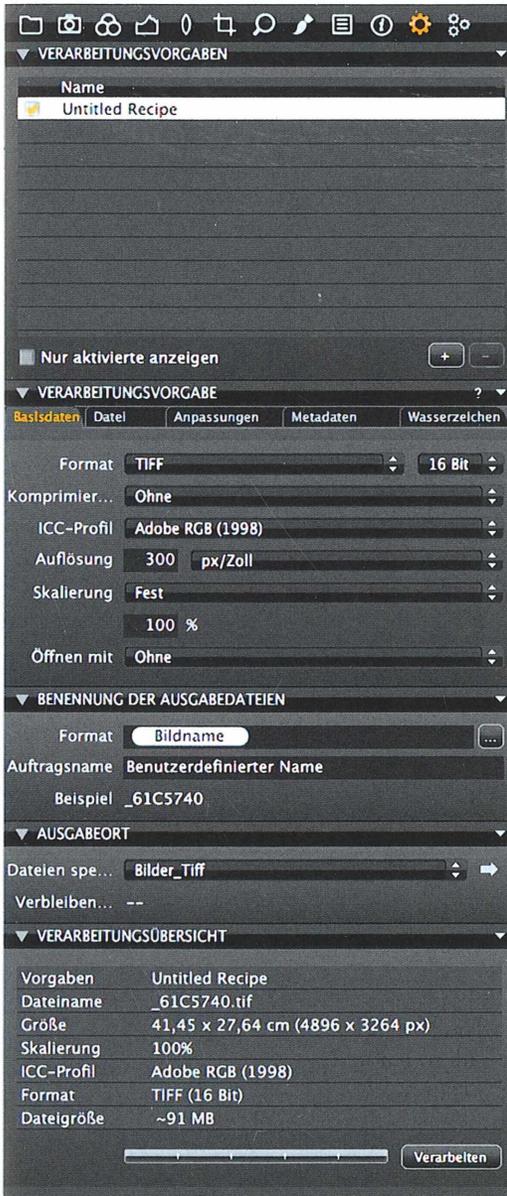


Abb. 4: RAW-Konverter (Capture One Pro) mit meinen Grundeinstellungen. Bei anderen RAW-Konvertern liegen die Werte ähnlich. Besonders wenn große Datenmengen bearbeitet werden müssen, spielt dieser RAW-Konverter seine Trümpfe aus.

Weißpunkt

Der Weißpunkt ist ein Parameter, der in engem Zusammenhang zu den Farbprofilen steht und sicherstellen soll, dass Farben im Workflow korrekt weitergeben werden. Für Adobe RGB

(1998) ist der Weißpunkt auf 6.500 Grad Kelvin festgelegt (das gelbe Plus-Zeichen in Abb. 2). Manche RAW-Konverter stellen diese Verbindung automatisch und im Hintergrund her, bei manchen muss man den Weißpunkt selbst manuell setzen. Achtung, diese Einstellung steht in keinem unmittelbaren Zusammenhang mit dem Normweiß des Bildschirms von 5.000 Grad Kelvin (Mitteleuropa).

Farbraum

Wenn ich den Verwendungszweck der Bilddaten nicht kenne oder das Bild für das Archiv optimiere, bleibe ich immer im Adobe RGB (1998) Farbraum. Erst wenn ich Bilddaten für einen bestimmten Zweck bearbeite, wechsele ich in einen anderen Farbraum (z. B. CMYK für den Druck, sRGB für Veröffentlichungen im Internet).

Profil

Im Falle von Adobe RGB (1998) heißen Farbraum und Profil gleich. Das kann für Verwirrung sorgen, wenn nicht klar ist, wovon gesprochen wird. Wichtig ist in diesem Zusammenhang, dass das Farbprofil festlegt, welcher Ausschnitt eines Farbraums dargestellt werden kann (gelbe Begrenzungslinien in Abb. 2a und b).

Der Prozess

Wie in Abbildung 1 dargestellt, erstreckt sich der Prozess des digitalen Workflows von der Aufnahme über die RAW-Konvertierung, das Fokus-Stacking, dem Verrechnen der Einzelschichten zum Panorama bis zur finalen Optimierung der Bilddaten. Im Folgenden bespreche ich die wesentlichen Einstellungen für die beiden ersten Prozessschritte, nämlich Aufnahme und RAW-Konvertierung.

Aufnahmeeinstellungen (Kamera oder z. B. Remote Software)

In den vorangegangenen Artikeln habe ich ausführlich beschrieben, was alles für eine Aufnahme zu bedenken ist (Zimmert, 2013a–c). Hier ergänze ich lediglich die an der Kamera direkt zu tätigen Einstellungen. RAW, Farbraum und Picture-Style sind bei allen Aufnahmen gleich, die Rauschunterdrückung variiere ich, abhängig von der eingesetzten ISO.

RAW

Die am Markt verfügbaren DSLRs bieten die Möglichkeit, Daten im RAW- oder JPG-Format auszugeben oder auf der internen Speicherkarte abzulegen. Bei JPG werden die Sensordaten in der Kamera selbst verrechnet, bei RAW-Daten wird am Computer verrechnet. Eine Entscheidung für das RAW-Format ist immer eine Entscheidung für mehr Möglichkeiten in den folgenden Prozessschritten.

Farbraum

Die Abbildung 2 zeigt den Farbraum/Profil Adobe RGB (1998) und zum Vergleich sRGB. Die gelbe Begrenzungslinie stellt im Farbraum die Profilgrenze dar (Verbindung zwischen Farbraum und Profil). Farben, die außerhalb der Profilgrenze liegen, sind nicht darstellbar, und es ist vom so genannten Rendering Intent abhängig, wie mit Farben außerhalb der Begrenzung umgegangen wird (z. B. absolut farbmetrisch, Anmutung erhalten).

Picture-Style oder Modus

Mit der Einstellung „Picture-Style“ oder „Modus“ (Bezeichnungen sind herstellerabhängig) wird tatsächlich bei den meisten mir bekannten DSLRs bereits innerhalb der Kamera in die RAW-Daten eingegriffen. Alle von mir aktuell verwendeten Canon-Modelle sind betroffen. Diese Funktion wurde von den Herstellern eingeführt, um die vom analogen Film bekannten typischen Farbcharakteristika (z. B. das „vivid“ eines Fuji Velvias) auch im digitalen Workflow auf einfachem Weg zu erreichen. Ich bevorzuge jedoch die Einstellungen „Neutral“ oder „Standard“, erhalte so ausgewogenes Bildmaterial und bin in der Weiterverarbeitung offen und kann selbst entscheiden, welchen Bildeindruck ich erreichen möchte.

Rauschunterdrückung

Diese Einstellung verlangsamt die Kamera. Rauschunterdrückung ist in der Lupenfotografie im Studio zwar kein Thema, da ich mit Kalt- oder Blitzlicht im Bereich zwischen ISO 50 und maximal 400 arbeite; outdoor bei lebenden Objekten schaut die Welt natürlich anders aus. Ein paar Beispiele: Bei der 7D beginne ich ab ISO 200 über den Einsatz der Rauschunterdrückung nachzudenken, andere Modelle haben weit größere Reserven. Bei der 1D Mark IV sind es ISO 640 und bei der 1DX starte ich bei ISO 1600.

Nachdem die wichtigsten Einstellungen an der Kamera erfolgt sind, und wir nun endlich die Kamera auch ausgelöst haben (unmittelbar an der Kamera oder über die Remote-Steuerung), geht es mit den gewonnenen Daten in den RAW-Konverter.

RAW-Konvertierung

Um die RAW-Daten am Computer verrechnen zu können, benötigen Sie eine Software (RAW-Konverter). Es gibt eine Vielzahl derartiger Produkte; teilweise werden sie bereits mit der Kamera mitgeliefert. Wesentliche Unterschiede betreffen die Funktionalität, die Geschwindigkeit und die erzielbare Qualität. Wenn Sie sich jetzt die Frage stellen, warum man einen RAW-Konverter einsetzt, wenn doch die Kamera die Arbeit automatisch erledigen kann, dann ist die Antwort: Die erzielbare Qualität. Bei JPG haben Sie keine Steuer-/Korrektur-Möglichkeiten, der Farbraum des Sensors wurde auf sRGB begrenzt und die 14-Bit-Farbtiefe auf 8 Bit reduziert. JPG-Daten werden beim Speichern komprimiert und dieser Algorithmus arbeitet nicht verlustfrei. Diese Einschränkungen passen nicht mit meiner Arbeitsphilosophie zusammen. Für mich hat die maximal erzielbare Qualität einen großen Stellenwert. Aber jeder muss für sich entscheiden, was ihm wichtig ist. Sollte Sie sich jedoch für JPG entscheiden, können Sie den RAW-Konverter überspringen und gleich mit der Stacking-Software weiterarbeiten, die auch JPG-Daten verarbeiten kann.

Um die Zeilen- und Spalteninformationen der RAW-Dateien zu entwickeln – verzeihen Sie mir die Verwendung des klassischen Begriffs –, müssen die Dateien vom kamerainternen RAW-Format in ein allgemein lesbares Format umgewandelt werden. Jeder Hersteller hat sein eigenes RAW-Format, meist sogar mehrere Generationen (beim Canon-RAW innerhalb von 10 Jahren zwei Generationen). Da die unterschiedlichsten Komponenten (Sensor, Treiberbausteine, Bildprozessoren) in den Kameramodellen verbaut werden, muss ein RAW-Konverter das jeweilige Kameramodell unterstützen und in der entsprechenden Qualitäts-Liga auch über das passende „generic Kameraprofil“ für das Modell verfügen. Eine letzte allgemeine Bemerkung, bevor wir ins Detail gehen: RAW-Konverter haben (unend-

lich) viele Funktionen. Lassen Sie sich davon nicht abschrecken. Meist kommt man in der Praxis mit einer Hand voll aus, die im Folgenden beschrieben werden.

Kameraprofil

Der erste Arbeitsschritt in einem RAW-Konverter sollte immer die Korrektur der Kamerafehler durch eine Verrechnung mit dem entsprechenden Kameraprofil sein. In der Regel setze ich hier das so genannte „generic“ Kameraprofil ein (Abb. 5). Ein „generic“ Kameraprofil ist ein Profil, das über eine bestimmte Anzahl von Kameras des gleichen Modells (z. B. 10) gemittelt wird. Wer es noch exakter benötigt, kommt um die Erstellung eines eigenen Profils für sein Modell nicht herum. Das ist nach meiner Erfahrung aber nur in der Produktfotografie mit dem Druck von zusätzlichen Schmuckfarben nötig. Im Falle von Capture One Pro, meinem bevorzugten RAW-Konverter, werden sehr gute Kameraprofile mitgeliefert. Für den überwiegenden Anteil meiner Aufnahmen verlasse ich mich auf diese.

Farb-/Weißabgleich

Der zweite Schritt ist der Weißabgleich. Denn was Sie in der Kamera eingestellt haben, hat die RAW-Daten nicht verändert, sondern wurde nur als Wert für einen Parameter im Parameterdatenblock geschrieben (dieser Parameter wird aber für die Ausgabe am Bildschirm herangezogen). Woher bekommt man jetzt die „richtige“ Einstellung? Denkbar sind folgende Möglichkeiten: Mit einem Farbtemperaturmessgerät zum Zeitpunkt der Aufnahme vermessen, Referenzflächen fotografieren (Weiß, Grau oder eine so genannte Farbreferenztafel), viel Erfahrung oder nach Geschmack. Ich gehe meist nach dem Farb-Histogramm und Erfahrung vor. Bei einer reinweißen Fläche müssen sich im Histogramm die drei RGB-Farbkanäle in den Lichtern decken (Abb. 6a und b).

Licht/Schatten/Kontrast

Der dritte Schritt behandelt Lichter, Schatten und Kontraste. Beachten Sie die Reihenfolge! Weiterhin ist es nicht unerheblich, ob Sie im RAW-Konverter Einzelbilder oder Bilder, die

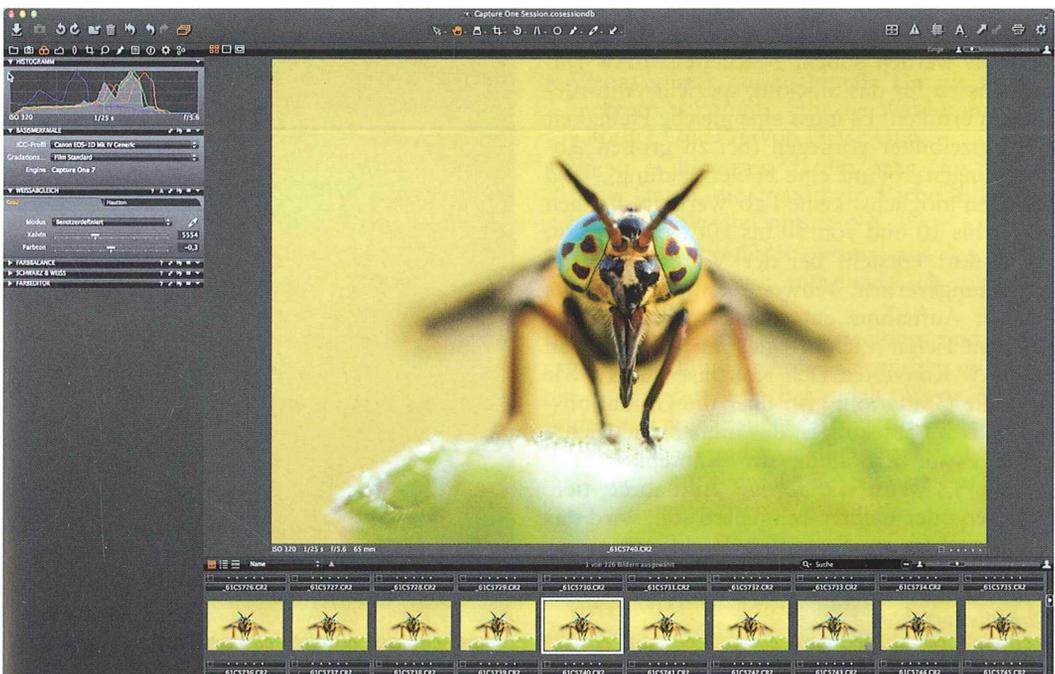


Abb. 5: Das Kameraprofil (Feld: ICC-Profil) wird bei Capture One Pro vorbildlich automatisch eingebunden. „Generic“ Kameraprofile werden für viele Kameramodelle mitgeliefert oder stehen als Uploads zur Verfügung. Der Screenshot zeigt das C1 PRO Arbeitsfenster, die Profilinformatoren finden sich links.

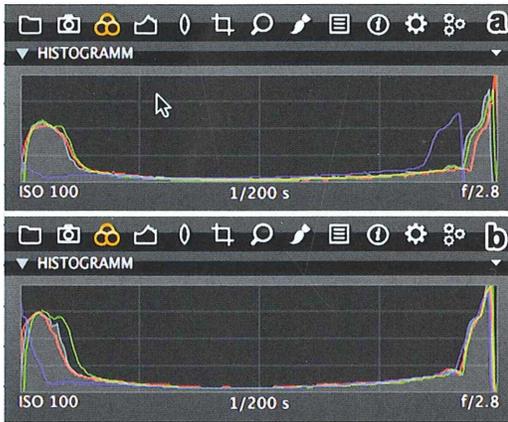


Abb. 6: Weißabgleich/Farbtemperatur: Wenn ein Tonwert der Grauchse (L-Kanal) fotografiert wird, müssen sich die drei Farbkanäle im Bereich der aufgenommenen Farbe decken. In diesem Beispiel wurde ein Testtarget (Siemens-Stern) fotografiert. Das Ziel war, dass die hellen Stellen (Weiß im Bereich von Lab 92) keine Überstrahlung aufweisen. Die Ausgangssituation mit nicht korrigiertem Weißabgleich (a). Zur Einstellung der Farbtemperatur wurden die Regler Kelvin und Farbton (Abb. 5) so lange verschoben, bis sich die Kanäle auf der rechten Seite des Histogramms (den Lichtern) weitgehend decken (b).

gestackt werden sollen, bearbeiten. RAW-Daten müssen für das Stacking spezielle Anforderungen erfüllen. Es muss eine gleiche Helligkeit der Einzelbilder vorliegen (bei zu großen Abweichungen kommt eine Fehlermeldung). Und es sollen möglichst keine Lab-Werte im Bereich von 1 bis 10 und von 90 bis 100 vorkommen. Denn dort entsteht bei der Verrechnung ein Zeichnungsverlust. Teilweise kann dem bereits bei der Aufnahme entgegengesteuert werden, mit dem Tiefen-/Lichterregler geht es aber auch im RAW-Konverter. Den Kontrast steuern wir über die Gradation, also über die Gradationskurve. Beim Stacking ist das immer eine leichte S-Kurve zur Erhöhung des Kantenkontrasts (Abb. 7). Wenn die fertige Aufnahme tiefe Schatten oder Lichter beinhalten soll, wird das in Photoshop am Ende des Workflows eingestellt.

Objektivkorrektur

Der Vollständigkeit halber sei kurz die Möglichkeit der Objektivkorrektur (Abb. 8, Umsetzung bei Capture One Pro) erwähnt. Gerade die in der Lupen- und Mikroskop-Fotografie eingesetzten Objektive erfordern hier unter-

schiedliche Eingriffe der Optimierung. Anhand von Testpräparaten kann man ermitteln, welche Einstellungen bei welcher Blende und vor allem bei welchem Maßstab für das jeweilige Objektiv erforderlich sind. Wenn Sie – alternativ – hier nach visueller Kontrolle am Monitor vorgehen, gewinnen Sie aber auch bereits an Qualität.

Scharfzeichen

Da die Bilddaten in der Kamera nicht farbig aufgenommen werden, sondern die Farben anhand umliegender Pixel berechnet werden (z. B. Kameramodelle mit Bayer-Muster) sowie die unmittelbar vor dem Sensor platzierten Sensorschutzfilter mitberücksichtigt werden müssen, benötigen die Bilddaten eine „Basisschärfung“. Diese erfolgt bei JPG unmittelbar in der Kamera, bei RAW-Daten im RAW-Konverter. Die dazu notwendigen Einstellungen/Werte müssen manuell, anhand von Testtargets oder mehrerer unterschiedlicher Motive, ermittelt werden und sind kameraabhängig (Abb. 9). Der Wert für die Schärfe muss so gewählt werden, dass am

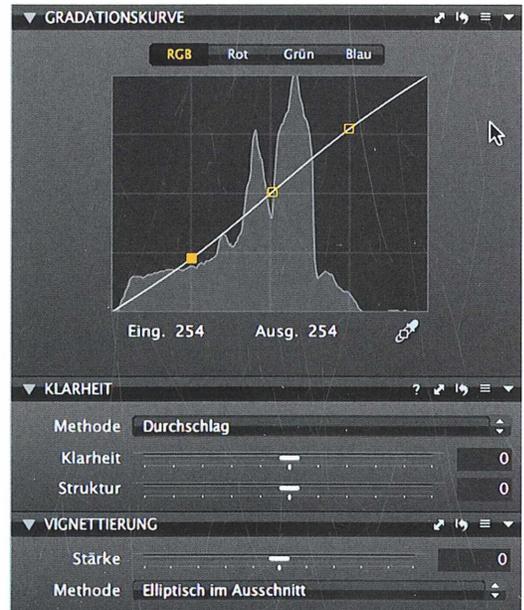


Abb. 7: Die für die Aufbereitung der RAW-Daten zur Steigerung des Kontrastes verwendete Gradationskurve. Man nennt diese Einstellung S-Form. Je deutlicher die S-Form, desto mehr wird der Kontrast gesteigert. Abhängig von den Bilddaten ist natürlich auch eine Asymmetrie zwischen Lichter und Schatten wählbar.

Ende des Optimierungsprozesses noch medien- und größenabhängig die Schärfe festgelegt werden kann. Beim Stacking werden die Ergebnisse besser, wenn die Motive deutliche und kontrastreiche Kantenübergänge aufweisen. Es gilt



Abb. 8: Professionelle RAW-Konverter können auf mitgelieferte Objektivkorrekturen zugreifen, bieten aber auch die Möglichkeit, für eigene Objektive ein individuelles Korrekturprofil anzulegen. Zur Ermittlung eigener Objektiv-Korrekturprofile benötigt man ein Testtarget (z. B. Testgitter, Siemens-Stern).

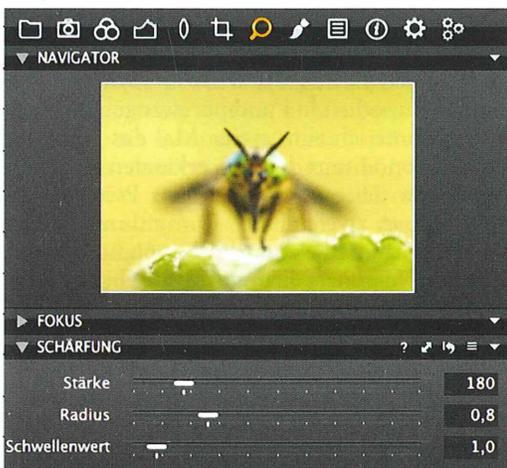


Abb. 9: Die Menüansicht in Capture One Pro für die Einstellungen rund um die Basisschärfung. Die Einstellungen müssen durch Testen für das jeweilige Kameramodell ermittelt werden. Sie sind von Sensor, Sammellinsen, Hoch- und Tiefpassfilter und vom Anti-Moiré-Filter sowie der ISO abhängig.

daher einen Kompromiss zu finden, mit dem alle Einzelbilder eines Stacks im RAW-Konverter entwickelt werden müssen.

Entwicklung

Die so genannte Entwicklung der RAW-Daten ist der letzte Verarbeitungsschritt im RAW-Konverter. Bei diesem werden die unverändert vorliegenden RAW-Daten, die Voreinstellungen der Verarbeitungsoptionen und die Korrekturdatei (beinhaltet alle Veränderungen, die Sie im RAW-Konverter vorgenommen haben) miteinander verrechnet. Nach dem RAW-Konverter liegen bei mir immer unkomprimierte 16 Bit RGB-Daten mit dem Adobe RGB (1998) ICC-Profil vor. Nur in Ausnahmefällen werden die RAW-Daten für das Stacking unterschiedlich entwickelt (Tageslicht mit wechselnden Lichtsituationen, Helligkeitsabfall bei der Beleuchtung bei PANO-Stacks). Es ist vollkommen unbedeutend, mit welchem meiner RAW-Konverter ich diese Prozessschritte umsetze, die Prozessschritte und die Grundeinstellungen sind die gleichen. Die Entscheidung, welcher RAW-Konverter zum Einsatz kommt, hat etwas mit den Anforderungen an die Daten und der geforderten Qualität zu tun.

Drei Beispiele für meine persönliche Auswahl der eingesetzten RAW-Konverter:

- Wenn es mir auf maximale Details in den Lichtern ankommt, fällt die Wahl immer auf Capture One Pro von Phase One.
- Wenn es hingegen darum geht, aus Nikon NEF Daten die maximale Farbechtheit zu holen, wähle ich Capture NX.
- Wenn Objektivfehler optimal aus den Daten zu entfernen sind, entscheide ich mich für DXO-Pro.

Die Prozessschritte Fokus-Stacking- und Panorama-Verrechnung werden im fünften und letzten Teil dieser Serie behandelt. Wenn Sie die Bilder entsprechend der Tipps aus dem Teil 3 (Beleuchtung) und aus diesem Teil bearbeitet haben, wird der letzte Schritt, das Pano-Stacking, ein Spaziergang.

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.: Stacking in der Lupenfotografie. Teil 3: Beleuchtung in der Lupenfotografie. Mikrokosmos 102, 180–191 (2013).

Phase One: www.phaseone.com
 Testtargets: www.edmundoptics.com
 x-Rite: www.xrite.com

Internet

Canon: www.canon.com
 DXO: www.dxo.com
 Nikon: www.nikon.com

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

Eine interessante Filopodien-Amöbe aus der Gattung Nuclearia

Pedro Galliker

Dass die Leukozyten in unserem Körper wie freilebende Amöben aussehen, ist längst bekannt. Dass es jedoch Amöben gibt, die mit ihrer Gestalt an Nervenzellen erinnern, überraschte mich. Immer mehr zeichnet sich in letzter Zeit ab, dass ganz frühe Entwicklungen in der Evolution bis heute überliefert sind. Das Hauptschalter-Gen sämtlicher Augentypen, die Mitochondrien und die Chloroplasten sind nur drei Beispiele für diese interessante Entwicklung.

Es begann mit einem kreisförmigen Einzeller, der an seiner Oberfläche mit zahlreichen, dunklen und kurz gestielten Anhängen bestückt war. Er zeigte bei 1000facher Vergrößerung deutlich seine pulsierende Vakuole.

Ein falscher Verdacht

Auf Anhieb dachte ich an einen Suctor (Sauginfusor) in Aufsicht mit unregelmäßig ausgebildeten und meist eingezogenen Saugentakeln. Ich glaubte, dass er sich in einer Kratzfurche meines Kunststoff-Mikroaquariums verankert habe. Doch dann begann er sich zu drehen, wie wenn die Kratzfurche seine Drehachse wäre. Und tatsächlich, in der 10fach gerafften späteren Filmversion stellte sich heraus, dass er eine rundum kugelige Rumpfform hatte und keine Verbindung zur Unterlage besaß. Die vermeintliche Hintergrundfurche waren zwei schnurgerade Faden-Pseudopodien, so genannte Filopodien. Es war eine Amöbe, die an diesen Fäden aufgehängt wie in einer Hängematte saß. Sie schaukelte, durch die Rotation angetrieben, leicht hin und her. Die unsichtbaren Enden der Filopodien mussten an der Unterlage fixiert sein. Also kein Suctor, sondern eine seltsame filopodiale Amöbe. Sie erinnerte mich an eine bipolare Nervenzelle (Abb. 1).

Zwei Filopodien genügen

Beim Hin- und Herschaukeln wurde der kugelige Rumpf vorübergehend an der Basis des linken Filopodiums ausgebuchtet. Etwas später riss die Verankerung auf der linken Seite und das rechte Filopodium zog mit seiner Verkürzung den Rumpf um eine Diagonallänge nach rechts. Die Rotation setzte aus. In der Folge schien es mir, als wenn die Amöbe von beiden Filopodien hin und her gezogen würde. Dann konnte ich zum ersten Mal das Ende des linken Filopodiums deutlich erkennen (Abb. 2). Die Länge dieses schnurgeraden Pseudopodiums betrug zweieinhalb Rumpfdurchmesser. Auf der Gegenseite sank das Filopodium in die optische Unschärfe ab, wo es anscheinend fixiert war. Mir schien, es habe sich inzwischen beim Austritt aus dem Rumpf verzweigt. Dann begann die Ausbuchtung links zu pumpen. Das rechte Filopodium war inzwischen auch gelöst von der Unterlage. Es zeigte seine ganze Länge mit nur etwas mehr als einem Rumpfdurchmesser. Nun war die ganze Amöbe frei. Jetzt konnte sich die bipolare Amöbenachse im Uhrzeigersinn um circa 90 Grad abdrehen. Eventuell war der Rumpf mit der Unterlage noch in Kontakt. Die Ansatzstelle des linken Filopodiums zeigte gelegentlich eine Ausbuch-

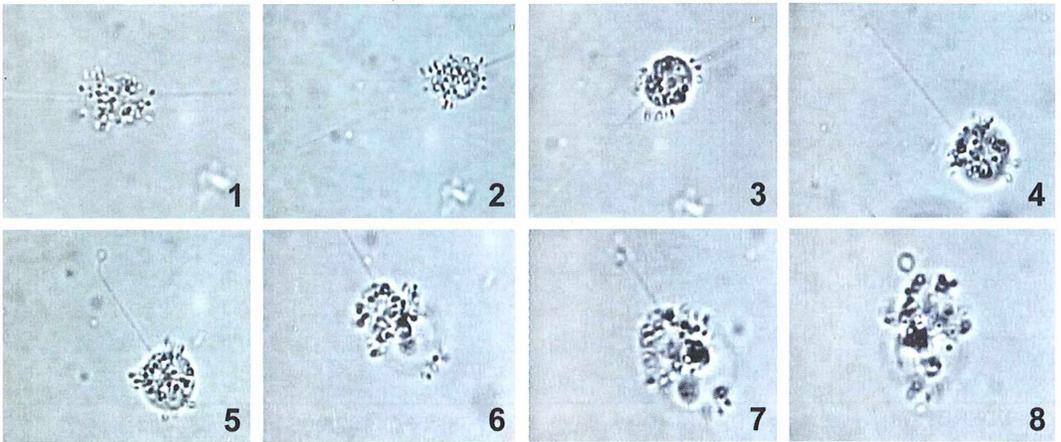


Abb. 1–8: Dynamik der Formveränderung im Verlauf von 90 Minuten bei einer filopodialen Amöbe aus der Gattung *Nuclearia* (Beschreibung siehe Text).

tungsbewegung, vielleicht ein Hinweis darauf, dass dieses Pseudopodium eine Beute gewittert hatte. Alle diese Veränderungen standen dauernd unter dem zittrigen Einfluss der Brown'schen Molekularbewegung des umgebenden Wassers (Abb. 3).

Beutefang und Platzen des Detritusmantels

Beim Zeitpunkt 4 Minuten 54 Sekunden des gerafften Films sah ich erstmals an der Spitze des schnurgeraden langen Filopodiums eine ringförmige kleine Schlinge. Auf der rechten Seite des Rumpfes befanden sich zwei genau gleiche Schlingen. Dort erkannte ich, dass es sich bei einer etwas veränderten Schärfeneinstellung um zwei dunkle Detritusteilchen handelte, wie sie auch sonst überall auf der Oberfläche der Amöbe vorkommen (Abb. 4). Die Schlingen waren also nichts anderes als optische Unschärfekreise. Ich zog daraus zwei Schlüsse: 1. Die punkt- bis keulenförmigen Detritusteilchen überall auf der Rumpfoberfläche müssen wahrscheinlich Bakterienüberreste von Amöbenmahlzeiten sein. 2. An der Spitze des langen Filopodiums wurde ein Bakterium gepackt. Ich fand mich in dieser Idee bestätigt, weil an dieser Stelle erstmals eine enge Krümmung des Filopodiums entstand und weil sich danach das Fangfilopodium beinahe um die Hälfte seiner ursprünglichen Länge verkürzte (Abb. 5).

Doch dann erfolgte ganz unerwartet und plötzlich ein mir unverständliches Ereignis. Die äußerste Schicht der Amöbe mit ihren Detritus-

anhängen platzte am Gegenpol zum Fangfilopodium und streifte sich bis auf einen kleinen Rest über den nackten und hyalinen Amöbenkörper hinweg zurück, wo sie zerknittert zum Stillstand kam (Abb. 6). Nun überdeckte der abgestreifte Detritusmantel den untersten Teil des Fangfilopodiums. Der kugelrunde und hyaline Amöbenrumpf mit seinem zentralen, relativ großen Zellkern in der Mitte trat in Erscheinung (Abb. 7). In diesem Zustand verkürzte sich das mittendrin befestigte Fangfilopodium weiter. An seiner Spitze war die Beute fest verankert. Diese zeigte inzwischen vorübergehend an zwei Stellen eine deutliche Verdickung bis sie endgültig in den angehäuften Detritusmantel am Fangpol aufgenommen wurde (Abb. 7 und 8). Daraufhin wurden keine Filopodien mehr ausgestreckt. Der Amöbenkomplex kam zur Ruhe. Die gesamte Beobachtung dauerte circa 90 Minuten.

Literaturhinweise

- Campbell, N. A.: Biologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1997.
 Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology, 3. Edition. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
 Page, F. C., Siemensa, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Vol. 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Verfasser: Dr. Pedro Galliker, Bodenstrasse 26, CH-6490 Andermatt, Schweiz, E-Mail: mail@pedrogalliker.ch Internet: www.pedrogalliker.ch

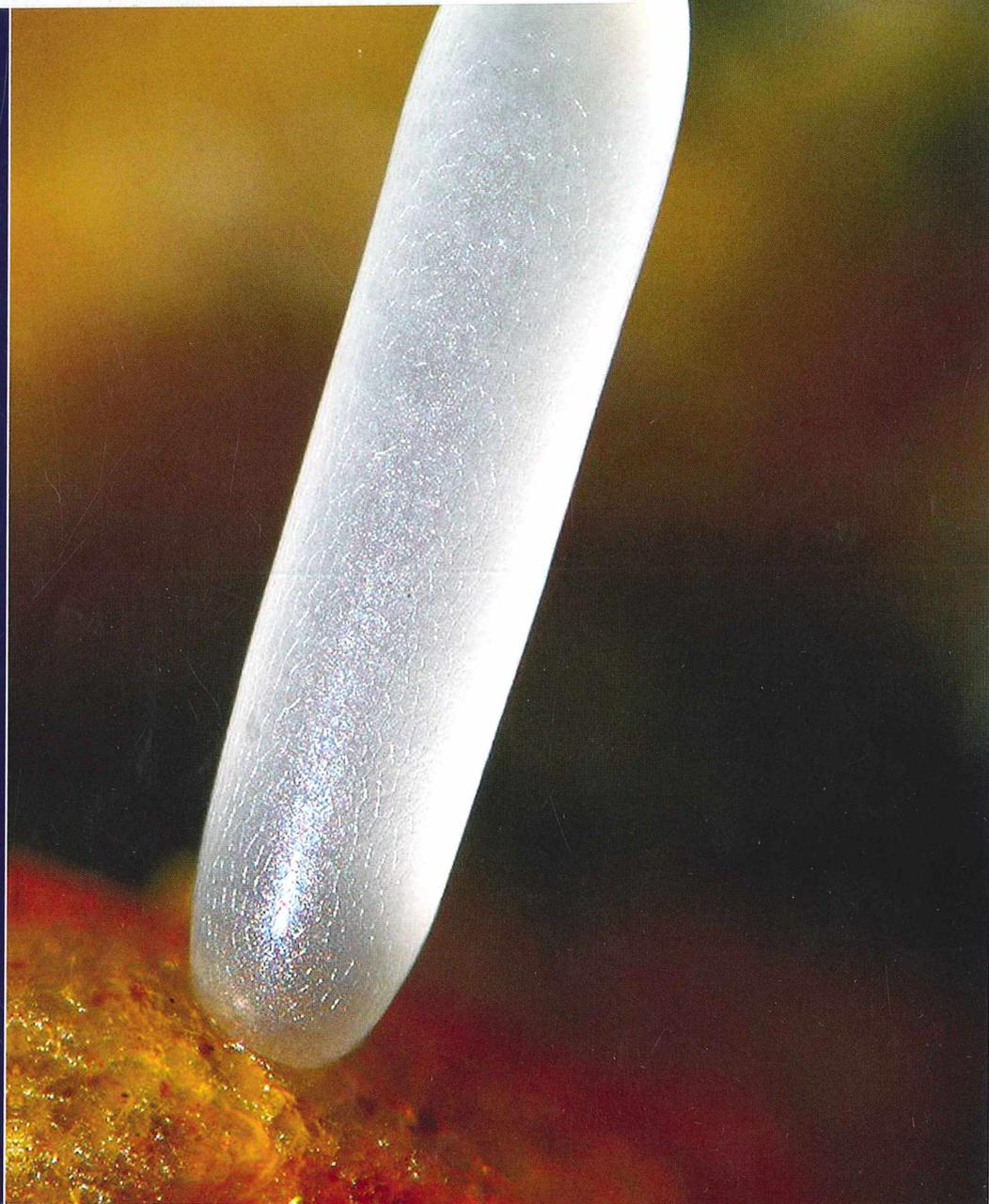
Mikrokosmos
Heft 4 / Juli 2013

1 (6)

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_4](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 102_4 1](#)