

II 90372

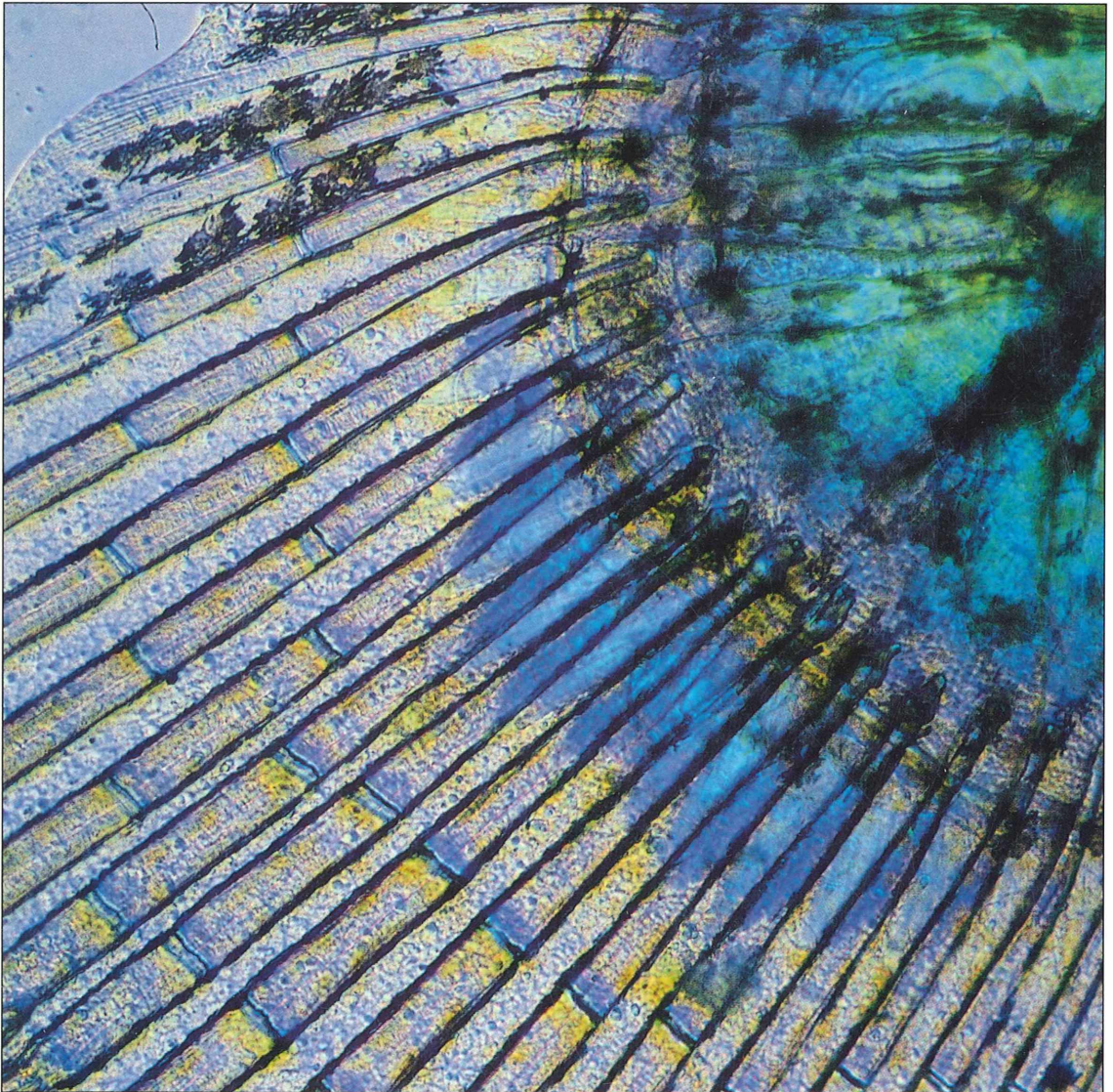
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; <http://www.elsevier.de/>

E 20582 F

MIKROKOSMOS

82. Jahrgang/Heft 1

Januar 1993



**GUSTAV
FISCHER**

ISSN 2005-4975

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin) und Bruno P. Kremer (Köln)
Redaktionsassistentin: Annett Burzlaff (Berlin)

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

Inhalt

Artikel

4

Die schöne Welt der kleinen Dimensionen

Bruno P. Kremer und Klaus Hausmann

10

Farblose Flagellaten aus einem Parkteich

Heinz Schneider

21

Schrauben und Gewinde als technische Elemente des Mikroskops

Wolfgang Pfeiffer

29

Mikroskopikertreffen in Berlin-Spandau

Annette Meier

34

Anpassung exemplarisch: Die Wasserpest (*Egeria densa*)

Jaroslav Jurčák

42

Erkennen von nützlichen und schädlichen Milben

Wolfgang Karg

50

Plasmaströmungen und Zelloszillationen im Schleimpilz

Physarum polycephalum

Morten M. Laane und Ragnbild Halvorsrud

Rubriken

1

Zum Verlagswechsel

2

Die neuen Herausgeber

38

Mikro-Galerie

41

Microthek-Wettbewerb

20, 28, 33, 40, 49

Kurze Mitteilungen

59

Buchbesprechungen

62

Aus den
Arbeitsgemeinschaften

64

Mikro-Markt

Umschlagabbildung: Polarisationsmikroskopische Darstellung der Schwanzregion vom Guppy (*Poecilia reticulata*) (Foto: K. Hausmann, Berlin).

Bezugsbedingungen: Sechs Hefte bilden einen Band. Bezugspreis pro Band DM 102,- (Sonderpreis für Schüler und Studenten DM 74,80), Einzelheft DM 20,- (jeweils zuzüglich Porto und Versandkosten).

Anzeigenpreise: Es gilt die Anzeigen-Preisliste Nr. 18 vom 1. 1. 1993.

Verlag: Gustav Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Wollgrasweg 49, D-7000 Stuttgart 70, Tel. 07 11/45 80 30

Die in der Zeitschrift veröffentlichten Beiträge sind urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte, insbesondere das der Übersetzung in fremde Sprachen, vorbehalten. Kein Teil dieser Zeitschrift darf ohne schriftliche Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form – durch Fotokopie, Mikrofilm oder andere Verfahren – reproduziert oder in eine von Maschinen, insbesondere von Datenverarbeitungsanlagen, verwendbare Sprache übertragen werden. Auch die Rechte der Wiedergabe durch Vortrag, Funk- und Fernsehendung, im Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.

© Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · Jena · New York · 1993

Gesamtherstellung: Mitterweger Werksatz GmbH, Plankstadt; gedruckt auf chlorfrei gebleichtem Papier.

Printed in Germany

Zum Verlagswechsel

Liebe Leserinnen, liebe Leser!

Der Gustav Fischer Verlag freut sich, daß er aufgrund einer Vereinbarung mit dem bisherigen Verlag die traditionsreiche und von einer treuen Leserschaft hoch geschätzte Zeitschrift MIKROKOSMOS ab dem 82. Jahrgang in sein Programm aufnehmen kann. Wir sind sicher, daß die Zeitschrift im Umfeld unserer gerade auf das Gebiet der Biologie gerichteten Verlagsarbeit eine gute Zukunft haben wird und freuen uns, daß wir in Professor Hausmann und Dr. Kremer zwei sehr engagierte, der Zeitschrift seit langen Jahren als Autoren verbundene Fachwissenschaftler als Herausgeber gewinnen konnten.

Besonderer Dank gilt Dr. Krauter, der der Zeitschrift in Jahrzehnten das ihr eigene Profil gegeben hat und nun wegen Erreichens der Altersgrenze ausscheiden möchte.

Mit dem Übergang der Zeitschrift auf unseren Verlag haben wir uns Gedanken über das gestalterische Konzept gemacht und hoffen, daß Ihnen die neue Typographie und ebenso inhalt-

lich neu geschaffenen Rubriken zusagen. Wir freuen uns stets über Anregungen zu weiteren Verbesserungsmöglichkeiten.

Da uns eine günstige Kalkulation des Jahresabonnementspreises sehr am Herzen liegt, haben wir uns entschlossen – bei Wahrung des Gesamtumfanges an Druckseiten – die Erscheinungsweise der Zeitschrift auf einen zweimonatigen Rhythmus umzustellen. Dies erspart erhebliche Produktionskosten und Postgebühren. Wir denken, daß wir damit im Interesse unserer Leser handeln und daß der stabile Abonnementpreis den Wunsch nach einem monatlichen MIKROKOSMOS-Heft deutlich überwiegt.

Wir hoffen, daß der MIKROKOSMOS in den kommenden Jahren eine ebenso treue wie engagierte Leserschaft haben wird wie in der Vergangenheit.

GUSTAV FISCHER VERLAG

Wulf D. von Lucius Bernd von Breitenbuch

Die neuen Herausgeber

Liebe Leserinnen, liebe Leser,!

Der Blick auf den Umschlag verrät es sofort: der MIKROKOSMOS hat ein neues Gesicht bekommen. Beim Blättern im Innenteil werden Sie weitere Neuerungen und Veränderungen bemerken, die unsere Zeitschrift noch attraktiver und lesefreundlicher gestalten sollen. Außer den bewährten Übersichtsaufsätzen und Arbeitsanregungen gibt es künftig vermehrt kleinere Beiträge mit aktuellen Hinweisen oder Berichten.

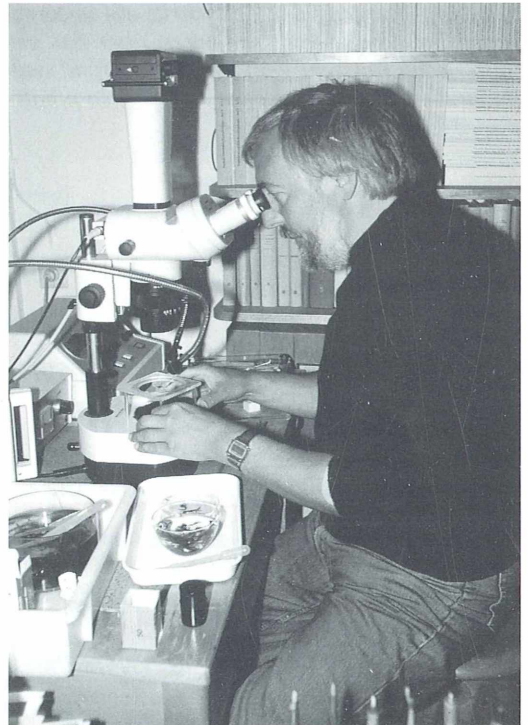
Aus Gründen der produktionstechnischen Vereinfachung wird der MIKROKOSMOS künftig im zweimonatlichen Rhythmus erscheinen. Der Gesamtseitenumfang pro Jahrgang soll aber auf jeden Fall erhalten bleiben. Für diese Umstellungen in Erscheinungsbild und Erscheinungsweise gibt es einen aktuellen Anlaß. Beginnend mit diesem Heft gehört der MI-

KROKOSMOS zum Gustav Fischer Verlag (Stuttgart) und steht jetzt als Schwesterzeitschrift im Rahmen von mehr als zwei Dutzend Fachorganen, in denen viele wichtige Bereiche der modernen Biologie vertreten sind.

Im Jahre 1993 erscheint der MIKROKOSMOS in seinem 82. Jahrgang. Während der Hälfte dieser Zeit, nämlich genau 41 Jahre lang, hat ihn Dr. Dieter Krauter mit großem Geschick und beachtlichem Engagement geleitet. Während dieser vier Jahrzehnte wurde der MIKROKOSMOS weit über die Grenzen unseres Landes hinaus zu einer bekannten und beachteten Fachzeitschrift, die dem Mikroskopiker für sein spannendes Hobby immer wieder interessante Anregungen und Anleitungen brachte. Weltweit ist der MIKROKOSMOS eines der sehr wenigen Fachorgane,



Klaus Hausmann, Berlin
(Foto: A. Grambow, Berlin)



Bruno P. Kremer, Wachtberg
(Foto: K. Janke, Köln)

II 90392
O.O. LANDESMUSEUM
BIBLIOTHEK

Anw. Nr. 341/1982

die sich ausschließlich an den versierten Amateur und Liebhaber-Mikroskopiker richten, aber auch von allen denjenigen wahrgenommen und gelesen werden, in deren beruflichem Alltag das Mikroskop eine unentbehrliche Rolle spielt.

Zweifellos hat sich Dr. Krauter als Herausgeber für den MIKROKOSMOS in besonderem Maße verdient gemacht. Ohne seine vielfältigen Initiativen, die sich unter anderem auch in der Organisation mikroskopischer Arbeitskreise und Sonderkurse (z.B. in Inzirkofen) zeigen, hätte die Zeitschrift nicht ihr anerkannt gutes Profil entwickelt. Wir bewundern Dr. Krauters herausgeberische Leistung und danken ihm im Namen der gesamten Leserschaft sehr herzlich für seine großartige Arbeit – nicht ohne ihm für seinen verdienten Ruhestand das denkbar Beste zu wünschen. Gewiß wird er mit seinem reichen Erfahrungsschatz dem MIKROKOSMOS auch weiterhin als Ratgeber und Autor zur Verfügung stehen.

Wir, die neuen Herausgeber, haben vor rund zwei Jahrzehnten unter der Ägide von Dr. Krauter gerade im MIKROKOSMOS unsere ersten publizistischen Schritte unternommen und fühlen uns der Tradition dieser Zeitschrift daher besonders verpflichtet. Wir werden uns

nach Kräften bemühen, die Zeitschrift so anregend und vielseitig wie möglich zu gestalten. Dieses Ziel erreichen wir allerdings nur, wenn wir von allen Seiten spürbare und tatkräftige Unterstützung erhalten. So ergeht also unsere herzliche Bitte an die bisherigen bewährten Autorinnen und Autoren des MIKROKOSMOS, die Redaktion auch weiterhin mit interessanten Manuskripten und ansprechenden Bildern zu beliefern. Ebenso liegt uns aber sehr daran, aus dem Kreis der Leserschaft neue Autorinnen und Autoren für die Mitarbeit zu gewinnen. Schicken Sie uns doch bitte Ihre Arbeits- und Erfahrungsberichte, Ihre Beobachtungen und Anregungen, Mitteilungen über Färbeverfahren, die Sie neu entdeckt oder spannende Präparationen, die Sie selbst erprobt haben.

Am Ende jedes Heftes finden Sie Autorenhinweise, wie Sie Ihr Manuskript gestalten (und der Redaktion die Arbeit erleichtern) können. Senden Sie uns Ihre Arbeiten – Ihr Material ist uns in jedem Fall hochwillkommen. Denn der MIKROKOSMOS ist nicht das Fachblatt des Verlages oder der Herausgeber, sondern unsere gemeinsame Zeitschrift, die auch Sie aktiv mitgestalten können.

Klaus Hausmann

Bruno P. Kremer

Die schöne Welt der kleinen Dimensionen

Verborgene Schönheit als Nahtstelle zur Kunst

Bruno P. Kremer und Klaus Hausmann

Mikroskope sind in erster Linie Instrumente zur Verbesserung unserer natürlichen Sehkraft und damit zum vollständigeren Erkenntnisgewinn. Was man mit ihnen erkundet, sind Formen und Strukturen, die uns sonst verborgen blieben. Jeder Mikroskopiker weiß allerdings, daß ein gelungenes Präparat nicht nur neue Informationen liefert, sondern auch ein gänzlich unerwartetes Spiel von Farben und Formen bieten kann. Aber warum gibt es so bezaubernde Schönheit in Bereichen, in die das Auge normalerweise gar nicht vordringen kann?

Ein uraltes Dilemma der Erkenntnistheorie besteht gerade beim Umgang mit Mikroskopen und anderen optischen Hilfsinstrumenten unverändert fort: Sehen wir die Dinge in unserer unbelebten oder belebten Umwelt überhaupt „an sich“, oder erfahren wir visuell vielleicht nur diejenigen Anteile, die unsere Lichtsinnesorgane aus der Fülle der auf uns einwirkenden Informationen jeweils für das Gehirn herausfiltern? Erleben wir die Natur als solche oder nur ihre Projektion durch die eigene Wahrnehmung? Noch schwieriger wird diese Entscheidung, wenn der neugierige Blick in den Bereich der sehr kleinen Dimensionen vordringt, mit instrumenteller Hilfe den Aufbau natürlicher Gefüge weit unterhalb der normalen Leistungsgrenzen unserer Augen betrachtet und dort auf eine visuell wahrnehmbare, faszinierend harmonische Ordnung trifft, die eigentlich gar nicht für unsere unmittelbare Anschauung geschaffen ist.

Die moderne Technik der hochgradigen Auflösung von Ordnungsgefügen der Materie auf den verschiedensten mikroskopischen Ebenen versetzt in der Tat die natürlichen Grenzen der Erfahrungswelt. Sie läßt uns weit unterhalb der normalen Schranken des Erfahrbaren ungewöhnliche Formen und Funktionen erkunden. Sie zeigt uns dort erstaunlicherweise aber auch eine unerwartete Schönheit des Organischen, die letztlich unadressiert ist, weil es in der Natur keine Augen gibt, deren Seh- und Auflösungstechnik ausreicht, um in die unglaublich klein dimensionierten Strukturräume unbelebter oder belebter Systeme vorzudringen. Wo uns bis an die technischen Leistungsgrenzen fortentwickelte Hilfsinstrumente des Sehens

(wie die moderne Lichtmikroskopie mit ihren kontrastverstärkenden Beobachtungsverfahren oder gar die Elektronenmikroskopie mit ihrem erstaunlichen Methodenrepertoire) außerordentlich differenzierte und dabei immer wieder

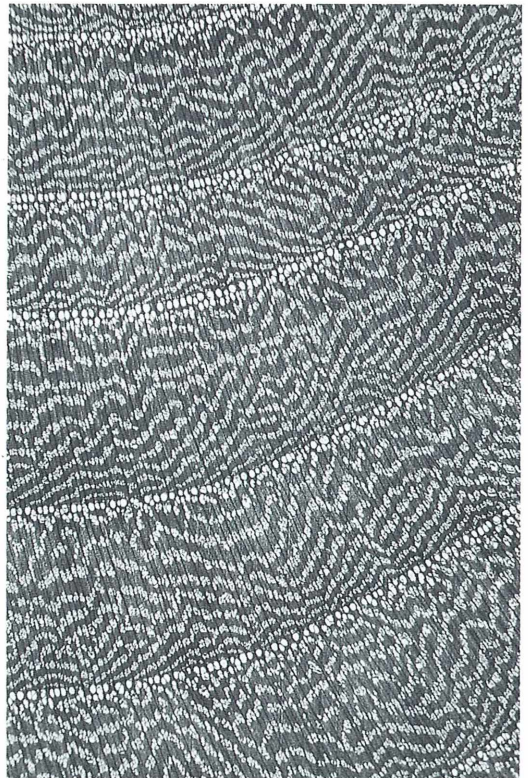


Abb. 1: Jahresringe in Holz
(Foto: K. Hausmann).

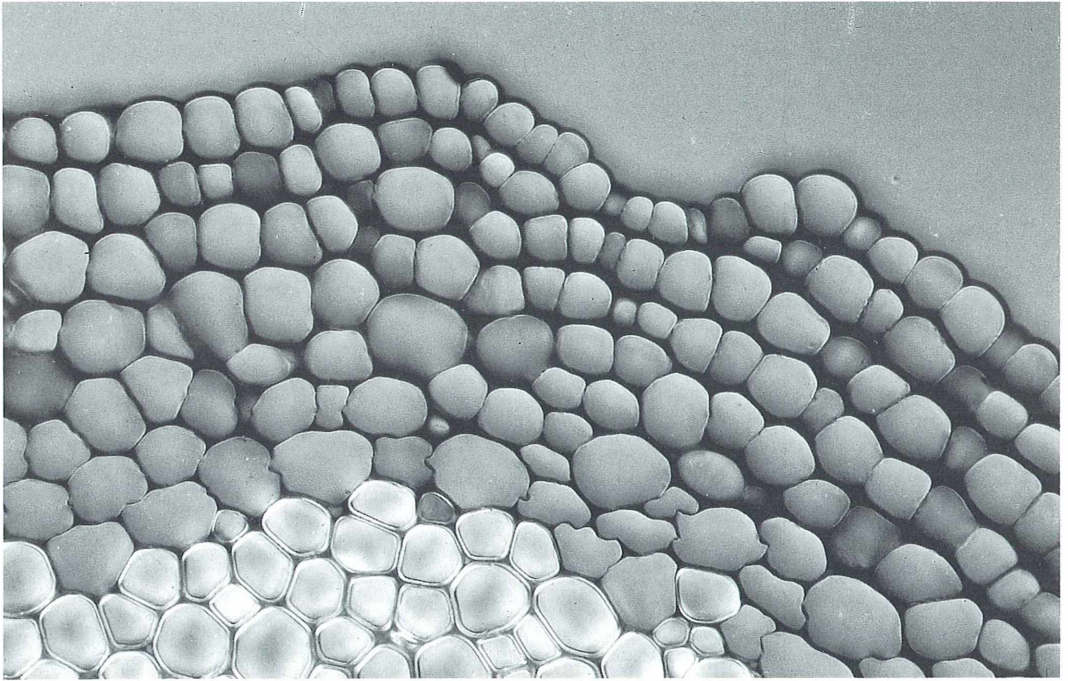


Abb. 2: Randbereich des Sproßquerschnittes einer krautigen Pflanze (Foto: K. Hausmann).

überraschend schöne Bilder anbieten, mag man erkenntnistheoretische Überlegungen oder Bedenken ohnehin beiseite lassen. Die besondere Faszination der Mikroskopie besteht sicherlich nicht nur darin, punktuell besonders genau hinsehen und Formen besser auflösen zu können. Oft genug gerät die mikroskopische Bilderfahrt zu einem fast unwirklichen Farbrausch wie beim Besuch einer Gemäldegalerie oder einer Wanderung durch die sommerbunte Landschaft. Wo Detail und Design, Wahrnehmung und Wirklichkeit, Phantasie und Faszination, Struktur und Schönheit nicht mehr exakt zu trennen sind, haben in erster Linie nur noch ästhetisches Empfinden und Staunen Raum. So stellt sich doch unwillkürlich die Frage, warum dies alles gerade so beschaffen ist, daß es uns in unserem Empfinden neben dem Verstehen und Begreifen auch das Bewundern und Staunen anrührt.

Der beinahe spielerische Umgang der Natur mit differenzierenden Strukturen, die geradezu überwältigende Fülle hochvarianter Formen und Gestalten scheinen nicht in jedem Fall zu der sachlichen Feststellung zu passen, wonach

die Form stets der Funktion folgt. Die zweifellos auf Zweckmäßigkeit, Materialökonomie und Prozeßoptimierung angelegten Form-/Funktions-Verschrankungen vor allem der belebten Natur lassen überhaupt nicht verstehen, warum denn so hervorragend gelungene Problemlösungen auch noch jeweils in vieltausendfacher Abwandlung im Einsatz sind. Und immer wieder drängt sich die Frage auf, warum wir solche funktionalen Strukturen völlig losgelöst von ihrer Aufgabenstellung einfach als vollendet und unvergleichlich schön empfinden.

Die Kraft der Konturen

Bunte Blumen und bizarre Käfer verkörpern konkrete Formen, die sich zu überschaubaren Funktionskonzepten abstrahieren lassen und vermutlich nur wegen dieser Typhaftigkeit überhaupt als vielgestaltige Pflanzen bzw. Insektenordnung zu erkennen sind. Dieses erregende Spannungsfeld zwischen Modell und Modifikation spürte wohl auch schon der vor

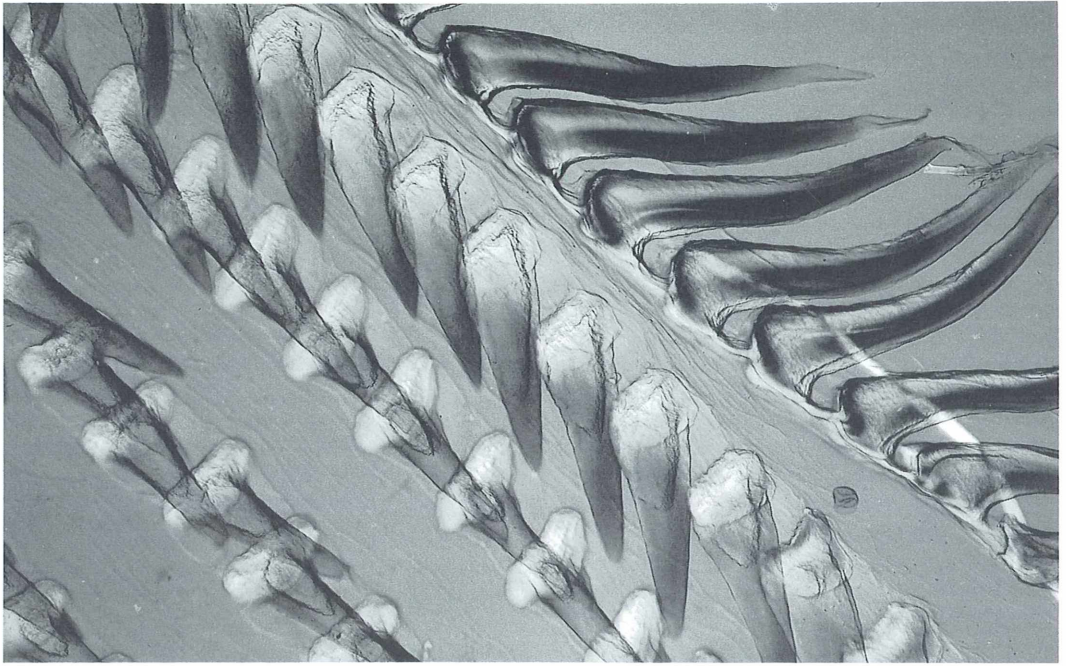
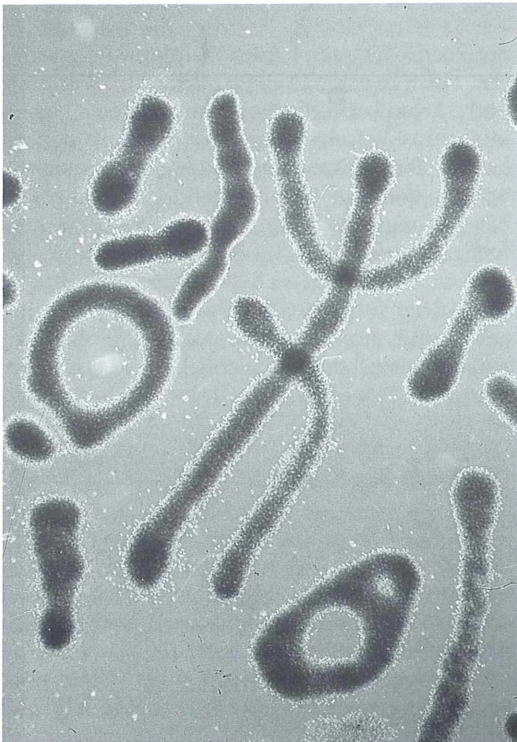


Abb. 3: Mollusken-Radula (Foto: K. Hausmann).



wissenschaftliche Mensch. Fast alle alten Kulturen leiten formale Ähnlichkeiten in der belebten Natur von besonderen Schöpfungsmythen ab, während die Philosophen der mediterranen Antike das Geheimnis dieser Ähnlichkeiten durch die Suche nach dem Elementaren zu bewältigen versuchten. Dem vorsokratischen Naturphilosophen Heraklit schreibt man gar die beachtliche Entdeckung der Einheit in der Vielfalt zu.

Einheit oder Einheitlichkeit sind nun aber nicht nur formale Kategorien oder bloße Eigenschaften, die man eventuell sogar in mathematische Formeln verpacken kann. Klarheit und Eindringlichkeit natürlicher Formen empfinden wir zusätzlich auch noch als harmonisch oder ästhetisch, weil sie räumliche oder zeitliche Ordnungszustände bzw. Muster verkörpern. Ähnliche oder auch nur identische Grundmuster von beeindruckender Regelmäßigkeit kommen in der unbelebten wie in der belebten Natur vor. Den hexagonalen Grundriß eines

Abb. 4: *Microcystis*-Kolonien (Blaualgen) (Foto: K. Hausmann).

Schneekristalls findet man, mathematisch exakt, eben auch in den Honigwaben der Bienen oder anderer Hautflügler wieder. Er liegt der Leitbündelanordnung mancher lianenartig kletternden Pflanze ebenso zugrunde wie der Gelegeverpackung mariner Weichtiere oder den Fruchtquerschnitten einkeimblättriger Blütenpflanzen. Schon diese einfache, auf der makroskopischen Ebene gerade noch erfahrbare Musterbildung wirkt auf unser Sehen, Begreifen und Deuten ungemein anregend und unzweifelhaft ästhetisch – offenbar deswegen, weil die überschaubare Form in ihrer geometrischen Regelmäßigkeit auch noch harmonische Proportionen enthält.

Mustergültige Ordnung

Räumliche oder zeitliche Ordnung von Formelementen, aus denen die aufregendsten Muster oder Zeichnungen der Lebewesen im makroskopischen wie im mikroskopischen Bereich entstehen, ist auffallend eng mit dem Empfinden von Ästhetik verknüpft. Die Schönheit der natürlichen Formen und Gestalten lebt gleich-

sam aus den Raum- und Projektionsbildern von Konstruktionen, deren Harmonieregeln der Mensch bezeichnenderweise schon im klassischen Altertum auf den damals zugänglichen Wahrnehmungsebenen entdeckte und nun voller Erstaunen auch in den submikroskopischen Strukturen wiederfindet. Der Harvard-Mathematiker George D. Birkhoff entwickelte bereits in den zwanziger Jahren eine umfassende Theorie der Ästhetik, die sich aus der Ordnung in der Vielfalt („order in complexity“) definiert. Darin verhalten sich Ordnung und Vielfalt anorganischer oder organischer Systeme gleichsam umgekehrt proportional: Je geordneter und regelhafter sich eine bestimmte Grundstruktur oder deren gestalterische Abwandlung zeigen, um so ästhetischer wirken sie auch gleichzeitig. Ungeordnete Vielfalt produziert nur wirre Haufen.

Bezeichnenderweise sucht unser Auge auch im kompletten Chaos immer wieder nach Inseln der Ordnung, in denen es vergleichsweise einfache (möglicherweise auch nur deswegen verständliche) Grundstrukturen wiederfindet.

Nicht selten ist die Wahrnehmung von Ordnung auch eine Frage der Betrachtungsebene.

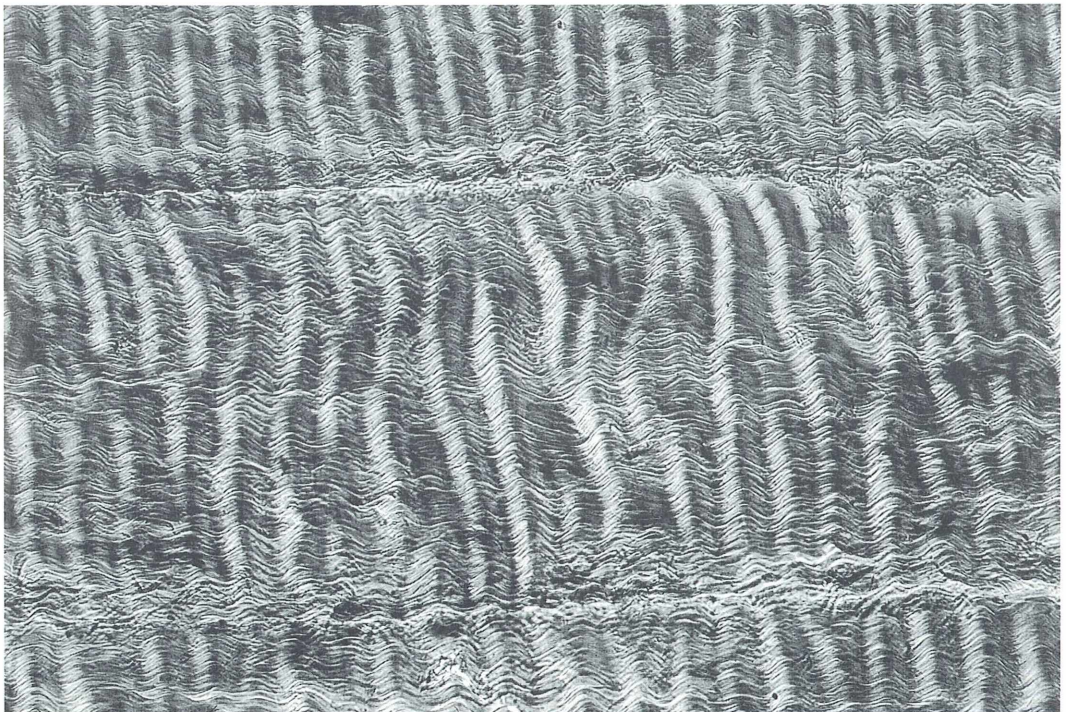


Abb. 5: Hausschwein, Sehne längs (Foto: B. P. Kremer).

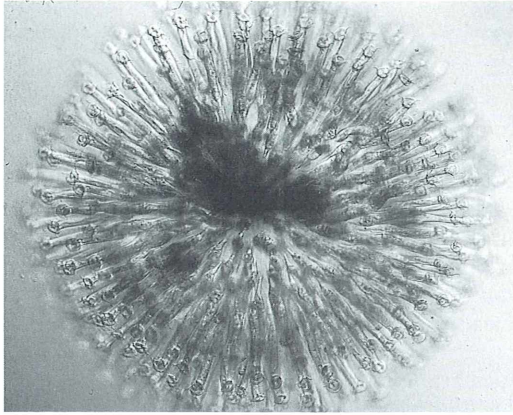


Abb. 6: Kolonie des Ciliaten *Ophrydium*
(Foto: K. Hausmann).

Die wie zufällig hingestreuten Lichtpunkte am Sternenhimmel einer mondlosen Nacht lassen uns wohl tief erstaunen, vermitteln aber kaum den Eindruck formvollendeter Ästhetik. Erst durch ungleich größere Beobachtungsdistanz auf das Formengefüge einer galaktischen Spirale verdichtet, zeigen die Sternenmassen eine geordnete und zudem auch noch mathematisch formulierbare Harmonie von hinreißender Schönheit.

Komplexität steht der Schönheit durchaus nicht im Wege. Viel entscheidender ist jeweils das objektive Maß an Ordnung – die direkt beobachtete oder indirekt spürbare Regelmäßigkeit von Gebilden und Gestalten.

Wahrnehmung in neuen Grenzen

Verständlicherweise haben die Harmonielehren der antiken Naturphilosophen kaum je einmal den Blick nach unten gerichtet, um etwa einen strukturierten Mikrokosmos vorzudenken oder nach dem möglichen Fortgang makroskopischer Ästhetik in noch kleineren Strukturgefügen zu fragen. Statt dessen schauten sie weit über sich hinaus nach oben und versuchten, das Geschehen am Sternenhimmel in Einklang mit spekulierten Sphären oder berechneten Bahnen zu bringen. So traf die Entdeckung des Mikrokosmos, die mit der Entwicklung leistungsfähiger Mikroskope eigentlich erst unverhältnismäßig spät möglich wurde, den forschenden Menschen ziemlich unvorbereitet und

mußte folglich auch eine besondere Faszination ausüben, die von ihrer Eindrücklichkeit bis heute nichts verloren hat.

Die Begeisterung war vor allem bei den Pionieren der Lichtmikroskopie besonders groß. Der streitbare Biologe Ernst Haeckel, der sich mit jeglicher weltlicher und vor allem klerikaler Autorität anlegte, riskierte erstmals auch den Brückenschlag zu einer gänzlich anderen Erfahrungswelt, indem er beim Bibliographischen Institut in Leipzig im Jahre 1904 einen Prachtband mit hinreißend akribisch gezeichneten Einzellern und anderen organismischen Strukturen unter dem Titel *Kunstformen der Natur* veröffentlichte.

Harmonische Proportionen, klare Symmetrien und hochgeordnete Vielfalt beherrschen unzweifelhaft das Erscheinungsbild der sehr kleinen Lebewesen, die man sonst nicht sieht. Es ist aber nicht immer nur eine lineare Übersetzung bekannter Maßverhältnisse oder Strukturen in noch kleinere Maßstäbe.

Wenn wir heute eine anorganische oder organische Kleinstruktur mit technisch bestens nachgerüsteten Augen betrachten und dabei auch überall dort auf ungewohnte, ja sogar unwirklich erscheinende Formen stoßen, wo selbst die winzigen Bruchteile eines Millimeters noch ein sehr grobes und unzureichendes Maß sind oder so in der makroskopischen Erfahrungswelt schlicht die Vergleiche fehlen, sind wir wohl ebenso wie Ernst Haeckel versucht, die unverkennbare Ästhetik des sehr klein dimensionierten mit elementarer Kunst in Zusammenhang zu bringen. Da es zum Standardrepertoire der Mikroskopie und Mikrofotografie gehört, den Objekten innewohnende Materialeigenschaften durch kontrastverstärkende Beobachtungsverfahren überhaupt erst richtig sichtbar zu machen oder sie gar in völlig anderem Licht erscheinen zu lassen, verfremdet die Beobachtungs- und Darstellungstechnik auch in beachtlichem Maße. Der Kontext mit der sonst sinnhaft erlebten und verarbeiteten Welt kann dabei vollends verloren gehen.

Wenn am Ende gar nicht mehr die suchende, beschreibende, strukturierende und theoretisierende Durchdringung des beobachteten Objektes im Vordergrund steht, sondern die eingesetzte Untersuchungstechnik der visuellen und gedanklichen Wahrnehmung geradezu phantastische, zuvor nie gesehene Farb- und Formgefühle zuführt, ist wohl eine Art gemeinsamer Nahtstelle zwischen technischer Bewältigung

und künstlerischer Wiedergabe erreicht. Natürlich läßt sich trefflich darüber streiten, ob die angebotene Struktur so auch wirklich in der Natur vorhanden ist oder ob sich Präparations-technik bzw. Beobachtungsinstrument den Bildeindruck überhaupt erst erschaffen.

Die Diskussion darüber ist vielleicht schon allein deswegen unerheblich, weil strukturelle Ästhetik gerade im Bereich des Lebendigen auf sämtlichen Organisationsebenen systematisch und eben nicht nur episodisch auftritt.

Das Gesehene, zugegebenermaßen apparativ beeinflusste und verfahrenstechnisch gestaltete, gleichwohl aber auch der natürlichen Struktur eines Objektes generierte Bild kann paradoxerweise genauso gegenstandslos wirken wie ein beliebiges Exempel abstrakter Malerei, die sich ausdrücklich als reine Erfindung farbiger Formen versteht und außer sich selbst kein eigentlich sinntragendes Thema oder Motiv behandelt. Die Bilder, die am Beobachter beim Durchmustern mikroskopischer Präparate vorbeiziehen, die ihm Schliffe, Schnitte oder Suspensionen völlig überraschend anbieten, sind bei Kombination bestimmter Untersuchungsverfahren in gewissem Umfang ebenso un wiederholbar wie ein kreativer künstlerischer Akt. Man muß den Begriffsumfang von Kunst sicherlich nicht unnötig strapazieren, um auch die bildliche Wiedergabe mikroskopischer Formensembles in den Kreis künstlerischer

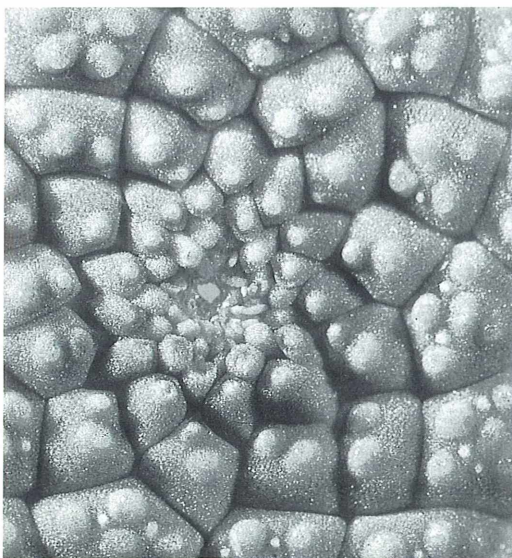


Abb. 7: Aboralseite eines Seeigelskelettes (Foto: K. Hausmann).

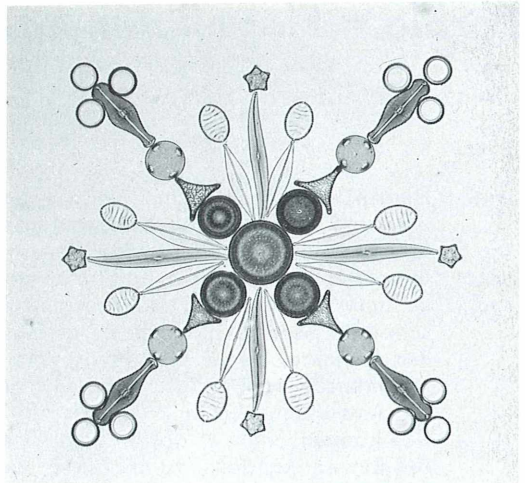


Abb. 8: Gelegte Diatomeen (Foto: B. P. Kremer).

Ausdrucksmöglichkeiten einzubeziehen. Die Blickrichtung besteht je im übrigen durchaus auch umgekehrt. Ästhetik in der Kunst hat ihre Anregungen häufig genug aus der Natur entnommen oder daraus neue Maßstäbe entwickelt. Erstaunlich ist allerdings, daß der geniale Ernst Haeckel die begriffliche Kongruenz von natürlichem Formenzauber und vollendeter Kunst zu einem Zeitpunkt entdeckte, als sich beispielsweise die Malerei noch gar nicht von der Gegenständlichkeit gelöst hatte.

„Bei näherer Betrachtung“, schrieb der große Naturfotograf Andreas Feininger im Epilog zu einem seiner Meisterwerke, „enthüllen selbst gewöhnliche Objekte aus der Natur ganz unerwartete Formqualitäten, die uns Ehrfurcht und Respekt abverlangen. Erst an dieser Stelle wird Lehrbuchweisheit zur intellektuellen Teilhabe, steigert sich bloße Wahrnehmung zu visuellem Abenteuer und Genuß.“

Literaturhinweise

- Doczi, G.: Die Kraft der Grenzen. Capricorn-Verlag, München 1987.
 Franke, H. W.: Schönheit der Mathematik. Naturwissenschaftl. Rundschau 43, 513–518 (1990)
 Kremer, B. P.: Das Maß aller Dinge. Physis 7(9), 70–77 (1991).
 Sitte, P.: Wer erfand den Goldenen Schnitt? Wissenschaft und Fortschritt 42(1), 36–41 (1992).

Verfasser: Dr. Bruno P. Kremer und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Redaktion MIKROKOSMOS

Farblose Flagellaten aus einem Parkteich

Heinz Schneider

Dem Mikroskopiker, der Plankton- und Aufwuchsproben aus Altwässern, Teichen und Tümpeln untersucht, sind grüne, goldfarbene und braune Phytoflagellaten wohlbekannte Erscheinungen. In den meisten Fällen vermag er diese Formen dank der speziellen Kombination ihrer Pigmente schon nach ihrer Färbung zu unterscheiden und einem Algenstamm zuzuordnen. Schwieriger wird da schon die Identifikation farbloser Geißelträger. Zwar findet er auch unter diesen Objekte, deren morphologische Merkmale die Verwandtschaft mit bestimmten Phytoflagellaten eindeutig belegen. Sehr oft bleiben aber Zweifel, die bei Anwendung lichtmikroskopischer Verfahren nicht immer ausgeräumt werden können, wenn es darum geht, ihre Flexibilität oder Rigidität zu beurteilen, die Bewegungsweise zu charakterisieren oder Zahl und Anordnung der Geißeln sowie die Lage der Vakuolen und des Zellkerns zu bestimmen. Auch wenn solche Arbeiten wegen der geringen Größe der Organismen recht mühsam sein können, haben Flagellatenstudien besonderen Reiz. Es geht da nicht nur um das Erlebnis einer Vielfalt von Formen und Lebensstrategien. Wer sich mit Flagellaten befaßt, stößt auch auf die Fragen, die sich in der modernen Systematik und bei der Beurteilung lebender Systeme stellen.

Materialbeschaffung und Mikroskopie

Alle hier vorgestellten Objekte stammen aus dem Parkteich „Schwanenweiher“ in Germersheim a. Rh., einem ergiebigen Protozoenbiotop, der im MIKROKOSMOS schon mehrfach erwähnt wurde. Beim Sammeln kam vor allem die Aufwuchsplatten-Methode zur Anwendung (Schneider, 1987), bei der je zwei Objektträger, mit einer Wäscheklammer zusammengehalten, im Wasser ausgehängt und nach angemessener Expositionszeit (je nach Wassertemperatur meist 3–7 Tage) eingeholt und dann ohne weitere Präparation mikroskopiert werden können. Der Netzfang spielte eine untergeordnete Rolle. Frei im Plankton wurden nur einige grüne Euglenophyten und die farblose *Petalomonas* gefangen. Andere „Farblose“, wie *Bicosoeca* und *Salpingoeca*, gelangten nur hin und wieder als Aufsitzer von Algenfäden ins Netz. Tatsächlich erscheint die Mehrzahl der farblosen Flagellaten im Teich, soweit es sich nicht überhaupt um echte Periphytonbewohner handelt, im Pseudoaufwuchs, d.h. diese Formen leben frei zwischen den sessilen Organismen. Von da gelangen sie nur zufällig ins Plankton, sie sind Tychoplankter und daher eher frei beweglich auf den Platten zu finden.

Weil sich als Besiedler der Objektträger stets viele koloniebildende Arten und unter diesen vor allem solche mit bäumchenartigem Wuchs einstellen, bleibt in den Präparaten nach Auflegen des Deckglases ein ansehnlicher Wasserfilm. Aufsitzer zweiter Ordnung können sich daher leicht als Epizoen in den Kolonien ansiedeln. Diese erfaßt man nur, wenn man die Präparate auch in vertikaler Richtung durchmustert. Dabei ist eine Objektivkombination hilfreich, in der auch die stärker vergrößernden Systeme großen Arbeitsabstand – am besten zwischen 200 und 500 μm – aufweisen. Zur Untersuchung und erst recht zur Mikrofotografie der meist sehr zarten Protisten sind optische Kontrastierungsverfahren besonders günstig. Ideal ist das Differential-Interferenzkontrastverfahren, brauchbar sind auch der Phasenkontrast oder zur Not die schiefe Beleuchtung.

Farblose Flagellaten unter dem Mikroskop

In das Formengewirr eines Aufwuchspräparates muß sich der Beobachter erst einsehen. Dann vermag er jedoch vor allem die freischwimmenden Flagellaten leicht auszumachen. Stammt die Platte von einer Probestelle aus dem Bereich des verschlossenen Ablauf-

grabens am schmalen Ostende des Teiches, so werden mit Sicherheit Vertreter der Cryptomonadengattungen *Cryptomonas* und *Chilomonas* gefunden. Beide gehören zur gleichen Familie Cryptomonadaceae, jedoch ist *Cryptomonas* mit Chloroplasten ausgestattet und je nach Mengenverhältnis der vorhandenen Farbstoffe verschiedenartig gefärbt, während *Chilomonas* farblos ist. Sonst ist der Bau ihres Zellkörpers sehr ähnlich; für beide ist Asymmetrie und Dorsoventralität kennzeichnend. Die Konstanz der Form ist durch eine Pellicula (Periplast) gewährleistet. Auf der flachen Bauchseite verläuft schräg eine seichte Längsfurche, an deren oberem Ende der Schlund mündet. Meist kann man ihn gut erkennen, weil zahlreiche stark lichtbrechende Ejektisomen, mit denen seine Wand besetzt ist, den Umriß markieren. Die Bedeutung des Schlundes ist unbekannt, keineswegs dient er der Nahrungsaufnahme. Die farblosen Chilomonaden ernähren sich offensichtlich überwiegend osmotroph, jedoch bilden sie wie die zur Photosynthese befähigten *Cryptomonas*-Arten als Syntheseprodukt Stärke.

Abbildung 1 zeigt zwei Vertreter der Art *Chilomonas paramecium*. Typisches Artmerkmal ist



Abb. 1: *Chilomonas paramecium* ist ein Zeigerorganismus für organisch verschmutzte Gewässer. Typisch für die Art ist der nach hinten verjüngte Zellumriß.

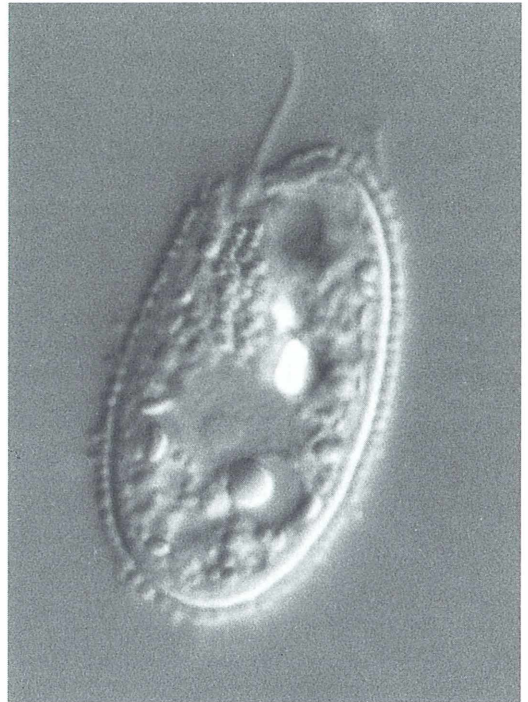


Abb. 2: Bei Einstellung auf das Zellinnere einer *Chilomonas* erkennt man nahe dem Vorderende die pulsierende Vakuole und in der hinteren Zelhälfte den Kern.

ihr schmal zulaufendes Hinterende. Der Schlund ist deutlich zu sehen, dicht oberhalb davon entspringen die nur geringfügig ungleich langen Geißeln. Die Einstellung auf das Zellinnere einer anderen Chilomonade (Abb. 2) läßt nahe dem Vorderende die pulsierende Vakuole und in der hinteren Zelhälfte den Kern hervortreten.

Will man herkömmliche Kriterien hervorheben, um die Stellung der Chilomonaden im Organismenreich festzulegen, so muß man ihnen Pflanzennatur zusprechen, denn abgesehen von der großen Ähnlichkeit mit *Cryptomonas*, hat man bei elektronenmikroskopischen Untersuchungen in der *Chilomonas*-zelle einen Leukoplasten entdeckt, so daß sie als apochlorisch gewordener Phytoflagellat angesehen werden muß. Im gleichen Sinne ist bei den wenigen farblosen Vertretern der Grünalgen zu unterscheiden – etwa bei *Hyalogonium* – deren Zellen nur mit Leukoplasten und manchmal mit einem Stigma ausgestattet sind. In diesem Fall ist die Ähnlichkeit mit *Chlorogonium* unverkennbar, zudem

hier die apochlorische Form ebenfalls Stärke zu synthetisieren vermag.

Allgemein werden also Übereinstimmungen im Zellbau, das Vorhandensein von Chloroplastenrudimenten oder gar eines Stigmas und gleiche Syntheseprodukte als beweiskräftige Kriterien für eine Verwandtschaft zwischen autotrophen und heterotrophen Organismen anerkannt. Für Ähnlichkeit hinsichtlich des Zellbaues liefert uns der Verwandtschaftskreis der Euglenophyten so eindrucksvolle Beispiele, daß dieses Merkmal allein als Beleg genügt. Den Chrysophyten sind zwar viele Farblose aufgrund morphologischer und physiologischer Belege mit Sicherheit zuzuordnen, Zweifel sind aber angebracht, wenn nur ein einziges Strukturelement des fraglichen Objekts zum Beweisen dienen kann. Die Meinungsverschiedenheiten über die Stellung solcher Formen bestehen schon lange und sind auch heute noch nicht ausgeräumt. Man mag sich fragen, wie weit da noch eine Trennung zwischen pflanzlichen und tierischen Flagellaten, also zwischen Geißel„algen“ und Geißel„tieren“ gerechtfertigt ist. Betrachten wir aber zuerst, was uns bei unseren Ansammlungen im Germersheimer Teich an weiteren Geißelträgern begegnet, ehe wir ein abschließendes Urteil zu finden suchen.

Die Euglenophyten, sowohl grüne wie farblose Arten, sind hier besonders zahlreich vertreten. Obwohl unser Interesse vor allem den Farblosen gilt, kommen wir nicht umhin, auch einen Blick auf grüne Formen zu werfen – einmal zur Veranschaulichung einer morphologischen Eigentümlichkeit und dann, weil man an grünen Euglenen auf experimentellem Wege sozusagen den „Übergang von der Pflanze zum Tier“ demonstrieren kann.

Der eigentümliche Bau der Euglenophyten kommt in Abbildung 3 besonders deutlich zum Ausdruck. Der Zellkörper ist von einer Pellicula umgeben, unter deren Zellmembran schraubenförmig angeordnete, ineinander verfalzte Proteinstreifen liegen. Am Vorderpol ziehen diese Streifen in den flaschenhalsartigen Geißelkanal hinein, der sich dann zur Ampulle erweitert. Diese zeichnet sich im Bild als helle Zone unter den Streifen ab. Beim Fokussieren werden die beiden Geißeln sichtbar, die am Boden der Ampulle entspringen, ebenso der freiliegende, also nicht plastidengebundene Augenfleck, der zusammen mit einer gegenüberliegenden Geißelschwellung als Lichtrezeptorensystem angesehen wird. In die Ampulle entleert

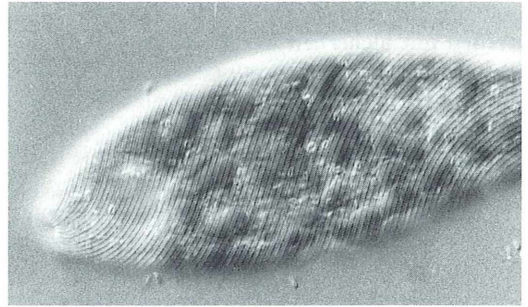


Abb. 3: Bei *Euglena* sind die typischen Spiralschichten der Pellicula besonders deutlich sichtbar. Sie münden am Vorderende in den Geißelkanal. Die Ampulle zeichnet sich als helle Zone ab.

auch die große pulsierende Vakuole ihren Inhalt.

Grüne Eugleniden sind mixotroph, womit gesagt ist, daß sie nicht nur zur Photosynthese befähigt sind, sondern gleichzeitig auch gelöste organische Stoffe aufnehmen können. Außerdem müssen sie sich das Vitamin B-12, das sie nicht selbst synthetisieren können, aus dem umgebenden Medium zuführen (Auxotrophie). Als Versuchsobjekt bei physiologischen Fragestellungen ist vor allem *Euglena gracilis* bekannt geworden. Man kann diese Art in geeigneten Nährlösungen auch bei völliger Dunkelheit kultivieren. Die Flagellaten verlieren bei solcher Behandlung im Verlauf von etwa acht Generationen ihr gesamtes Chlorophyll. Von den Chloroplasten bleiben unter Verlust der Thylakoide dann nur proplastidenähnliche Strukturen erhalten, die sich allerdings weiterhin teilen und so ihre genetische Kontinuität erhalten. Wieder dem Licht ausgesetzt, ergrünen die Zellen erneut, weil sich dann diese Proplastiden wieder zu thylakoidführenden Chloroplasten entwickeln. Diese Umwandlung vom apochlorischen Zustand zum photosynthesefähigen Organismus erfolgt im Licht selbst nach jahrelanger Dunkelzucht. Bei Haltung unter hoher Temperatur (32–35°C) oder durch Anwendung von Antibiotika kann man aber auch apoplastidiale Zellen erhalten, die dann nie wieder Chloroplasten bilden können und deshalb obligatorisch heterotroph bleiben. Solche *gracilis*-Varianten stimmen bezüglich ihrer Morphologie völlig mit der aus dem Freiland bekannt gewordenen *Astasia longa* überein (Pringsheim, 1948).

Wie man an der in Abbildung 4 dargestellten *Peranema*-Gruppe feststellen kann, ist auch den anderen freilebenden farblosen Arten die *Euglenaverwandtschaft* meist leicht anzusehen. Diese Protisten besitzen ja ebenfalls das typische Geißelsäckchen, und *Peranema trichophorum* verfügt wie *Euglena gracilis* über die Fähigkeit zu den typischen „euglenoiden Bewegungen“. Beim schwimmenden Tier sieht der Beobachter, wie bei *Euglena*, nur eine Geißel. Die zweite ist jedoch im Gegensatz zu *Euglena* frei. Sie wird dicht am Körper anliegend rückwärts geführt und ist deshalb nicht leicht zu erkennen. *Peranemen* kriechen mit vorgestreckter Schwimmgeißel auf dem Substrat, wobei das meist eingekrümmte Geißelende schlängelnde Bewegungen ausführt. Bisweilen steigen diese Protisten auch ins Plankton auf. Selbstverständlich ist *Peranema trichophorum* wie die anderen farblosen Eugleniden obligatorisch heterotroph. Die Art ist phagotroph, d.h. sie nimmt feste Nahrung, wie Kleinalgen und Bakterienzellen, auf und vermag auch Flagellaten zu erbeuten. Die Beute wird mit Hilfe eines Staborganells erfaßt, das am Vorderende ausgestülpt werden kann. In Abbildung 5 ist es als dunkles Objekt im Bereich der Ampulle zu finden. Nach Leedale (1967) ist es mit einem subapikalen Zellmund assoziiert, Fott (1971) stellt dar, wie kleine Organismen durch den Periplasten hindurch aufgenommen werden (Abb. 6).

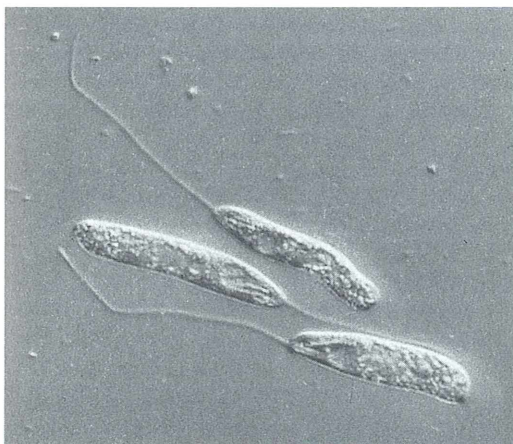


Abb. 4: *Peranema trichophorum* streckt ihre Schwimmgeißel starr vom Zellkörper ab, nur das Geißelende ist in stetiger Bewegung. Die *Euglena*-Verwandtschaft wird durch das Vorhandensein eines Geißelsäckchens belegt; außerdem ist auch die Pellicula spiralstreifig.

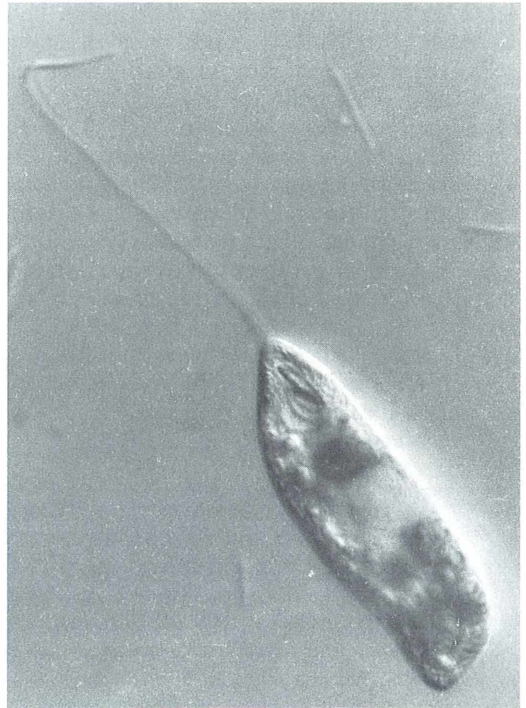


Abb. 5: *Peranema* besitzt zur Aufnahme fester Nahrung ein sogenanntes Staborganell. Es ist hier neben dem Geißelsäckchen als dunkler Streifen sichtbar.

Sicher ist jedenfalls, daß das Geißelsäckchen bei der Nahrungsaufnahme keine Rolle spielt. Es ist kein Zellmund, zumindest bei den heute lebenden Formen nicht mehr. In früheren Phasen der Evolution hat es aber bei Eugleniden im Geißelsäckchen eine Mundstruktur gegeben, wie jüngere Arbeiten belegen (Surek, Melkonian, 1986).

Aus der Verwandtschaft der *Peranemen* findet man im Germersheimer Teich gelegentlich ein-

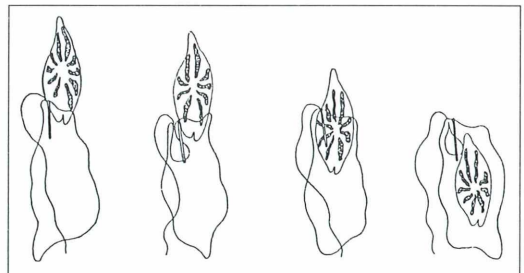


Abb. 6: *Peranema* beim Verzehren einer *Euglena*. Die Ampulle steht nicht in Beziehung zur Nahrungsaufnahme. (aus Fott, 1971).

zelne Vertreter der Gattungen *Entosiphon* und *Urceolus*. Letztere, die sogenannten Krugflagellaten, fallen wegen ihrer Vasengestalt mit der halsartigen Einschnürung unter dem trichterförmigen Vorderende besonders auf (Abb. 7). Ihr Mundschlitz mit dem Staborgan und das Geißelsäckchen münden unabhängig voneinander in den Trichter. Es ist nur eine Geißel nachgewiesen, die auf gut Körperlänge aus dem Trichter hervorragt. Trotz des derben Periplasten zeigt *Urceolus* einen gewissen Grad an Metabolie. Die Zellen bewegen sich meist kriechend, wobei der Trichter dem Substrat aufliegt. Man kennt etwa zehn *Urceolus*-Arten, mit denen aber bis heute noch keine Zuchtversuche gelungen sind.

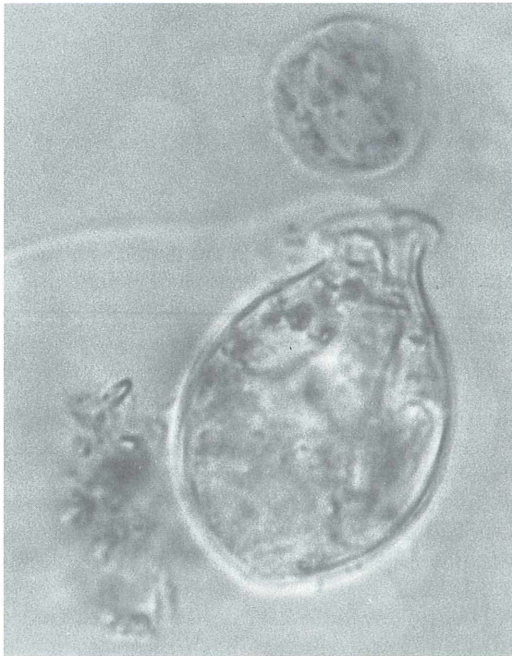


Abb. 7: Der Krugflagellat *Urceolus* ist ebenfalls mit einem Staborganell ausgestattet.

Anisonema acinus ist in Germersheim ebenso wie *Urceolus* auf den Aufwuchsplatten eher ein Gelegenheitsgast. Die weitverbreitete Art lebt am Gewässerboden und erscheint gelegentlich auch im Plankton, von wo sie dann in den Bewuchs der ausgehängten Objektträger verdriftet werden kann. Abbildung 8 zeigt die eiförmige, bis 40 µm große *Anisonema*-Zelle von der Bauchseite. Hier verläuft eine deutliche Längs-

furche, die vorn mit dem Geißelsäckchen in Verbindung steht. Der linke Rand dieser Bauchfurche steht hervor und ist verdickt. Beide Geißeln, eine etwa körperlange Schwimmgeißel und die mehr als doppelt so lange Schleppgeißel, sind auffallend kräftig entwickelt. Obwohl der Zellkörper ziemlich starr ist, vermag *Anisonema* feste Nahrung – einzellige Grünalgen und Kieselalgen – aufzunehmen. Ihr Zellmund liegt hinter der Geißelbasis in der Bauchfurche. Es sind zwei pulsierende Vakuolen vorhanden; der Zellkern kann in der Mitte oder mehr im Hinterabschnitt der Zelle liegen.

Petalomonas wurde im Teich nur ein einziges Mal beim Planktonfischen gefangen (Abb. 9). Die Zellen dieser Protisten sind in ihrer Grund-

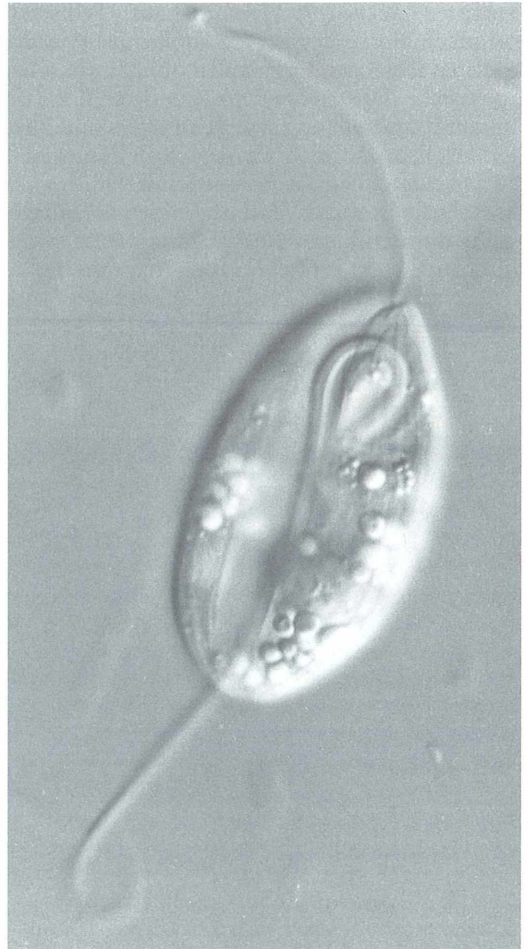


Abb. 8: Bei *Anisonema acinus* sieht man Schwimm- und Schleppgeißel in voller Funktion.



Abb. 9: *Petalomonas* war im Germersheimer Teich nur ein Einzelfund.

form blattartig, oft mit Rippen und Furchen versehen und können wie das abgebildete Exemplar am hinteren Zellrand auffällige Fortsätze zeigen. Das vordere Zellende ist bei unserem Exemplar verengt und schräg vorgezogen, was eine Ähnlichkeit mit *Petalomonas mura* ergibt. Aus dem Geißelsäckchen, das unterhalb

des Vorderendes ausmündet, entspringt die – soweit bekannt – einzige Geißel. Petalomonaden bewegen sich meist kriechend auf dem Substrat, erscheinen aber auch als Gelegenheitsplankter. Sie können sich phagotroph ernähren. Brown (1930) berichtet über ein Staborganelle bei *Petalomonas*, das nur aus kurzen Stäbchen besteht und oft nicht deutlich entwickelt ist. Seine Existenz wird indessen von anderen Autoren bestritten (Leedale, 1967).

Im Gegensatz zu den hochdifferenzierten Eugleniden sind die Zellen der Chrysophyceen vergleichsweise einfach gebaut. Sie besitzen eine meist zarte Pellicula, der Kieselschuppen aufgelagert sein können. Manche Arten leben in Gehäusen aus Zellulose oder Pectin. Ihr Cytoplasma wirkt auffallend klar; meist sind zwei goldfarbene Chloroplasten, eine pulsierende Vakuole und ein Augenfleck vorhanden. Monoide Formen führen als Hauptgeißel eine Flimmergeißel und eine kurze Peitschengeißel als Nebengeißel. Photosyntheseprodukte sind Chrysolaminarin und Lipide. Als Dauerformen bilden die Goldalgen im Zellinnern Kieselcysten, deren Öffnung mit einem Verschlussstopfen versehen ist.

Aus Planktonfängen sind Formen wie die ein-geißeligen *Mallomonas*-Arten und die kolonialen von *Dinobryon*, *Synura* und *Uroglena* wohl bekannt. Im eutrophen Germersheimer Parkteich können ihre Arten allerdings nicht überleben. Chrysophyceenbesiedlung findet



Abb. 10: Die Kolonien der farblosen Chrysophyceae *Anthophysa vegetans* besiedeln die ausgehängten Objektträger während der gesamten Vegetationsperiode.

man aber auf den Objektträgern als Bäumchenkolonien der farblosen *Anthophysa vegetans* während der ganzen Vegetationsperiode (Abb. 10). Diese Art bildet Stiele aus, die anfangs durchsichtig, später aber infolge Einlagerung von Eisenhydrat braun gefärbt sind. Bis zu 60 Einzelzellen sind jeweils zu einem etwa 30 µm großen Köpfchen vereinigt. Ihre rund 10 µm langen Einzelzellen sind birnenförmig, vorn ausgerandet und auf einer Seite schräg vorgezogen. Jedes Individuum trägt zwei verschieden lange Geißeln. Nahe dem Vorderende liegt der Zellkern, der Augenfleck und eine pulsierende Vakuole. Als weiteres Chrysophyceenmerkmal ist ein Leukoplast nachgewiesen worden. Die *Anthophysa*-Köpfchen lösen sich leicht von ihren Stielen und schwimmen dann frei im Präparat (Abb. 11). Unter Längsteilung der Zellen und Zerfall der Kolonien vermehrt sich *Anthophysa* ungeschlechtlich; als Geschlechtsakt ist Autogamie bekannt. Ihre obligatorisch heterotrophe Ernährung bestreiten die Flagellaten vor allem durch Aufnahme von Bakterien; sie sind also phagotroph.

Anthophysa-Zellen ähnlich, aber gedrungener bis fast dreieckig, sind die Glieder der *Dendromonas*-Kolonien. Sie sitzen einzeln auf verzweigten Stielen, die bis 200 µm lang sein kön-

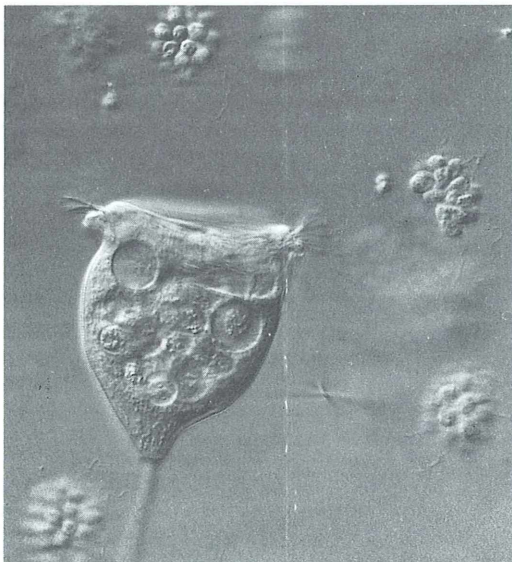


Abb. 11: *Anthophysa* – Köpfchen lösen sich leicht von ihren Stielchen und schwimmen dann frei im Plankton. In der Bildmitte ein Zooid von *Campanella umbellaria*.

nen. Die typische Kolonieförmigkeit kommt dadurch zustande, daß bei vegetativer Vermehrung jede Tochterzelle unter Längsteilung einen neuen Gallertstiel ausscheidet. Besonders zum Herbst hin nimmt der Bestand im Teich merklich zu; es werden sowohl die Objektträger direkt als auch die hier wachsenden Grünalgen als Siedlungsflächen angenommen. Die Chrysomonadennatur dieser farblosen Protisten ist nicht nur durch die Ähnlichkeit mit *Anthophysa* und dem Chloroplasten führenden *Chrysodendron* belegt, sondern vor allem auch dadurch, daß man als Speicherstoff Chrysolaminarin gefunden und die Produktion von Kieselcysten als Dauerstadien nachgewiesen hat.

Die Zuordnung vieler anderer farbloser Flagellaten bereitet den Systematikern Schwierigkeiten. Manche Arten werden daher nur unter Vorbehalt zu den Chrysophyten gestellt.

Umstritten ist die Stellung der Bicosoecaceae. Das sind Monaden, die gestielte Gehäuse bauen, an deren Grund sie sich mit ihrer kontraktiven glatten Geißel festheften, während die doppelt körperlange Flimmergeißel frei ins Wasser ragt und Nahrung herbeistrudelt. Alle Arten der Gattung *Bicosoeca* tragen am Vorderende ein löffelförmiges Peristom, in dessen Nähe die Nahrungspartikel – Bakterien und Detritusteilchen – aufgenommen werden (Fott, 1971). In Germersheim findet man die etwa 7 µm große *Bicosoeca ovata* (Abb. 12) als Aufsitzer mit den Fäden der Kieselalge *Melosira granulata* und auf Kugelkolonien der Grünalge *Coelastrum* im Plankton treibend oder zwischen dem Aufwuchs der ausgehängten Objektträger an *Oedogonium*-Fäden haftend. Kennzeichnend für diese Art ist der kurze Stiel, der am Gehäuseansatz verdickt ist und an seinem Ende eine Haftscheibe trägt.

Viele Autoren zählen *Bicosoeca* wegen ihres Gehäuses und vor allem aufgrund ihrer Geißelstruktur zu den Goldalgen und bei Starmach (1985) erscheint sie in der dritten Familie der Chromulinales. Demgegenüber führt Ettl (1980) sie in der Familie der Bodonales, wobei er besonders hervorhebt, daß die Unterklasse Bodonophycidae nur provisorisch und mit Vorbehalt zu den Chrysophyceae gestellt sei, daß ihre Mitglieder wahrscheinlich zu einer selbständigen Formengruppe gehören und teilweise wohl echte Zooflagellaten seien.

Letzteres wird heute vor allem von den Krakenflagellaten (Craspaedomonadophycidae,



Abb. 12: Die zierliche *Bicoecia ovata* haftet mit der glatten Geißel am Grund ihres Gehäuses. Die Flimmergeißel ragt ins freie Wasser und strudelt Nahrung herbei.

Bourrelly, 1957) angenommen, auf deren Chrysophyceenähnlichkeit Fott (1971) zwar hinweist, sie in seiner „Algenkunde“ aber vorsichtshalber im Kapitel „Farblose Flagellaten unsicherer Stellung – Protomonadinen“ bespricht. Ettl (1980) stellt sie zu den Bodonales und in Starmachs Chrysophyceenbearbeitung sind sie nur deshalb aufgenommen, weil einige von ihnen für die biologische Bestimmung der Wassergüte von Bedeutung sind. Den Befürwortern der Chrysophyceennatur war ausschlaggebend, daß bei einigen Craspaedomonaden Kieselcysten festgestellt worden sind. Sie vermuteten eine Verwandtschaft mit den Pedinellaceen, weil die mit Chloroplasten ausgestatteten Formen *Pedinella*, *Palatinella* und *Cyrtophora* am Vorderende einen Kranz von tentakelartigen Pseudopodien tragen, in deren Zentrum die Geißel sitzt. Man stellte sich nämlich vor, daß im Laufe der Stammesentwicklung unter Verschmelzung solcher Fortsätze ein kompakter Plasmakragen entstanden und die Chloroplastenausstattung verlorengegangen sei. Indessen haben elektronenmikroskopische Untersuchungen ergeben, daß der Kragen der Craspaedomonaden aus einem Kranz frei stehender Zellmembranfortsätze (Mikrovilli) besteht und daß die Ultrastruktur des übrigen Zellkör-

pers von der der Goldalgen so sehr abweicht, daß sie heute als eigene Gruppe angesehen werden.

Die Kragengeißler sind sehr kleine Protisten, die solitär oder zu Kolonien vereinigt, freilebend oder als Gehäusebewohner auftreten. Sie besitzen keine Chloroplasten oder Chloroplastenrudimente. Das charakteristische Merkmal der Gruppe ist der erwähnte Kragen, der zusammen mit der im Zentrum schwingenden Geißel ein sehr wirksames Nahrungserwerbssystem darstellt. Der Geißelschlag bewirkt nämlich einen Wasserstrom, der von außen her zwischen den Mikrovilli des Kragens hindurchgeleitet wird. Im Strom mitgeführte Nahrungspartikel werden herausgefiltert und bleiben außen am Kragen haften, wo sie dann von Pseudopodien, die der Zellkörper ausstreckt, umschlossen und phagozytiert werden.

Von allen im Teich beobachteten Kragengeißlern besiedeln nur die strauchartigen Kolonien von *Codosiga botrytis* und *C. umbellata* die Glasflächen der Aufwuchsplatten direkt (Abb. 13). Sonst findet man sie aber auch im Algenbewuchs, an den Stielen der Peritrichenkolonien und auf Planktonorganismen. Die oft über 10 µm langen, ovalen Zellen sitzen einzeln oder zu vielen auf mehrfach körperlangen un-

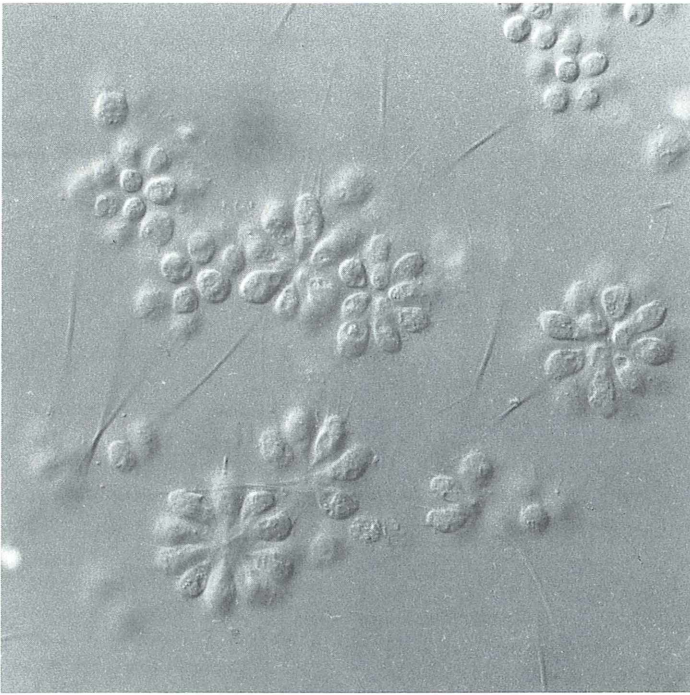


Abb. 13: Der Kragenflagellat *Codosiga* bildet auf den Objektträgern ausgedehnte Rasen.

verzweigten (*C. botrytis*) oder doldenartig verzweigten (*C. umbellatum*) Stielchen. *Codosiga* ist das ganze Jahr hindurch anzutreffen; auf dem Höhepunkt der Vegetationsperiode bildet sie auf den Objektträgern ausgedehnte Rasen. Etwas seltener trifft man beim Durchmustern der Platten auf Ansiedlungen von *Salpingoeca* (Abb. 14). Die nahezu 20 µm großen, nackten Zellen sitzen in vasenförmigen Gehäusen, deren Raum sie nicht ganz ausfüllen. Ihr Plasmakragen ragt über die Gehäusemündung hinaus, so daß der Eindruck entstehen kann, als sei die etwa anderthalbmal körperlange Geißel von einem doppelten Kragen umgeben (was bei der Gattung *Diplosiga* tatsächlich der Fall ist). Größe und Kennzeichen der hier abgebildeten Protisten stimmen mit der von Starmach (1985) für *Salpingoeca bütschlii* aufgestellten Diagnose überein; auch ist das Wasser des Germersheimer Teiches eisenhaltig, was den Biotopansprüchen dieser Art entgegenkommt.

Schlußbetrachtung

Die farblosen Flagellaten dieses Beitrags werden zur Kennzeichnung ihrer Position im System mit den Namen aus der botanischen Sy-

stematik belegt wie sie in Band 1 der Neubearbeitung der von Pascher begründeten und nun von Ettl, Gerloff, Heynig und Mollenhauer neuherausgegebenen „Süßwasserflora von Mitteleuropa“ in Gebrauch sind. Ohne weiteres hätte man auch Einteilungsprinzipien der Zoologie anwenden können, da in beiden Disziplinen der Biologie die Flagellaten als Entwicklungszentrum gelten, aus dem im Laufe der Stammesgeschichte sowohl die autotrophen Algen und die höheren Pflanzen als auch die heterotrophen Tiere hervorgegangen sind. Da ist es interessant, die Klassifikationsschemata für Flagellaten und die Wertung ihrer biologischen Besonderheiten in verschiedenen Lehrbüchern aus den vergangenen dreißig Jahren zu vergleichen.

Das von Bütschli im letzten Jahrzehnt des 19. Jahrhunderts erstellte System unterteilte die Protozoen in die Klassen Sarcodina (Amoebinen, Heliozoen, Radiolarien), Sporozoa, Mastigophora und Ciliophora. In seinen Grundzügen galt es bis in die sechziger Jahre, allerdings wußte man seit Pascher (1914), daß grüne Flagellaten am Anfang stehen müssen. In diesem Sinne ist auch noch das Protozoensystem in der 1965 erschienenen 2. Auflage von Kaestners Lehrbuch der speziellen Zoologie aufgebaut.



Abb. 14: Das vasenförmige Gehäuse von *Salpingoeca bütschlii* zeichnet sich durch eine auffällig erweiterte Mündung aus.

Inzwischen war aber von Honigberg und seinen Mitarbeitern eine Neueinteilung der Protozoen erarbeitet und 1964 von der Society of Protozoologists gutgeheißen worden. Für unseren Bereich ist wichtig, daß darin die Opalinen, die man bislang als Protociliaten angesehen hatte, zu den Flagellaten überstellt und zusammen mit den übrigen Mastigophora und den Sarcodina zu einem Unterstamm Sarcomastigophora vereinigt worden sind. *Opalina* kann kein Protociliat sein, weil ihm der Kerndualismus fehlt und die Sexualität eher der von Flagellaten ähnelt. Was die Sarcomastigophora betrifft, so beruft man sich darauf, daß manche Flagellaten Pseudopodien zu bilden vermögen und umgekehrt gewisse Amöben in ihrem Entwicklungskreis oder in bestimmten Lebenssituationen Geißeln führen.

In der neu bearbeiteten 4. Auflage des von Kaestner begründeten Zoologiewerkes hat Grell (1980) die Protozoen bearbeitet. Er stellt fest, daß, solange es kein alle Lebewesen umfassendes System gibt, sowohl Zooflagellaten als auch Phytoflagellaten als Flagellata zusammengefaßt werden müssen, da sie die Stammgruppe

aller übrigen Protozoen bilden. In diesem Sinne führt er dann auch seinen Beitrag aus. Obwohl er zwischen Flagellaten und Amöben enge Verwandtschaftsbeziehungen sieht, plädiert er nicht für eine Zusammenfassung beider Gruppen zu Sarcomastigophora, da es ja auch Verbindungen zu den Ciliaten und Sporozoa gibt. Wenn eine Systematische Zoologie in so strafbarer Form gehalten ist wie bei Remane, Storch und Welsch, bleibt natürlich kein Raum für eine eingehende Erörterung der Phytoflagellaten. Es werden daher aus dieser Gruppe nur Euglenoidina und Dinoflagellata erwähnt, um deren Sonderstellung bezüglich der Ernährungsphysiologie herauszustellen. Das liest sich dann in der Auflage von 1976 knapp so: „Durch die Klasse der Flagellaten läuft die Grenze zwischen Tier- und Pflanzenreich. Sind sie zur Photosynthese befähigt (autotrophe Ernährung) ordnet man sie den Pflanzen zu (Phytoflagellata), ernähren sie sich heterotroph, rechnet man sie zu den Tieren (Zooflagellata). Die Entstehung des Tieres aus der Pflanze ist auch heute vielfach zu beobachten.“ Zur Besprechung kommen dann nur Zooflagellaten, darunter die Ordnung Opalinina.

Schon Pascher (1914) hat der Diversität der Flagellaten Rechnung getragen, als er seine Theorie von der Parallelentwicklung der Algenstämme aufstellte, und die elektronenmikroskopische Erforschung der Einzeller hat belegt, daß das ganze ehemalige Unterreich Protozoa keineswegs nahe verwandte Formen umfaßt, sondern daß es aus früh in der Evolution selbständig gewordenen Linien besteht. Auf der Erkenntnis dieser Heterogenität aufbauend, haben Levine und Mitarbeiter 1980 aus dem ehemaligen Unterreich sieben Stämme erstellt, von denen der erste die Sarcomastigophora mit den Unterstämmen Mastigophora, Opalina und Sarcodina umfaßt. Wird dieses künstliche Ordnungsprinzip sich in seinen Hauptzügen durchsetzen, so entfällt der Name Protozoa als Bezeichnung einer systematischen Großgruppe und der von Haeckel 1860 geprägte Begriff Protisten wird wieder aktuell (Hausmann, 1985).

Literaturhinweise

- Brown, V.E.: The cytology and binary fission of *Pernanema trichophorum*. Quarterly Journal of Microscopical Science 73, 403–420 (1930).
 Ertl, H.: Grundriß der allgemeinen Algologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1980.

- Fott, B.: Algenkunde. Gustav Fischer Verlag, Jena 1971.
- Grell, K.G.: Protozoologie. 2. Aufl. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York 1968.
- Grell, K.G.: Unterreich Protozoa, Einzeller oder Urtiere. In: Kaestner, A. (Begr.), Gruner, H.-E. (Hrsg.): Lehrbuch der Speziellen Zoologie. Band I: Wirbellose Tiere. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1976.
- Hausmann, K.: Protozoologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York 1985.
- Hoek, van den, C.: Algen. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1978.
- Honigberg, B.M., Balamuth, W., Bovee, E.C., Corliss, J.O., Gojdics, M., Hall, R.P., Kudo, R.R., Levine, N.D., Loeblich, Jr., A.R., Weiser, J., Wenrich, D.H.: A revised classification of the phylum Protozoa. The Journal of Protozoology 11, 7–20 (1964).
- Huber-Pestalozzi, G.: Das Phytoplankton des Süßwassers. Band XVI, 2. Teil, 1. Hälfte, Chrysophyceen. Farblose Flagellaten. Heterokonten. In: Thienemann, A. (Hrsg.): Die Binnengewässer. Schweizerbart, Stuttgart 1941.
- Huber-Pestalozzi, G.: Das Phytoplankton des Süßwassers. Band XVI, 4. Teil. Euglenophyceen. In: Thienemann, A. (Hrsg.): Die Binnengewässer. Schweizerbart, Stuttgart 1955.
- Kaestner, A. (Hrsg.): Lehrbuch der Speziellen Zoologie. Band I: Wirbellose. Wetzel, A.: Unterreich Protozoa, Urtiere, Einzeller. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1965.
- Leedale, G.F.: Euglenoid Flagellates. Prentice Hall, Inc., Englewood Cliffs, N.J. 1967.
- Levine, N.D., Corliss, J.O., Cox, F.E.G., Deroux, G., Grain, J., Honigberg, B.M., Leedale, G.F., Loeblich, A.R. III, Lom, J., Lynn, D., Merinfeld, E.G., Page, F.C., Poljansky, G., Sprague, V., Vávra, J., Wallace, F.G.: A newly revised classification of the protozoa. The Journal of Protozoology 27, 37–58 (1980).
- Pascher, A. (Hrsg.): Die Süßwasser-Flora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. Lemmermann, E.: Flagellatae II. Chryomonadinae, Cryptomonadinae, Eugleninae und gefärbte Flagellaten unsicherer Stellung. Heft 2, Gustav Fischer Verlag, Jena 1913.
- Pascher, A. (Hrsg.): Die Süßwasser-Flora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. Lemmermann, E.: Flagellatae I. Pantostomatinae, Protomastiginae, Distomatinae. Heft 1, Gustav Fischer Verlag, Jena 1914.
- Pascher, A.: Über Flagellaten und Algen. Ber. dtsch. Bot. Ges. 32, 136–160 (1914).
- Pringsheim, E.G.: Taxonomic problems in the Eugleninae. Biol. Rev. 23, 46–61 (1948).
- Pringsheim, E.G.: Farblose Algen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1963.
- Remane, A., Storch, V., Welsch, U.: Systematische Zoologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1976.
- Schneider, H.: Protozoenfänge aus Parkteichen. Mikrokosmos 76, 53–56 (1987).
- Starmach, K.: Chrysophyceae und Haptophyceae. In: Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H., Mollenhauer, D.: Süßwasserflora von Mitteleuropa. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York 1985.
- Surek, B., Melkonian, M.: A cryptic cytostome is present in *Euglena*. Protoplasma 131, 39–49 (1986).

Verfasser: Prof. Dr. Heinz Schneider, Oberer Steinweg 21, W-6740 Landau-Godramstein

Kurze Mitteilung

Roter Pfeffer stört die Chromosomen

Der Rote oder Chili Pfeffer wird aus getrockneten, reifen Früchten von *Capsicum* hergestellt; er ist ein weitverbreitetes Gewürz der indischen Küche. Der wirksame Stoff des Roten Pfeffers ist das Alkaloid Capsaicin, das seine Wirkung noch in einer Verdünnung von 1:1 000 000 ausübt. Der Capsaicin-Gehalt des Roten Pfeffers liegt bei 0,14 %. Nun ist schon seit einiger Zeit bekannt, daß sowohl der Rote Pfeffer als auch das darin enthaltene Alkaloid Capsaicin mutagen und kanzerogen sind. Bei einer Konzentration von 50 bis 200 mg je kg Körpergewicht kommt es bei Mäusen zu zahlreichen Abweichungen in den Zellen des Knochenmarkes. Nun konnte gezeigt werden, daß Roter Pfeffer auch die Mitose in pflanzlichen

Zellen (Saubohne, *Vicia faba*) stört, wenn die Wurzeln für 5 Stunden in wässrigen Lösungen von 0,2 bis 0,0001 % des Roten Pfeffers gehalten werden. Es treten auf: Chromosomenbrüche, multipolare Teilungen, Mikronuklei, Fragmente, C-Metaphasen. Die Beobachtung der Mitose-Störungen kann nach Fixierung der 3–5 mm langen Wurzelstücke in Carnoy und anschließender Hydrolyse in 1 normaler Salzsäure durch Quetschen in Acto-Karmin erfolgen. Das Puder des Roten Pfeffers beschädigt also nicht nur die Magenschleimhaut und erhöht signifikant die Magensäure-Ausscheidung, sondern stört auch die Zellteilung. Von überreichlichem Genuß ist daher abzuraten.

John, A.T., Abraham, S.: Cytological changes produced by red pepper in mitotic cells of *Vicia faba* L. Caryologia 44, 325–331 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Schrauben und Gewinde als technische Elemente des Mikroskops

Wolfgang Pfeiffer

Das Mikroskop ist ein optisches Instrument, das kleine nahe Gegenstände so stark vergrößert, daß ihre Einzelheiten sichtbar werden. Die Leistungen des Auges werden dabei durch Linsenkombinationen vervielfacht. (In seltenen Fällen wurden auch „katadioptrische“ Mikroskope gebaut, deren Objektive aus Spiegeln und Linsen bestehen.) Beim zusammengesetzten Mikroskop besteht die vergrößernde Optik im wesentlichen aus einem Objektiv, das ein vergrößertes Zwischenbild des Objekts erzeugt, und einem Okular – einer speziellen Lupe, mit der das Zwischenbild vergrößert betrachtet wird. Welche Rolle spielen Schrauben und Gewinde bei diesem Instrument?

Einleitung

Die unter optischen Gesichtspunkten gezüchteten Eigenschaften der Glasmaterialien, die Raffinesse der optischen Rechnungen und die Perfektion der Linsbearbeitung nützen wenig, wenn die feinmechanischen Teile nicht dafür sorgen, daß die Linsen präzise ausgerichtet bleiben und an ihren vorherberechneten Positionen festgehalten werden. Dabei geht es oft um Bruchteile eines tausendstel Millimeters (μm). Schrauben und andere Teile mit Gewinde gehören deshalb zu den wichtigsten technischen Elementen eines Mikroskops (Abb. 1). Denn Gewinde erlauben es, Bauteile längs einer Achse feinfühlig um kleine Beträge zu verschieben. Und eine Anschlagenebene kann dafür sorgen, daß die Schraubenbewegung genau an einer vorgegebenen Position endet. Ebenso wie man in einem Konzertprogramm keine Partitur abdruckt, wollen wir keinen Schraubenkatalog ausbreiten, sondern nur einige besonders wichtige und einleuchtende Beispiele von Schrauben und Gewinden am Mikroskop beschreiben, und zwar in einem historischen und einem systematischen Teil.

Historische Beispiele

Schon bei frühen Mikroskopen finden wir Schrauben und Gewinde.

Anthony van Leeuwenhoek (1632–1723), ein genialer Autodidakt, der beispielsweise die

Bakterien entdeckte, Blutkörperchen beobachtete und durchsichtige Jungaale untersuchte,

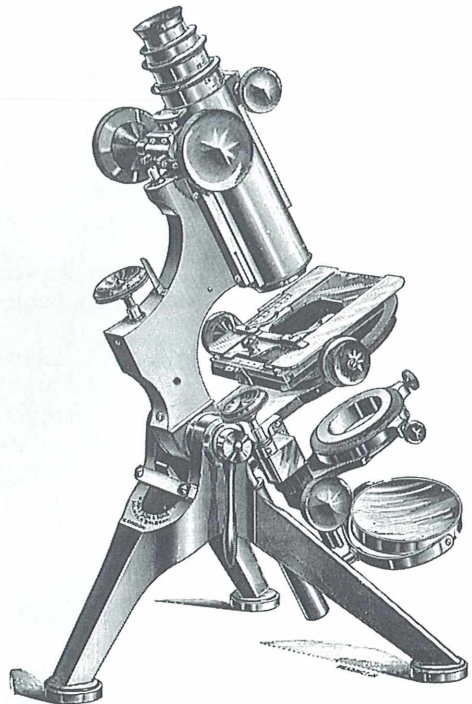


Abb. 1: Ein Mikroskop, bei dem die Schrauben in die Augen springen: „Grand Model“ von Heurck, Hersteller W. Watson & Sons, London 1896.

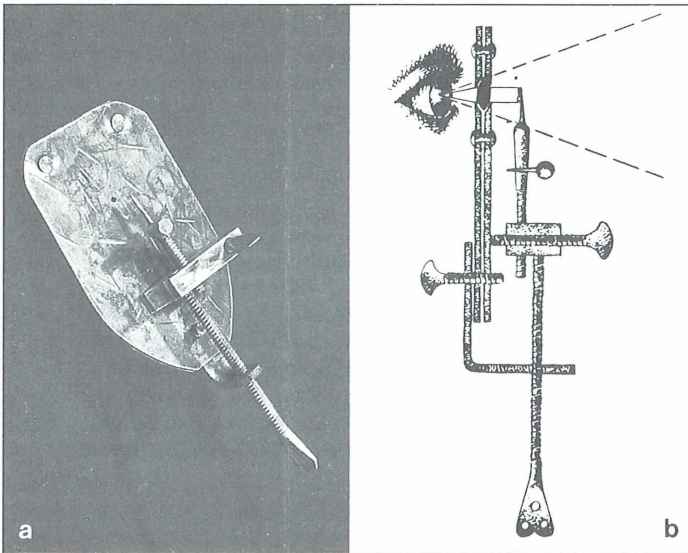


Abb. 2a: Einfaches Mikroskop (Nachbildung) von Anthony van Leeuwenhoek mit Schrauben zur Bewegung des Präparats und zur Scharfstellung des Bildes. Um 1670. Optisches Museum Oberkochen. Abb. 2b: So wird das Leeuwenhoeksche Mikroskop benutzt.

baute sich für jedes seiner Präparate ein eigenes Mikroskop. (Noch 1747 fand man in seinem Nachlaß 247 meist „einfache“ Mikroskope – extrem starke Lupen von bis zu beinahe 300facher Vergrößerung.)

Die auffälligsten Bauteile der Leeuwenhoekschen Mikroskope (Abb. 2) sind zwei gefeilte Schrauben. Die eine dient dazu, den interessierenden Teil des aufgespießten Präparates vor die Linse zu bringen. Die andere verändert den Abstand zwischen Linse und Präparat, dient also zur Scharfstellung des Bildes.

Diese beiden Funktionen finden sich in den verschiedensten technischen Ausführungen bei jedem Mikroskop.

Robert Hooke (1635–1703, in der Elastizitätstheorie durch das Hookesche Gesetz bekannt) beschrieb 1665 in seinem Buch „Micrographia“ ein zusammengesetztes Mikroskop. Das Objektiv des Hookeschen Mikroskops (Abb. 3) ist – wie heute noch üblich – in den Tubus eingeschraubt. Das untere Tubusende trägt ein Außengewinde, das in einen Ring mit Innengewinde mehr oder weniger weit eingeschraubt werden kann. Somit läßt sich der Tubus zur Scharfstellung des Bildes heben und senken.

Eine auffällige Schraubhülse (englisch „screw-barrel“) gab einem Mikroskoptyp seinen Namen: Das Screw-barrel-Mikroskop (Abb. 4) stammt wie viele Erfindungen auf dem Gebiet der Optik aus Holland und war im 18. Jahrhundert in England weit verbreitet. Ein kleines Stativ in Gestalt eines durchbrochenen Zylinders

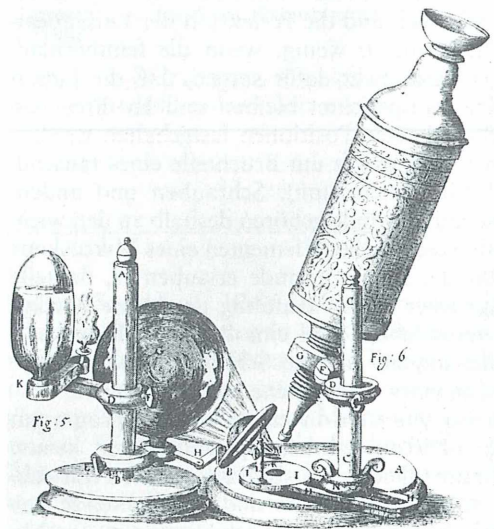


Abb. 3: Zusammengesetztes Mikroskop von Robert Hooke. Zur Feineinstellung der Bildscharfe wird der ganze Tubus auf- oder abwärts geschraubt. 1665.

ders trägt einen Ring mit Innengewinde. Die Schraubhülse wird in diesen Ring einge-

Abb. 4: Screw-barrel-Mikroskop von Edmund Culpeper (um 1666–1738). Ein einfaches Mikroskop, dem die Schraubhülse den Namen gab. Sie trägt unten eine Beleuchtungslinse und erlaubt es, das Präparat gegen Federkraft nach oben zur Mikroskoplinsse zu drücken, bis der von oben blickende Beobachter ein scharfes Bild sieht. Dem Mikroskop wurden Präparatschieber mit Durchlichtpräparaten sowie Zubehör für Auflichtbeobachtungen beigegeben. Um 1730.

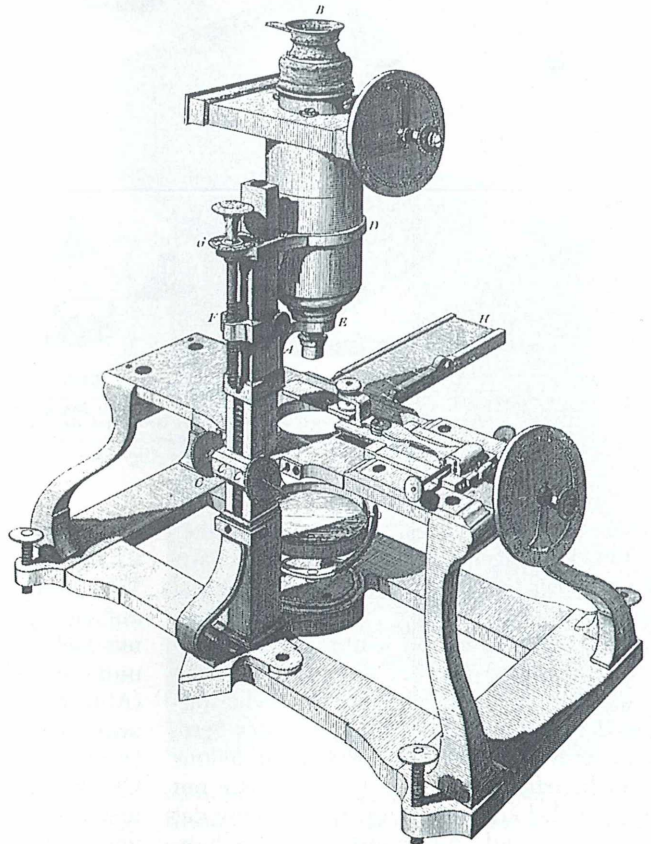
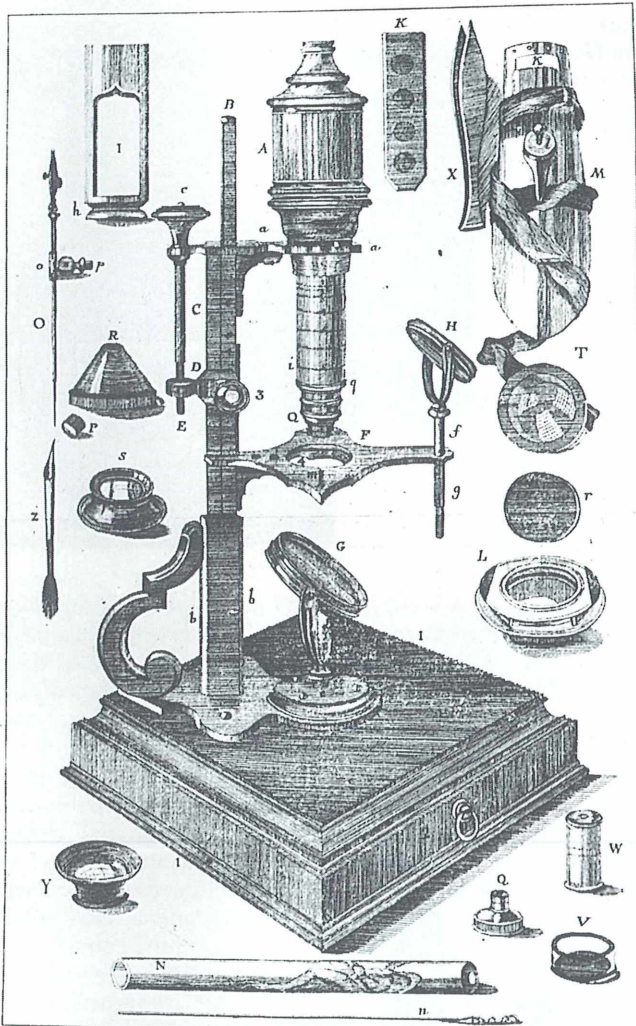


Abb. 5: Meßmikroskop von M. F. Duc de Chaulnes mit Schrauben zur Horizontierung und zur Feineinstellung der Bildschärfe sowie mit Objekt- und Okularmikrometern. 1768.

Aus H. u. W. de Martin, „Vier Jahrhunderte Mikroskop“, Weilburg Verlag, Wiener Neustadt 1983.



Neu eingerichtetes Microscopium compositum, wie solches von dem Erfinder Herrn Iohann Cuff, Optiker in der Fleet-Strasse zu London, und mit einigen vortheilhaftesten Zusätzen von Herrn Georg Frid. Brander, Mechanico in Augsburg, verfertigt und verkauft wird, bey welchem letztern auch fastt verschiedene Arten von verbesserten Microscopien, gleich wie andere mathematische und physikalische Instrumente nach Verlangen zu haben sind.

Abb. 6: Eines der Mikroskope von Georg Friedrich Brander (1713–1783) gleich einem von John Cuff (ca. 1708–1772) nach den Wünschen von Henry Baker (1698–1774) ab 1743 gebauten Typ (siehe auch Abb. 7).

Es ist interessant, daß die drei Meister denselben Kupferstich verwandten. Nach 1743.

schraubt und erlaubt es, den Präparathalter dem Objektiv gegen Federdruck mehr oder weniger zu nähern und so das Mikroskop optimal scharf einzustellen.

In früheren Jahrhunderten wurden die Wissenschaften nicht nur von den damals noch seltenen Spezialisten vorangebracht. Geistliche spielen in der Geschichte der Brille und des Fernrohrs eine Rolle. In den Schlössern und Salons des Adels befaßte man sich beispielsweise mit Wahrscheinlichkeitsrechnung aber auch mit der Entwicklung und Anwendung wissenschaftlicher Instrumente.

Das spektakuläre Mikroskop des Duc de Chaulnes (1714–1769) ist in seinem Buch von 1768 beschrieben und wirkt wie ein Vorgriff auf ein späteres Zeitalter (Abb. 5). Es kann mit Stellschrauben waagrecht gestellt werden und verfügt wie das Cuffsche Mikroskop (Abb. 6) über die im Abschnitt „Objektstisch und Scharfstellung“ beschriebene Schraube (Abb. 7) zur Feineinstellung der Bildscharfe. Objektstisch und Okular sind mit Schraubenmikrometern ausgestattet (Abschnitt „Okulare“ und Abb. 10). Große kreisförmige Skalen erhöhen die Ablesegenauigkeit der Meßwerte.

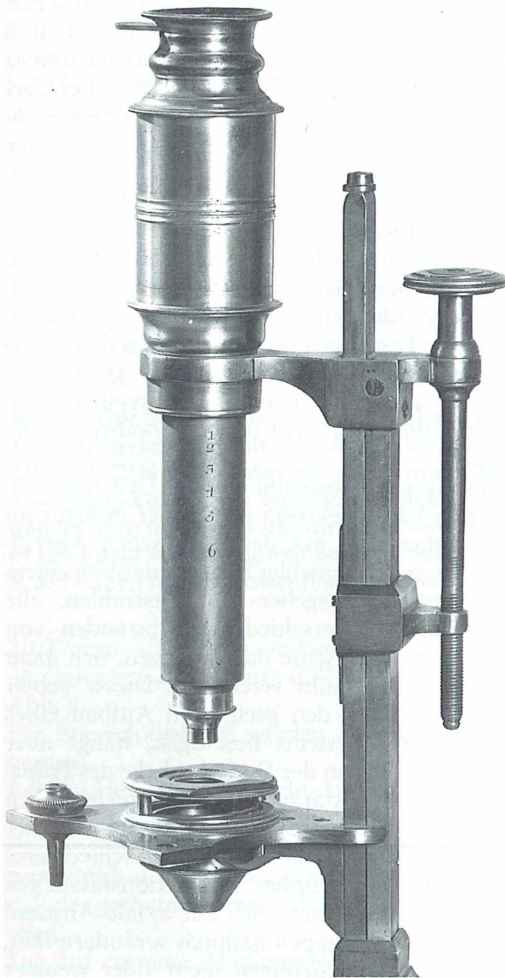


Abb. 7: Detail eines Cuffschen Mikroskops. Die Schraube zur Feineinstellung der Bildschärfe ist gut erkennbar. Ab 1743. Optisches Museum Oberkochen

Systematischer Teil

Wir wollen nun ausgewählte Schrauben moderner Mikroskope in einer Reihenfolge besprechen, die vom Weg eines Lichtstrahls durch das Mikroskop bestimmt ist.

Schrauben dienen zur Befestigung, Positionierung, Justierung und Längenmessung.

Beleuchtungsoptik. Der Mikroskopiker möchte ein gleichmäßig ausgeleuchtetes Objektfeld beobachten. Hierzu müssen Lichtquelle, Kollektor und Kondensator zur Achse der Beobach-

tungsoptik (Objektiv, evtl. Zoom-System, Okular) ausgerichtet werden.

Bei manchen Mikroskopen läßt sich die Lichtquelle durch zwei Justierschrauben in die optische Achse rücken. Die Schrauben wirken in zwei zueinander senkrechten Richtungen gegen Federkräfte.

Von der Lichtquelle gelangen die Strahlen durch den Kollektor und die variable Leuchtfeldblende zum ebenfalls mit Justierschrauben einstellbaren Kondensator, der zwei Aufgaben erfüllt: Er soll Strahlenkegel mit veränderlichem Öffnungswinkel zum Objekt bündeln (dieser Winkel beeinflusst Kontrast und Auflösung) und die Leuchtfeldblende in die Objektebene abbilden. Damit eine optimale Beleuchtung und ein scharf begrenztes Leuchtfeld eingestellt werden kann, ist der Kondensator in der Höhe verstellbar; hierzu dient meist ein Zahntrieb (Zahnrad und Zahnstange).

Objektisch und Scharfstellung. Zahntriebe sind häufig auch Konstruktionselemente der

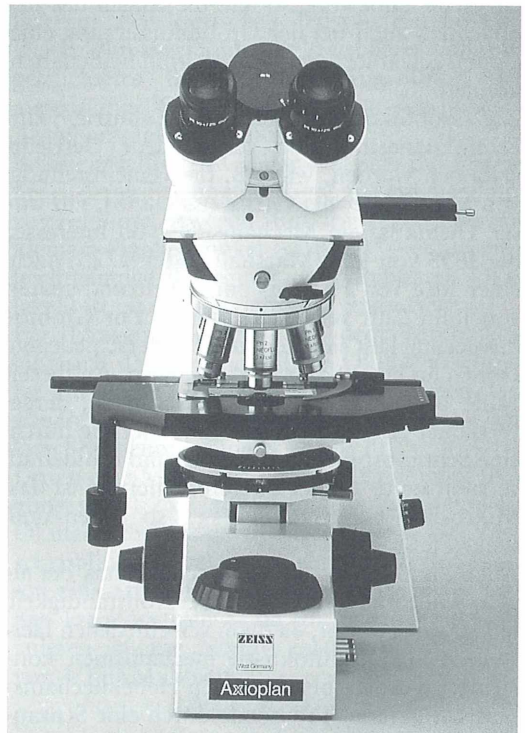


Abb. 8: Forschungsmikroskop „Axioplan“ mit Kreuztisch. Unter dem Tisch der Kondensator mit Justierschrauben. 1986. Carl Zeiss, Oberkochen

„Kreuztische“ (Abb. 8), die es erlauben, das Objekt (Präparat) in seiner Ebene „kreuzweise“, also in zwei zueinander senkrechten Richtungen, zu verschieben und so verschiedene Teile des Objektes nacheinander zu beobachten. Für eine der beiden Richtungen bewährt sich ein Schraubengetriebe, das eine Drehbewegung feinfühlig in eine Schubbewegung verwandelt. Dabei greift eine mit dem Tisch verbundene Mutter in die Gewindegänge der Schraubspindel ein, die mit einem Rändelrad bequem gedreht werden kann. Eine Umdrehung verschiebt den Tisch um eine Ganghöhe der Schraube. Genaugenommen wird nicht der ganze Tisch verschoben, sondern nur die Halterung für das auf dem Tisch liegende Präparat. Zur Scharfstellung (Fokussierung) des Bildes müssen Tubus und Tisch relativ zueinander bewegt werden. Dies kann durch Bewegung des Tisches oder des Tubus geschehen. Bei modernen bedienungsfreundlichen Mikroskopen bevorzugt man die Bewegung des Tisches. Der Rest des Instruments und damit auch sein Okular bleibt unbewegt, so daß die Augen des Beobachters auch bei der Grobfokussierung eine einmal gewählte, bequeme Position beibehalten können.

Zur Grobfokussierung dient ein Zahntrieb; zur Feinfokussierung sind verschiedene Getriebe erdacht worden, wie z.B. die Feineinstellung von Max Berger bei Carl Zeiss (1898). Für unser Thema ist ein Mechanismus von Interesse, der 1693 von John Marshall (1663–1725) nach einer Idee von Hevelius entwickelt und später von John Cuff verbessert wurde. Zur Grobfokussierung läßt sich der Tubus in verschiedenen Höhen an einer Säule festklammern. An dieser Säule befinden sich zwei Halterungen, deren vertikaler Abstand zur Feinfokussierung durch eine Schraubspindel mit Mutter und Rändelrad verstellbar ist. An der oberen Halterung ist das Mikroskop befestigt, das sich so heben und senken läßt.

Abbildung 7 zeigt diesen Mechanismus bei einem Mikroskop von Cuff. Der Vollständigkeit halber sei erwähnt, daß von verschiedenen Herstellern auch Feinfokussiermechanismen konstruiert wurden, bei denen ein Hebelmechanismus am unteren Tubusende durch eine Schraube mit feinem Gewinde betätigt wird.

Objektive. Objektive waren ursprünglich Einzellinsen. Achromate (ab 1807, Hermanus van Deijl) bestehen mindestens aus zwei Linsen. Joseph Jackson Lister (1786–1869) baute 1830

vierlinsige Objektive aus zwei achromatischen Kittgliedern, deren Abstand er so wählte, daß die sphärische Aberration (siehe weiter unten) beseitigt ist. Ernst Abbe (1840–1905) bei Carl Zeiss (1816–1888) stellte im Jahre 1886 vierlinsige Achromat-Objektive mit verbesserter Farbkorrektur vor. Bei modernen hochkorrigierten Objektiven findet man auch 12linsige Systeme. Es ist evident, daß die einzelnen Linsen genau und sicher befestigt werden müssen. Die Fassungen der einzelnen Linsen oder Kittglieder werden teilweise ineinander geschraubt. Oder die Fassungen sind als präzise gedrehte Zylinderhülsen ausgeführt, die man genau passend in die Fassung des Gesamtsystems einschleibt und durch einen Vorschraubring befestigt.

Eine spezielle Anwendung eines Gewindes findet sich bei Objektiven mit großer Apertur im Zusammenhang mit der sphärischen Aberration. Dieser Linsenfehler bewirkt, daß von einem Objektpunkt ausgehende Lichtstrahlen, die eine Linse in verschiedenen Abständen von ihrer optischen Achse durchdringen, sich nicht in einem Bildpunkt vereinigen. Dieser Fehler läßt sich durch den geeigneten Aufbau eines mehrlinsigen Systems beseitigen, hängt aber recht sensibel von der Deckglasdicke des Präparats ab. (Bei starken Objektiven bewirken schon Abweichungen von 5–10 µm von der Normdicke 0,17 mm ein sichtbar schlechteres Bild.) Deshalb wurden Korrektionsfassungen entwickelt, bei denen sich der axiale Abstand zweier Linsengruppen dadurch verändern läßt, daß man ihre Fassungen mehr oder weniger weit ineinander schraubt.

Der Mikroskopiker verwendet Objektive mit Maßstabszahlen, die im allgemeinen zwischen 2,5 und 100 liegen. Die Objektive werden beim klassischen Mikroskop direkt in den Tubus, bei neueren Instrumenten meist in einen „Revolver“ eingeschraubt, der einen bequemen Wechsel von 2 bis 7 Objektiven und damit die Wahl verschiedener Vergrößerungen, Bildfelder und Schärfentiefen erlaubt.

Früher lieferten nicht alle Hersteller ein komplettes Programm aller wünschenswerten Objektive. Deshalb war es praktisch, Objektive verschiedener Fabrikate verwenden zu können, so daß sich das 1858 von der britischen Royal Microscopical Society (RMS) empfohlene Objektivgewinde rasch weltweit durchgesetzt hat. Es ist in Deutschland nach DIN 58888 genormt und hat einen Durchmesser von

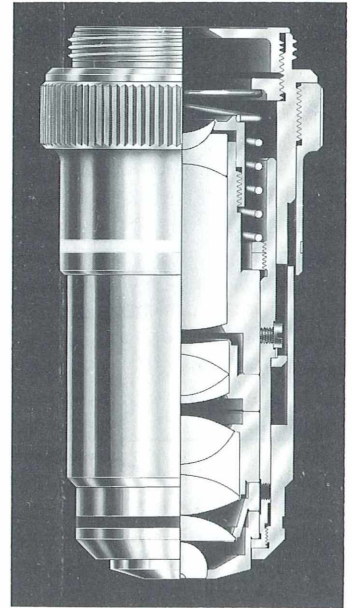


Abb. 9: Der Schnitt durch ein Mikroskopobjektiv von Carl Zeiss, Oberkochen, mit dem Anschraubgewinde $W\ 0,8'' \times 1/36''$ nach DIN 58888, das auf das Standardgewinde der Royal Microscopical Society von 1858 zurückgeht. Die Abmessungen wurden mehrmals überarbeitet und sind z.B. im *Journal of the Royal Microscopical Society*, Serie 3, Band 56, S. 377–379 (1936) veröffentlicht worden. Ab 1858.

20,27 mm (0,8 Zoll) und eine Steigung von 36 Gang pro Zoll – kurz $0,8'' \times 1/36''$ – (siehe Abb. 9).

Für Spezialobjektive werden andere Gewinde benutzt.

Bei den Hellfeld-Dunkelfeld-Auflichtobjektiven wird die Objektbeleuchtung durch das Objektiv eingespiegelt. Eine ringförmige Beleuchtungsoptik umgibt das eigentliche Objektiv, so daß das größere Gewinde $M\ 24 \times 0,75$ benötigt wird.

Die auf extreme Abbildungsqualität gezüchteten ICS-Objektive von Carl Zeiss, Oberkochen, lassen praktisch keine Abbildungsfehler mehr erkennen. Sie bilden das Objekt – im Gegensatz zu gewöhnlichen Objektiven – ins Unendliche ab. In der Ausführung Hellfeld-Dunkelfeld-Auflicht weisen die ICS-Objektive ein Gewinde $M\ 27 \times 0,75$ auf.

Okulare. Ein Mikroskopobjektiv erzeugt ein optimales vergrößertes Zwischenbild in einer ganz bestimmten Ebene. Dort kann auch eine Strichplatte – z.B. mit einer Meßskala (Okularmikrometer) – angebracht sein. Das Okular vermittelt dem rechtsichtigen Beobachter ein scharfes Bild des Objekts und der Strichplatte. Blickt jedoch ein fehlsichtiger Mikroskopiker durch das Okular, dann sieht er Objekt und Strichplatte nur dann zugleich scharf, wenn er seine Brille bzw. Kontaktlinse trägt oder wenn er ein einstellbares Okular benutzt.

Hier ist nachzutragen, daß ein Okular gewöhnlich aus zwei optischen Teilsystemen besteht. Die Feldlinse ermöglicht ein größeres voll ausgeleuchtetes Bildfeld. Die Augenlinse, der augenseitige Teil des Okulars, hat den größten Anteil an seiner Lupenwirkung.

Beim einstellbaren Okular läßt sich die Augenlinse, deren Fassung ein Gewinde trägt, relativ zur Feldlinse bewegen. Ein Trapezgewinde mit kleinem Flankenwinkel – z.B. 20° – ergibt eine leichtgängige Bewegung. Am drehbaren Okularteil ist eine Dioptrienskala eingraviert.

Für Längenmessungen mit dem Mikroskop läßt sich das oben erwähnte Okularmikrometer mit einem Objektivmikrometer eichen. Genauere Messungen ergeben sich mit dem Okularschraubenmikrometer (Abb. 10).

Durch eine Mikrometerschraube mit einer Steigung von 1,25 Gang/Millimeter wird eine im Okular sichtbare gestrichelte Linie in der Zwischenbildebene relativ zu einer ortsfesten Linie um eine Strecke verschoben, die an einer großen kreisförmigen Skala mit festem Index abzulesen ist. Ein Nonius erlaubt die Ablesung von 1/100 Millimeter.

Schluß

Das Mikroskop ist ein Forschungsinstrument par excellence, ohne das der Mensch nur ober-

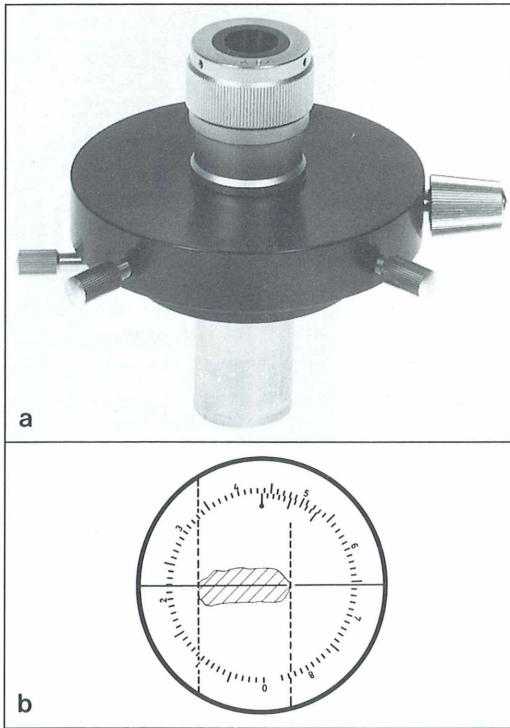


Abb. 10: Okularschraubenmikrometer mit Innenablesung der Meßstrecke erlauben eine genauere Streckenmessung als gewöhnliche Okulare mit Strichplatten. Im Gesichtsfeld oben erkennt man Index und Nonius. 1 Umdrehung der Mikrometerschraube verschiebt die Meßlinie um 0,8 Millimeter. 1971. Carl Zeiss, Oberkochen

Beobachtungs- und Meßinstrument sowie für die Metallographie und zur Qualitätskontrolle – beispielsweise für Mikroelektronik-Bausteine – vielfältig eingesetzt.

Herz des Mikroskops ist ein optisches System. Ohne Schrauben würde ihm jedoch der Zusammenhalt und die feinmechanische Perfektion fehlen, wäre seine Funktion unbefriedigend.

Die Schraube gibt Halt, erlaubt aber auch Bewegung, Vorschub, „Fortschritt“ trotz ihrer in sich selbst ruhenden raumfesten Achse – ein technisches Element mit Symbolgehalt.

Aus Museumskatalog: Museum Würth Schrauben und Gewinde. Herausgegeben von Joachim Henneze und Wolf-Dieter Gericke.

Mit freundlicher Genehmigung der Herausgeber und der Firma Würth, Künzelsau.

Verfasser: Dr. Wolfgang Pfeiffer, Fa. Carl Zeiss, Technisch-Wissenschaftliche Information, Postfach 13 69, D-7082 Oberkochen

flächliche Kenntnisse vom Feinbau der ihn unmittelbar umgebenden Welt mit ihren biologischen und mineralogischen Strukturen hätte. Auch in der Technik wird das Mikroskop als

Kurze Mitteilung

Die Haare des Wegerich

Noch immer kann die Lichtmikroskopie sehr hilfreich bei der Unterscheidung von Pflanzenarten sein. Dies ist besonders wichtig, wenn von einer Pflanze nur Bruchstücke (wie z. B. in Drogen oder Tees) vorliegen. So hat man neuerdings zeigen können, daß für die Gruppe der Schlitz-Wegeriche (*Plantago* sect. *Coronopus*) flaschenförmige Haare charakteristisch sind, während für die Gruppe der Sektion *Maritima* (Strand-Wegeriche) „Morchel“-förmige Haare

kennzeichnend sind. Da die „Morchel“-förmigen Haare wahrscheinlich primitiver sind als die flaschenförmigen Trichome, kann man Rückschlüsse auf die Phylogenie ziehen. Die Unterscheidung ist aber nur möglich, wenn man beim Mikroskopieren sich nicht mit einer zu kleinen Vergrößerung begnügt.

Andrzejewska-Golec, A.: Hair morphology in *Plantago* sect. *Coronopus* (Plantaginaceae). *Plant Systematics and Evolution* 179, 107–113 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Mikroskopikertreffen in Berlin-Spandau

Wir Schweizer und Schweizerinnen in Berlin

Annette Meier

Berlin – wer wird da nicht hellwach, taucht ein in ein Fluidum von Weltstadt, Überleben, wahnsinniger Geschichte, Museen, Vergnügen, Berliner Quartiere voller Originalität, Witz und Schlagfertigkeit? Eine Woche – doch, da läßt sich einiges unternehmen – denkt man, informiert sich, macht eine Prioritätenliste und ist voller Zuversicht, die Mikroskopierwoche so manipulieren zu können, um solche Nebenaktivitäten einzubauen.

Doch dann kommt Post aus Berlin; sorgfältig studiere ich das Programm der Mikroskopierwoche (25.05.–31.05.92) und spüre, wie mein Eigenprogramm abgedrängt wird. Denn ich möchte kaum auf einen Vortrag, auf keine Exkursion verzichten. So interessant und kompetent aneinandergesetzt erscheint mir das Programm, auch abgestimmt auf die von weit Angereisten mit ihren verständlichen „Berlin-Wünschen“. Diese einfühlsame Rücksichtnahme ist wie ein Herzlichwillkommen.

Noch geschwind einen orientierenden Blick auf die Karte des neuen deutschen Bundeslandes Brandenburg-Berlin: Wie eine große Zelle sieht es aus. In der Mitte als grauer Kern die dicht besiedelte Stadt Berlin und ringsum die grüne Landschaft mit kleinen Erhebungen und vielen blauen Seen und Flüssen.

So vorbereitet sitzen wir am Montagmorgen bequem im EC Otto Lilienthal, Zürich-Berlin. Die Strecke nach Passieren der früheren DDR-Grenze bei Helmstedt erweckt unsere besondere Aufmerksamkeit. Der Zug fährt langsamer, nimmt Rücksicht auf die altersschwachen Gleise. Die

Sonne präsentiert eine Weite mit grünen Wiesen, besonders schönen Beständen an Buchen- und Birkenwäldern und großen Äckern. Alles wirkt irgendwie verloren unbewohnt, und beim Anblick der vereinzelter Häusergruppen oder Geschäfte, die, wie von der Zeit vergessen, verfallen, wird es im Abteil stumm. Das muß erst mal gedanklich erfaßt werden; jeder für sich liest hier wohl etwas Menschheitsgeschichte.

Potsdam, die bröckelnden Häuserfassade, der trostlose Anblick verändert sich nicht, aber wir werden von einem Prickeln erfaßt, bald 18.01 Uhr, Ankunft auf dem Bahnhof Berlin Zoo. Wie äußerst freundlich und licht der Bahnhof wirkt. Und dort warten winkend unsere Berliner Freunde, packen uns und unser Gepäck in ihre Privatautos und nach einer informativen Fahrt durch einige Stadtbezirke wird es rechts und links der Straße grün. Wir befinden uns in einem der riesengroßen Berliner Stadforste, im Spandauer Forst. Darin liegt das großzügig angelegte Evangelische Johannisstift mit einem modern geführten Gästehaus, dem Christophorushaus. Hier werden wir acht Tage aufs beste bewirtet und betreut. Das Frühstücksbuffet verlangt schon am frühen Morgen schwierige Entscheidungen: Verführerische Bratwürstchen oder, da gesünder, ein Müsli mit Naturkorn oder frische Butter dick aufgeschmiert auf Zehnkornbrot mit köstlicher Konfitüre?

Der Rhythmus des Tages beginnt in der Frühe. Vogelkonzert läßt uns zum Fenster eilen, die Dämmerung enthüllt zarte Farben am diesigen, leicht wolkigen Himmel. Man weiß noch nicht so recht, sind es Schönwetterwolken oder Regenwolken. Heute wissen wir, es waren haupt-



Signets der Mikroskopierwoche und der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich

sächlich Wolken, die den Himmel offen ließen für wärmenden Sonnenschein.

Jeden Morgen um 9.00 Uhr sitzen wir im Arbeitsraum des Gästehauses. Auch hier sind berlinerische Verhältnisse: große Arbeitsfläche, es hat Platz. Großzügig kann jeder ein Mikroskop fassen, was unser Reisegepäck sehr wohltuend erleichterte.

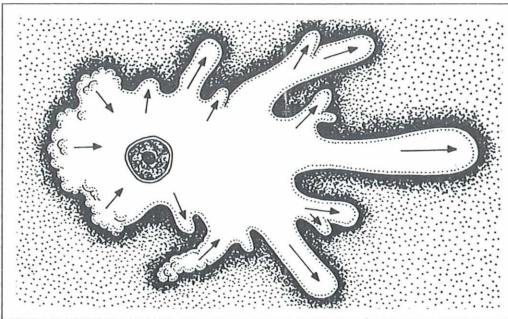
Der Präsident der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft, Klaus Hausmann, eröffnet die Arbeitswoche mit einer ihm unkomplizierten, sympathischen Art. Das gibt einem das Gefühl, man gehört hierher und dazu.

Ich habe nicht die Absicht (und könnte es auch gar nicht), mich auf ein Tagesprotokoll einzulassen. Ich möchte aber (schon mir selbst zuliebe) von jedem Referat und jedem Praktikum ein Stichwort herausgreifen, gerade das, was mich am meisten angeregt, überrascht hat oder für mich endlich mal verständlich wurde. Dies auch als Anerkennung für die Referenten und Kursleiter, die meist von wissenschaftlicher Seite her in verständlicher Weise einen systematischen Überblick gaben von einem Themenkomplex. Aber auch als Rückmeldung: was wurde vom Empfänger aufgenommen, was war die Absicht auszusenden.

Amöben

Klaus Hausmann erklärt, was im Plasma passiert, damit die Amöbe Scheinfüßchen ausstülpen kann, um das Einfangen von Nahrung zu sichern. Von anderen amöboiden Protozoen, wie Strahlentierchen und Foraminiferen, weiß man etwas mehr über den Feinbau ihrer bizarren „Fangfüßchen“.

Beim Schleimpilz *Physarum polycephalum*, Star der Arbeitswoche, ist die Plasmaströmung



Die Plasmaströmung in einer Amöbe ist durch Pfeile kenntlich gemacht.

wunderschön zu studieren. Eigenwillig wird die Plasmaströmung für die Richtungsänderung der Fortbewegung eingesetzt. Er ist auch leicht zu halten. Für die Ernährung genügen Haferflocken.

Riesenchromosomen

Schon vor 100 Jahren von Balbiani beobachtet, von vielen Mikroskopikern selbst aus Organen von *Drosophila*- oder Zuckmückenlarven herauspräpariert. Aber ich weiß nun, daß das Herauspräparieren der Speicheldrüsen aus den Larven Tücken hat und ohne Stereolupe nicht möglich ist, außer man ist ein Virtuose auf diesem Gebiet. Dies sei dem Referenten Hort Kress vom Institut für Genetik der FU-Berlin neidlos zugestanden.

Varroatose der Bienen

Eine Parasitose der Milbe *Varroa jacobsoni*, ein Problem für Imker seit 1977. Da sei nur auf die umfassende Forschungstätigkeit der Referentin Eva Rademacher, Arbeitsgruppe Bienenkunde des Instituts für Zoologie der FU-Berlin, hingewiesen, die publiziert wurde:

Rademacher, Eva: Die Varroatose der Biene, Geschichte, Diagnose, Therapie. Schelzky und Jeep, 1990.

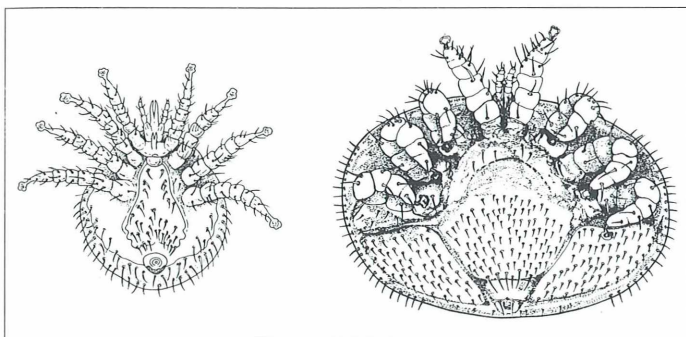
Sehr spannend das Leben dieser Milbe, welche die raffiniertesten Tricks einsetzt, um auf Kosten der Bienen leben zu können.

Polizeitechnische Untersuchungen

Hier erstaunt der hohe apparative Aufwand, um Spuren aufzuspüren. Es gibt – fast – für alles eine Lösung, versichert Michael Gosdziewski von der Polizeitechnischen Untersuchungsstelle Berlin. Auch Drogen gehören dazu. Ein interessantes Buch zu diesem Thema: „Pflanzen der Götter – Drogen“.

Seeigelbefruchtung

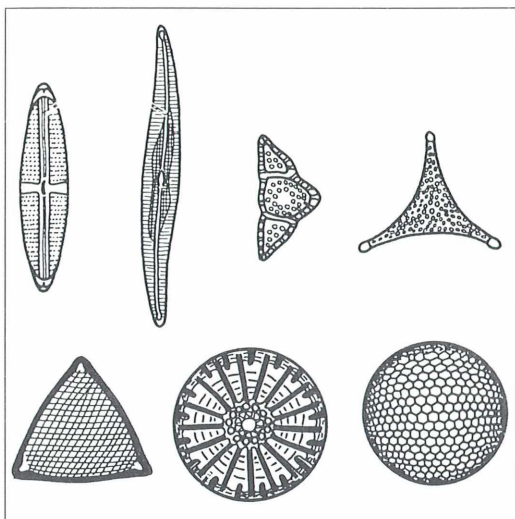
Am Mittwoch war zum Leidwesen von Hans-Dieter Pfannenstiel, Institut für Zoologie der FU-Berlin, der Strandseeigel *Psammechinus miliaris* nicht eingetroffen, um seine didaktisch



**Männchen (links)
und Weibchen (rechts)
der Varroa-Milbe.**

gut verwertbare Befruchtungsabfolge zu zeigen. Der Dreikantwurm *Pomatocerus triquetus* muß einspringen.

sind perfekt, phantastisch. So gekonnt, daß man froh ist, hin und wieder noch technische Schwierigkeiten zu erkennen, damit man daran erinnert wird, wieviel Geduld, Phantasie, Basteln und Wille, eine umfangreiche Ausrüstung bei sich zu tragen, es braucht.



Gehäuse von pennaten und zentrischen Diatomeen.

Diatomeen

Aus dem Süßwasser, in diesem Fall aus dem Tegeler See, einem sehr eutrophen Wasser, sehr artenreich. Die Referentin Regine Jahn aus dem Botanischen Museum Berlin hat sichtbar Freude, uns den Variationsreichtum und die ausgeklügelte und formschöne architektonische Leistung dieser Kieselalgen zu erklären.

Makrofotografie von Insekten und Lebewesen im Wasser

Die Aufnahmen von Christian Fischer, Doktorand am Institut für Zoologie der FU-Berlin,

Textilfasern

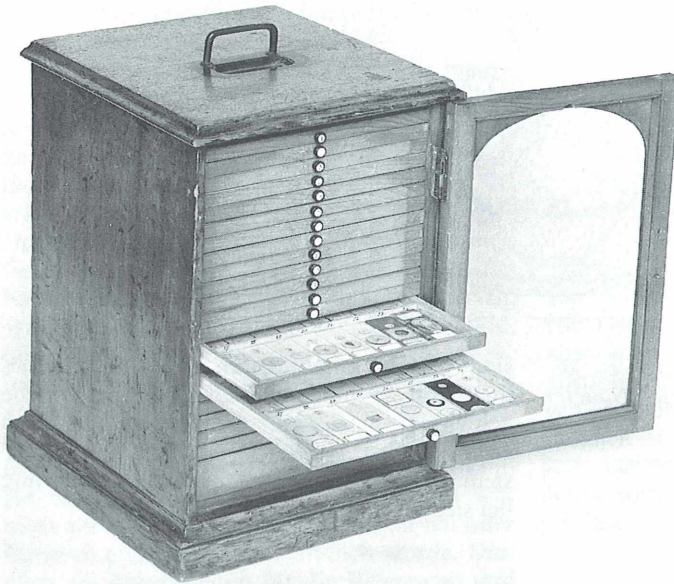
Johannes Modlich, in der Textilfaserindustrie tätig, erklärt uns geschickt das Wesentliche aus einem umfangreichen Stoff in zwei Stunden. Zum Glück bekommen wir Unterlagen: 1,5 cm dick! – und 28 Textildünnschnitte (Paraffin) zum Präparieren daheim. Die langen Winterabende müssen nicht langweilig werden.

Filme, Videos aus dem Mikrokosmos, antike Präparate

Auch die Mikroskopie hat längst eine Geschichte. Wer kann nicht verstehen, wenn altertümliche Präparate, Mikroskopierzubehör und vor allen Dingen die fein angefertigten Holzkästchen gesammelt werden? Mit Gerhard Teichert, dem Tierarzt, Mikroskopiker und Mikroskopsammler, haben wir Gelegenheit, eine Auswahl anzuschauen. Ebenso erstaunt die Qualität der alten Filme aus dem Mikrokosmos.

Exkursion in das Berliner Umland

Unter der Anleitung von Axel Grambow, ortskundiger Naturfreund und Wissenschaftsfotograf, geht die rund einstündige Fahrt in die Schorfheide. Es ist eine hügelige Landschaft mit Wäldern, Mooren und Sümpfen, Seen und



**Antikes Präparate-
schrankchen**
(Foto: G. Teichert, Berlin).

Flüßchen. Viele Gewässer sind hier noch sauber. Einige Seen werden allein vom Grundwasser gespeist und kaum vom Menschen beeinflusst. Wir ersteigen den höchsten Hügel in der Umgebung und haben einen zauberhaften Ausblick auf die größeren und kleineren Seen. Ried und Buschwerk erschweren den direkten Zugang. An einigen Seen sind wenige Strandplätze für Sonnen- und Wasserhungrige, und dort können wir auch Plankton fischen. Der Gang durch diese Landschaft war unerwartet schön, und an diesen sonnigen Tag werden wir uns erinnern. Der Abstecher zum Kloster Chorin, ein Meisterwerk der Backsteingotik, gibt dem Tag einen besinnlichen Abschluß.

Auf den Wasserstraßen Berlins

Jetzt kennen wir ja schon ein wenig die seenreiche Umgebung. Aber auch die Stadt ist mit Gewässern durchzogen: die Spree, Seitenarme und verbindende Kanäle. Eine ideale Gelegenheit, bequem Bekanntschaft zu machen mit der Stadt. Die Stadtrundfahrt per Schiff war eine wundervolle Idee! Und der Kommentar des Stadtführers ist ideal, klar verständlich, kompetent plaudernd, was rechts und links vorbeigeleitet: Das pompöse und gleichzeitig extrem puritanische (was ebenfalls pompöses Ausmaß an nimmt) Wirken der Kurfürsten, Könige und

Kaiser aus dem Hause der Hohenzollern und die Ansiedlung verschiedenster Völkergruppen, das Erschaffen moderner Architektur nach dem Weltkrieg bis hin zu der obdachlosen Wohnwagenkultur der jüngsten Gegenwart – sichtbare Spuren der letzten und weiter zurückliegenden Geschichte.

Ebenfalls aufregend und interessant ist die Führung durch das Aquarium. Besonders, weil der Leiter Jürgen Lange, Mitglied des BMG, uns hinter die Kulissen führt. Wir bekommen einen Eindruck, welch enorm große Einsatzbereitschaft der Mitarbeiter gefordert wird. Hier in den unterirdischen Räumen findet der riesige Unterhalt statt, damit der Besucher Tiere anschauen kann, die sich wohl fühlen in ihrer Umgebung, sei es Wasser, sei es das Terrarium.

Abschied

Wir aus der Schweiz haben noch anderthalb Tage frei für Berlin. Da heißt es überlegen, was einem am wichtigsten ist. Die Museen sind bis auf wenige am Montag geschlossen, also wieder planen. Ich entscheide mich für das botanische Museum und den botanischen Garten. Hier könnte ich lange verweilen. Aber wie hier alles: groß, riesig und vielartig.

Dann zum Alexanderplatz, auf den Fernsehturm, die Straße Unter den Linden zurück zum

Brandenburger Tor. Es ist so wie dieser Satz, es ist karg und unglaublich. Im berühmten Café Kranzler sagen wir Berlin Adieu.

Noch bedauere ich, daß ich nicht an der vierstündigen Exkursion durch den Spandauer Forst, unsere nächste Umgebung, teilnehmen konnte. Darum reserviere ich den letzten Morgen, laufe den Waldweg außerhalb des Stistungsgeländes und stehe dann wirklich inmitten eines Sumpfbiotops. Diese Landschaft liebe ich sehr. Der laute Flötenpiff mahnt mich umzukehren. Wirklich, es ist schon alles bereit für die Rückfahrt und abends um zehn sind wir wieder in Zürich.

Ganz besonders danken möchte ich mit diesem Bericht Herrn Prof. Klaus Hausmann, dem Ehepaar Birthe und Günter Beyer-Meklenburg und dem Ehepaar Martina und Günther Zahrt für die souveräne Organisation. Auch halfen sie mit liebevoller Selbstverständlichkeit bei unseren kleinen Problemen.

Aus: Mikroskopische Nachrichten. Mitteilungsblatt der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich. Heft 6 (1992)

Verfasserin: Annette Meier, In der Ey 33, CH-8047 Zürich, Schweiz

Kurze Mitteilung

Protein-Farbstoffe

Die Farbstoffe für die Anfärbung von Eiweißen wurden ursprünglich als Kleiderfarbstoffe entwickelt, die Hersteller haben ihnen vielfältige Namen gegeben. Neben der Anfärbung mikroskopischer Präparate wurden die Protein-Farbstoffe in den letzten 30 Jahren aber vor allem zur Anfärbung von Proteinfractionen nach der Träger-Elektrophorese benutzt. Dabei zeigte sich jedoch, daß die Farbstoffe keineswegs sauber sind, sie sind vielfältig verunreinigt, unterscheiden sich von Hersteller zu Hersteller und von Charge zu Charge. So ist zum Beispiel das bis in die 70er Jahre vor allem von Biochemikern meist benutzte Amido-Schwarz (Amido Black, AB) durch eine rote Verunreinigung gekennzeichnet, die vorzugsweise an Zein bindet, das hauptsächliche Reserveprotein des Maiskornes. Fast alle AB-Proben weisen außerdem Metachromasie auf, eine blau-grüne Farbe, die manche Histone anfärbt. Inzwischen wurde AB weitgehend durch Coomassie-Blau G (Coomassie blue, CB-G) und Coomassie-Blau R (Coomassie blue R, CB-R) ersetzt. Beide Farbstoffe geben eine intensivere Protein-Anfärbung als AB. Das im Handel erhältliche CB-G ist aber stark unterschiedlich in seinem Farbstoffgehalt, so daß die Intensität der Farbstoffbindung sehr verschieden ausfallen kann. CB-R

färbt die meisten Eiweiße violett, Zein aber meist blau; andere Proteine, wie Kollagene, Histone, Gehirn-Eiweiße, werden rot gefärbt. Zunächst dachte man, daß es sich um einen Fall von Metachromasie handle. Es stellte sich aber heraus, daß die rote Färbung durch Verunreinigungen zustande kommt, die diese spezifischen Färbungen verursachen. Alle 3 Protein-Farbstoffe, AB, CB-G und CB-R, wie sie im Handel erhältlich sind, sind vor allem durch Salze verunreinigt, die damit in wechselnden Konzentrationen in die Farblösungen eingehen. Außerdem findet man Nebenprodukte der Herstellung oder absichtlich zugefügte Toner, Aufheller usw. Manche Zusätze dienen auch der Standardisierung der Farben zwischen den verschiedenen Chargen. Diese farbigen Verunreinigungen können sich spezifisch an bestimmte Proteine binden, so daß echte oder falsche Metachromasie auftreten kann. Man kann durch Absorptionmessungen (AB bei 618 nm in Methanol; CB-G bei 607 nm in Methanol; CB-R bei 585 nm in Methanol) sich selber davon überzeugen, wie weit der Farbstoff, der ja oft über Jahrzehnte bewahrt wird, verunreinigt ist.

Wilson, C.M.: An update on protein stains: Amido Black, Coomassie Blue G, and Coomassie Blue R. *Biotechnic & Histochemistry* 67, 224–234 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Anpassung exemplarisch: Die Wasserpest (*Egeria densa*)

Jaroslav Jurčák

Als Paradebeispiele zur Demonstration besonderer gestaltlicher oder funktioneller Anpassungen an den Lebensraum wählt man häufig vor allem solche Pflanzen, die sehr trockene Standorte bevorzugen oder sich auf unterschiedliche Licht- und Schattenverhältnisse eingestellt haben. Bemerkenswerte Anpassungsleistungen zeigen aber auch solche Blütenpflanzen, die sekundär wieder zum Wasserleben zurückgefunden haben.

Jeder sommerwarme Teich und Weiher aber auch die meisten Aquarien bieten mancherlei interessantes Untersuchungsmaterial, um die besondere Gestaltung und Gewebeorganisation von Wasserpflanzen genauer kennenzulernen. Als Wasserpflanzen (Hydrophyten) im engeren Sinne gelten dabei alle diejenigen Arten, deren Vegetationsorgane ständig auf Tauchstation sind und die allenfalls ihre Blüten oder Blütenstände über die Wasseroberfläche erheben. Pflanzen, deren Blätter sich flach auf den Wasserspiegel legen und damit klar die Grenzschicht zwischen Wasser und Luft bevorzugen, faßt man dagegen als Schwimmblattpflanzen zusammen und grenzt sie gegen die dauernd Untergetauchten deutlich ab. Sie zeigen im übrigen auch eine Anatomie, die viele Anklänge an die Verhältnisse bei echten Landpflanzen aufweist.

Zu den im Freiland relativ seltenen, aber in Warmwasseraquarien sehr häufig vertretenen Wasserpflanzen gehört die Dichtblättrige Wasserpest (*Egeria densa*). Diese Pflanze stellte man früher zur Gattung *Elodea*, zu der die viel bekanntere Kanadische Wasserpest (*Elodea canadensis*) gehört. Beide Gattungen sind verhältnismäßig leicht und eindeutig zu unterscheiden: Bei *Elodea* stehen die Blätter gewöhnlich in dreizähligen Quirlen, sind 6–12 mm lang und spitz. Bei *Egeria* sind die schmalen Blätter dagegen in vier- bis achtzähligen Quirlen angeordnet und außerdem 10–30 mm lang. *Elodea* läßt ihre unscheinbaren Blüten im Wasser bestäuben; *Egeria* entwickelt statt dessen insektenbestäubte Blüten. *Egeria* läßt sich in Aquarien viel besser halten als *Elodea* und steht daher als Untersuchungsmaterial,

zum Beispiel auch für Demonstrationsvorhaben im Schulunterricht, ganzjährig zur Verfügung. Dem Mikroskopiker bietet sie somit jederzeit Gelegenheit, sich mit den Beziehungen zwischen Ökologie, Anatomie und Physiologie dieser Pflanze näher zu beschäftigen. Ursprünglich war die Dichtblättrige Wasserpest (*Egeria densa*) nur im warm-gemäßigten Südamerika (Argentinien, Brasilien, Uruguay) zu Hause.

Von dort wurde sie alsbald nach Chile, Mexiko und in die USA verschleppt. Heute ist sie in allen Kontinenten verbreitet. In Europa kommt sie vor allem im westlichen Frankreich (Loiretal), in Italien in einigen der südalpiner Seen vor. Für die Bundesrepublik Deutschland liegen gelegentliche Freilandbeobachtungen fast nur für das Rheingebiet vor. Geeignetes Arbeits- und Beobachtungsmaterial bietet der Aquarienfachhandel an. Natürlich kann man fast alle aufschlußreichen Beobachtungen an Frischmaterial anstellen, doch empfiehlt sich für die mikroskopische Untersuchung die Verwendung von fixierten Pflanzenteilen: Blatttragende Sproßachsen, blattlose Stengel oder Adventivwurzeln fixiert man vorteilhaft in 70%igem Alkohol (Ethanol) oder in einer Mischung aus Alkohol und Glycerin (Glycerol) = 3:1. Für Schnitte empfiehlt sich sogar die Verwendung von Material, das einige Tage oder sogar Wochen in Fixierlösung aufbewahrt wurde. Der relativ hohe Ethanol-Gehalt extrahiert während dieser Zeit einen großen Teil des Chlorophylls und läßt die grünen Gewebe dann entsprechend übersichtlicher erscheinen. Querschnitte von Stengeln oder Adventivwurzeln fertigt man entweder mit einem Handmikro-

tom oder mit der Rasierklinge an. Die Schnitte werden anschließend in Safranin-Lösung gefärbt (Jurčák, 1991). Die Blätter untersucht man dagegen am besten im lebenden Zustand. Sie sind so dünn, daß man ein kleines Stück ohne weiteres Schneiden oder Zurichten im Direktverfahren untersuchen kann.

Beobachtungen am Wurzelquerschnitt

Abbildung 1 zeigt, daß sich unter der Rhizodermis (1), die keine Wurzelhaare trägt, die primäre Rinde (2) befindet. Zwischen die Zellen der primären Rinde sind viele Interzellularen eingeschaltet, die ebenso groß wie diese oder zum Teil auch noch deutlich größer sein können. Im Zentrum des Wurzelquerschnitts befindet sich der Zentralzylinder [3] auf Abb. 1). Gegenüber der Wurzelanatomie einer typischen Landpflanze ist dieser Zentralzylinder sehr stark vereinfacht. Normalerweise würde man hier

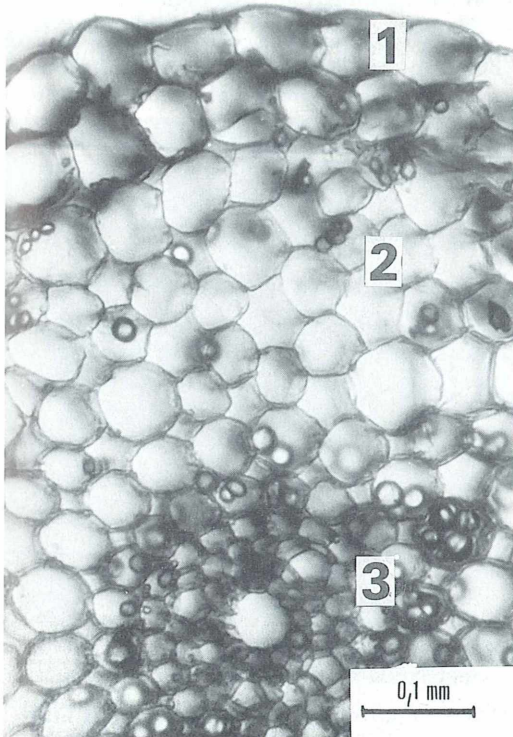


Abb. 1: *Egeria densa*. Querschnitt durch eine Adventivwurzel. 1 Rhizodermis, 2 primäre Wurzelrinde, 3 Zentralzylinder mit auffallend schwach entwickeltem Leitgewebe.

ein radiales Leitbündel erwarten, aber statt dessen trifft man nur vereinzelte und nicht einmal besonders stark differenzierte Gefäße an, in denen sich beim Anfärben mit Phloroglucin-HCl oder Anilinsulfat-Lösung auch nur eine relativ schwache Lignin-Reaktion zeigt.

Aufbau der Sproßachse

Die Sproßachse der Dichtblättrigen Wasserpest gliedert sich wie bei einer blatttragenden Landpflanze in Knoten (Nodien) und blattfreie Knotenzwischenstücke (Internodien). Die klarsten Bilder zum Aufbau der Sproßachse (Stengel) erhält man anhand von Querschnitten durch die Stengelinternodien (Abb. 2).

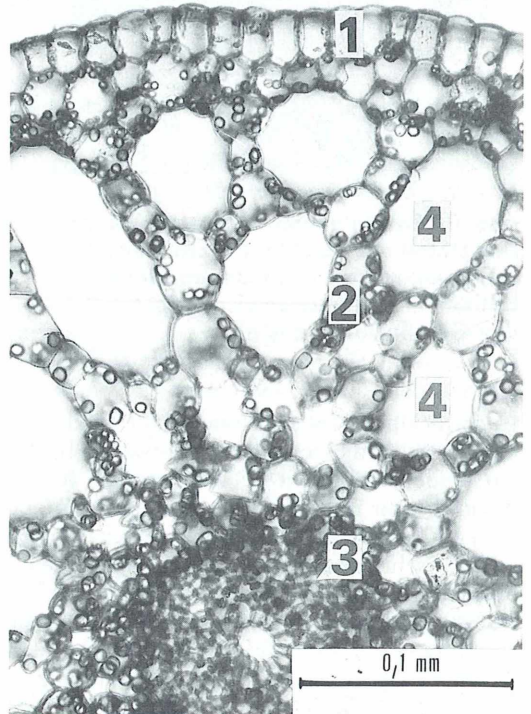


Abb. 2: *Egeria densa*. Stengelquerschnitt. 1 Epidermis mit kaum wahrnehmbarer Cuticula, 2 Rindengewebe, 3 Zentralzylinder mit kaum entwickeltem Leitbündel, 4 großräumige Interzellularen (Aerenchym). Dessen Gasfüllung verursacht einen gewissen Schwimmbojenefekt, der die Pflanze im Wasser aufsteigen und den besser durchlichteten Bereichen nahe der Wasseroberfläche entgegenhebt.

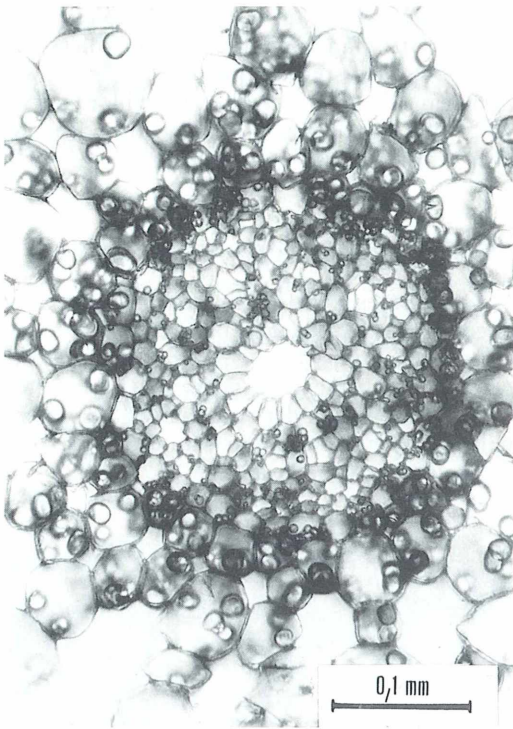


Abb. 3: *Egeria densa*. Stengelquerschnitt. Das Detail aus dem Zentralzylinder läßt klar erkennen, wie groß die Unterschiede zur Leitbündelanatomie einer normal landlebenden Gefäßpflanze ausfallen.

Auch hier befindet sich unter einer Epidermis mit kaum verdickten oder anderweitig betonten Epidermiswänden (1) eine primäre Rinde, die in diesem Fall jedoch durch sehr große, lakunenartige Interzellularen aufgelockert wird und ein sehr formschönes Durchlüftungsgewebe (Aerenchym) (4) darstellt. Die Rindenzellen bilden gleichzeitig ein Chlorenchym, denn sie enthalten zahlreiche Chloroplasten. Im Unterschied zu den meisten krautigen Landpflanzen, deren Sprossachsengewebe großenteils nicht photosynthetisch aktiv ist, verlagern untergetaucht lebende Wasserpflanzen vom Typ der Dichtblättrigen Wasserpest einen Teil ihrer lichtabhängigen Stoffproduktion in das Achsengewebe. Deren lebhaftere Sauerstoffproduktion läßt sich sehr leicht demonstrieren, wenn man ein knapp fingerlanges Stengelspitzenstück mit der Schnittstelle nach oben in ein schmales Glasgefäß (z. B. ein größeres Reagenzglas) setzt und von der Seite belichtet.

Schon nach kurzer Zeit werden aus den großen Interzellularen feine Sauerstoffbläschen aufsteigen, die im wesentlichen aus der photosynthetischen Produktion der Stengelgewebe stammen. Auch in der Sprossachse der Wasserpest finden wir nur ein stark vereinfachtes Leitgewebe mit einem Zentralgefäß. Eine ständig untergetaucht lebende Wasserpflanze steht im Gegensatz zur typischen Landpflanze nicht unter dem Zwang, das lebensnotwendige Wasser aus dem Wurzelhorizont über eventuell sehr weite Strecken hoch in den Luftraum zu den Blattorganen transportieren zu müssen. Da ihre sämtlichen Organe von Wasser umgeben sind, ist ein besonders ausgebildetes Transportsystem für den Ferntransport von Wasser völlig entbehrlich und folglich nur in Ansätzen erkennbar.

Vereinfachte Laubblätter

Bei den typischen, in Festlandbiotopen vorkommenden Vertretern der Kormophyten besteht das Laubblatt aus der beinahe schon klassischen Gewebeabfolge obere Epidermis/Mesophyll/untere Epidermis mit Spaltöffnungen.

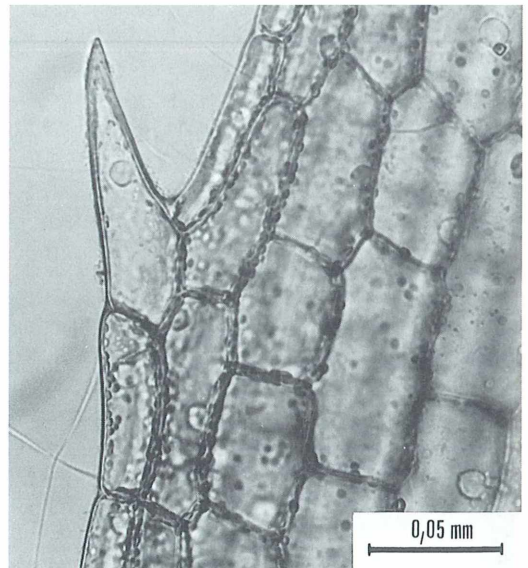


Abb. 4: *Egeria densa*. Darstellung des Blattendes mit einer randständigen, zahnförmig vorspringenden Zelle. Die im Bild erkennbaren fädigen Strukturen sind Cyanobakterien, die sich neben weiteren Formen gerne als Aufwuchs ansiedeln.

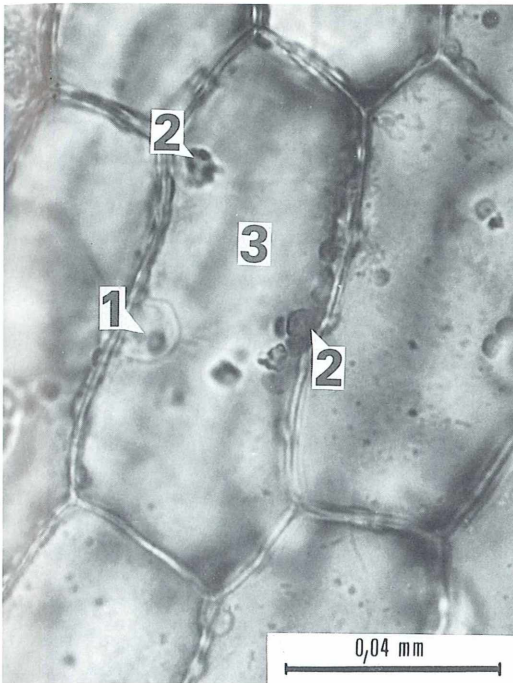


Abb. 5: *Egeria densa*. Epidermiszelle eines Laubblattes. Abdichtende oder verstärkende Strukturbestandteile (verdickte Wände, Cuticula, Tüpfelung) wie bei den Laubblättern sind bei der Wasserpest nicht vorhanden. Statt dessen führen die Zellen hier neben dem großen Zellkern (1) eine Anzahl Chloroplasten (2). Den größten Teil des Zellumens füllt eine Vakuole aus (3).

Nichts in der Blattanatomie der Dichtblättrigen Wasserpest erinnert an den Standardaufbau eines funktionstüchtigen Laubblattes. Im Blatt der Wasserpflanze ist kein Mesophyll vorhanden. Die Blätter sind lediglich zweischichtig. Jede ihrer beiden Blattschichten entspricht lagegemäß einer Epidermis, doch führen hier die Zellen ganz im Gegensatz zu den Epidermen landlebender Gefäßpflanzen die Chloroplasten. Randständige Blattzellen bilden mitunter zahnartige Vorsprünge (Abb. 4). Auf den Außenflanken der Blätter siedeln sich oft zahlreiche Aufwuchsorganismen an. Abbildung 4 läßt zugleich eine Anzahl haardünnere, fädiger Cyanobakterien (Blaualgen) erkennen. Dem Wasserpest-Blatt fehlen im übrigen auch die sonst so charakteristischen Spaltöffnungen, denn der notwendige Gasaustausch mit der Umgebung findet über die gesamte Oberfläche

statt, und außerdem diffundieren die Gase zwischen außen und innen auch noch im gelösten Zustand. Auf stabilisierende Leitelemente, die neben ihrer Aufgabe für die Stoffflüsse zwischen entfernten Pflanzenorganen auch für genügende mechanische Tragfähigkeit sorgen, können die Wasserpestblätter ebenfalls weitgehend verzichten.

Schlußbetrachtungen

Die Dichtblättrige Wasserpest (*Egeria densa*) ist eine submers lebende Wasserpflanze, die man im Aquarium leicht anziehen und halten kann. Bestimmender Faktor in der Umwelt dieser Pflanze ist das Wasser, welches aufgrund seiner großen Dichte den leichten Pflanzenkörper trägt und daher besonders Verstärkungselemente entbehrlich macht, auf der anderen Seite alle Teile der Pflanzen gleichmäßig mit Nährsalzen, Gasen oder anderen benötigten Stoffen umspült. Der ständige Aufenthalt in einem tragenden, von allen Seiten nährstoffspendenden Milieu läßt Abschlussgewebe, Festigungsgewebe, Leitgewebe und etliche andere kennzeichnende Funktionsgewebe einer typischen Landpflanze entbehrlich werden. Der gesamte Korpus einer submers lebenden Wasserpflanze zeichnet sich demnach durch weitgehende Vereinfachungen aus. Der gesamte Aufbau dieses Lebewesens spiegelt insoweit die Besonderheiten seines Lebensraumes wider und mag als eindrucksvolles Modell dafür gelten, wie sich Umwelt und strukturelle Anpassung einer Pflanze sehr eng entsprechen können.

Literaturhinweise

- Casper, S.J., Krausch, H.-D.: Süßwasserflora von Mitteleuropa. Band 23: Pteridophyta und Anthophyta. 1. Teil. Hrsg. von H. Ettl, J. Gerloff und H. Heynig. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1980.
- Guttenberg, H.v.: Lehrbuch der Allgemeinen Botanik. Akademie-Verlag, Berlin 1951.
- Jurčák, J.: Die Schwertlilie (*Iris germanica*) im mikroskopischen Praktikum. Mikrokosmos 80, 304–309 (1991).
- Jurčák, J.: Pflanzenhaare. Mikrokosmos 81, 30–32 (1992).
- Lüttge, U., Kluge, M., Bauer, G.: Botanik. Ein grundlegendes Lehrbuch. VCH-Verlagsgesellschaft, Weinheim 1988.

Verfasser: Dr. Jaroslav Jurčák, Rokytnice 449/6, 755 01 Vsetín, CSFR

Mikro-Galerie

Mikroskope gewähren uns Einblicke in eine Welt, deren Gestalt und Strukturen schon allein deswegen begeistern und faszinieren müssen, weil sie in der Formwelt der Alltagserfahrung nur ansatzweise wiederkehren. Gerade wegen ihrer Fremdartigkeit reizen diese Formgefüge, für deren Wahrnehmung die begrenzte Leistungsfähigkeit unserer Augen nicht ausreicht.

Unsere moderne Fototechnik erlaubt es uns, das einmal Gesehene ohne besondere Umstände dauerhaft festzuhalten und Bilddokumente der Beobachtung oder Erkundung zu schaffen. Sie rücken damit das normalerweise nicht Erlebte greifbar in den Bereich unserer Wahrnehmung. Mittelbare Bilddokumente sind daher mindestens so faszinierend wie die unmittelbar beobachteten Kleinstrukturen eines mikroskopischen Präparates.

Unter dem Stichwort Mikro-Galerie wird der MIKROKOSMOS an dieser Stelle künftig ausgesucht anschauliche und anschauenswerte Bildbeispiele aus der Welt der kleinen Dimensionen bringen – gleichsam als Appetithappen für die Augen, aber auch als Anregung für unsere Mikroskopiker, die eigenen Bildarchive zu öffnen und bald schon in der neuen Galerie auszustellen. Wir warten auf Ihre Einsendungen.

Wir eröffnen diese Wechsellausstellung mit der Wiedergabe einer Bildtafel, die ein unumstrittener Meister mikroskopischer Abbildungen geschaffen hat: Ernst Haeckel (1834–1919), seinerzeit Professor für Zoologie an der Universität Jena, hat in seinem reichhaltigen wissenschaftlichen Werk eine Fülle phantastisch anmutender Abbildungen hinterlassen, die beinahe unwirklich schön sind. Diese Darstellungen sind – dem Stand der damaligen Dokumentationstechnik entsprechend – nicht fotografiert, sondern zunächst naturgetreu nach dem Objekt gezeichnet und anschließend lithografiert. Ernst Haeckel kam als knapp 20jähriger Student erstmals im Jahre 1854 auf Veranlassung seines Lehrers Johannes Müller nach Helgoland. Müller, der aus Koblenz am Mittelrhein stammt und Professor in Berlin war, arbeitete schon seit 1845 regelmäßig auf der Insel, weil man sich in diesen Jahren nach der ersten gro-

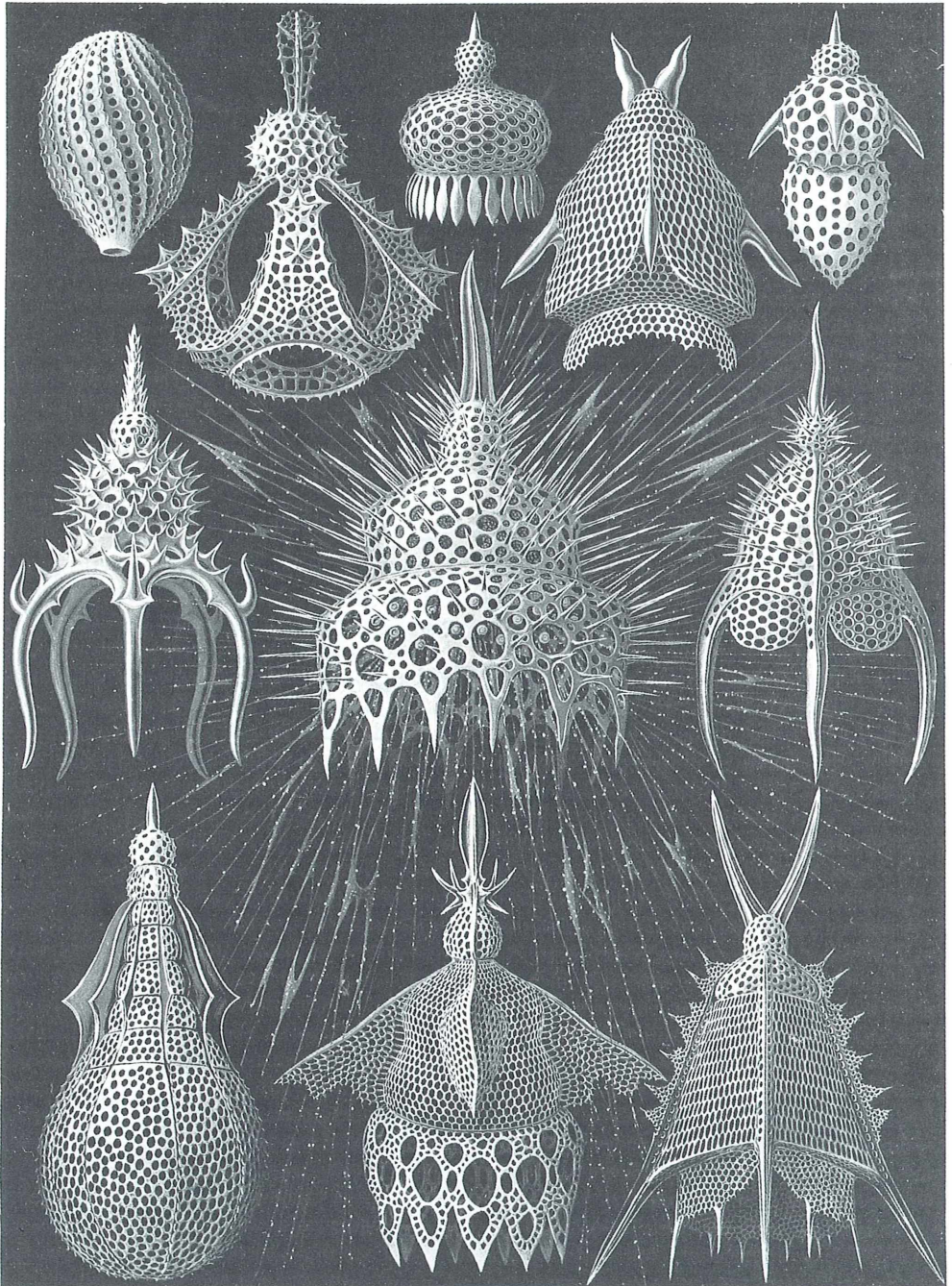
ßen Blütezeit der Mikroskopie gerade auch für das Leben im Meer zu interessieren begann. Er hatte als erster die Idee, ein Netz aus feinem Gewebe hinter einem Ruderboot herzuführen und anschließend den Inhalt unter dem Mikroskop durchzumustern. Ganz unbefangen berichtet Ernst Haeckel 1855 darüber in einem erhaltenen Brief aus Helgoland: „Seit Johannes Müller hier ist, beginnt unser eigentliches Tagewerk damit, daß wir in Gesellschaft dieses Leitsterns der vergleichenden Anatomie um 8 Uhr auf 1–2 Stunden in die See hinausfahren und die Oberfläche mit einem Schmetterlingsnetz abfischen, wo wir immer eine reiche Auswahl der allerreizendsten Geschöpfchen zum Mikroskopieren erhalten, ... die uns dann den ganzen Tag beschäftigen.“

Dieser erste Forschungsaufenthalt auf Helgoland hat Haeckel in seinem wissenschaftlichen Werdegang tief geprägt. Von hier nahm er eine lebenslange Begeisterung gerade für die kleinen schwebenden Lebewesen des Meerwassers mit. Schon im Jahre 1860 arbeitete er am Mittelmeer im Golf von Messina und berichtete von dort: „Man fischt von der Oberfläche mittels des feinen Mullnetzes weg, eine Methode, die zuerst von Johannes Müller mit größtem Glück zum Fang aller pelagischen Tiere in weitestem Umfang angewandt wurde und welche die überraschendsten Blicke in eine ganz neue Welt reichsten Lebens eröffnet hat.“ Damals nannte man die treibende Welt im freien Meerwasser nach einem Vorschlag des Göttinger Germanisten und Märchensammlers Jacob Grimm einfach Plankton. Den heute so geläufigen Fachbegriff Plankton führte der Kieler Meeresbiologe Victor Hensen erst im Jahre 1887 ein. Nichts hat die Beschäftigung mit den schwimmenden und schwebenden Organismen des limnischen oder marinen Planktons bis heute von ihrer Faszination eingebüßt.

In den Meeresgebieten des Golfes von Messina sammelte Haeckel beinahe zwei Jahre lang das Material für seine große Radiolarien-Monographie (enthält 144 neubeschriebene Arten), mit der er sich 1861 an der Universität Jena habilitierte und die er im gleichen Jahr veröffentlichte – illustriert mit etlichen Tafeln akribisch gezeichneter Zellskelette von einer geradezu

Haeckel, Kunstformen der Natur.

Tafel 31 — *Calocyclus*.



Cyrtocystites. — Flaschenstrahllinge.

3. REICHES

unglaublichen Formenvielfalt. Das Werk richtete sich an Fachkollegen, so daß damals nur wenige Spezialisten Genaueres vom freien Formenspiel bestimmter Verwandtschaftskreise der von Haeckel so benannten Protisten wußten. Um jedoch allen an den Wundern des Lebens interessierten die besondere Schönheit dieser kleinen Organismen und auch zahlreicher anderer Lebewesen zu zeigen, veröffentlichte er in den Jahren 1899 bis 1904 zehn

Mappen mit insgesamt 100 Bildtafeln unter dem Serientitel „Kunstformen der Natur“. Mit dem gleichen Titel erschienen im Jahre 1904 alle 100 Tafeln im Verlag des Bibliographischen Instituts (Leipzig und Wien) auch in Buchform. Aus diesem Werk ist die Tafel Nr. 31 entnommen, allerdings ohne Haeckels umfangreichen, erläuternden Kommentar zum Bildinhalt.

Die Redaktion

Kurze Mitteilung

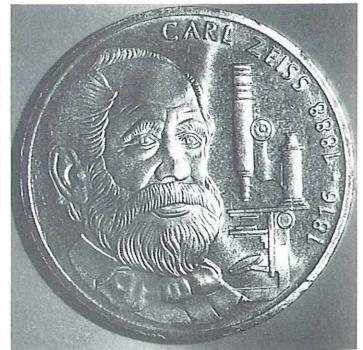
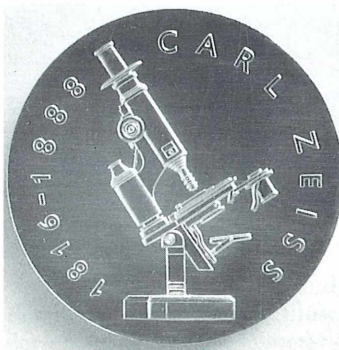
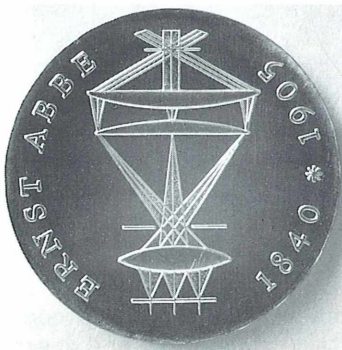
Mikroskope auf Münzen

Im MIKROKOSMOS 9/1992 berichtete Norbert G. Güntel darüber, daß Mikroskope als interessante Symbole der Forschung gelegentlich auch als Motive auf deutschen Sondermarken vertreten sind. Angeregt von diesem philatelistischen Streifzug hat sich MIKROKOSMOS-Leser Friedrich Thormann (Sulzbach) unter den neueren Münzprägungen umgesehen und herausgefunden, daß das Mikroskop als zierendes oder erläuterndes Element auch im Bereich der Numismatik seinen festen Platz hat.

Ernst Abbe, den 1840 in Eisenach geborenen und 1905 in Jena verstorbenen bedeutenden Theoretiker optischer Instrumente, ehrt eine 1980 in der ehemaligen DDR geprägte Silbermünze im Nennwert von 20 Mark. Sie zeigt auf ihrer Rückseite den Strahlengang durch Objek-

tiv und Okular eines Mikroskopes. Für Carl Zeiss (1816 in Weimar geboren und 1888 in Jena verstorben) wurde in der DDR im Jahre 1988 anlässlich seines 100. Todestages ebenfalls eine Silbermünze herausgegeben. Sie zeigt auf der Rückseite ein klassisches Zeiss-Mikroskop in der früher üblichen Konstruktion mit neigbarem Stativ, beweglichem Tubus und verstellbarem Lichtspiegel. Im gleichen Jahr brachte auch die Bundesrepublik in der Serie ihrer 10 DM-Silbermünzen eine Gedenkprägung für Carl Zeiss heraus.

Über die beiden damit geehrten Persönlichkeiten, denen die Mikroskopie entscheidende Erfindungen und Verbesserungen verdankt, haben Autoren des MIKROKOSMOS in früheren Ausgaben ausführlich berichtet: Gerhard Göke in MIKROKOSMOS 78(4), 104–107 (1989) über Carl Zeiss und Dieter Gerlach in MIKROKOSMOS 79(5), 139–146 (1990) über Ernst Abbe.



14. Ausschreibung des MICROTHEK-Wettbewerbs für Mikrofotografie

Der Verband Deutscher Biologen e.V. schreibt für 1993 den MICROTHEK-Wettbewerb für mikrofotografische Arbeiten über Gegenstände der belebten und unbelebten Natur aus. Die drei besten Arbeiten werden mit Geldpreisen in Höhe von 1.000 DM, 500 DM, 250 DM ausgezeichnet. Außerdem gibt es weitere Geld- und Sachpreise.

Die Wettbewerbsbedingungen sind zu erhalten von OStR E. Klein, Fraunhoferstr. 9, 3000 Hannover 1. Der Einsendeschluß ist der 31.03.1993.

Der Jury gehören an: Dr. Gerlach (Erlangen), Kage (Weißenstein), Klein (Hannover), Dr. Krause (Bad Nenndorf), Dr. Krauter (Stuttgart), Dr. Malzacher (Ludwigsburg).

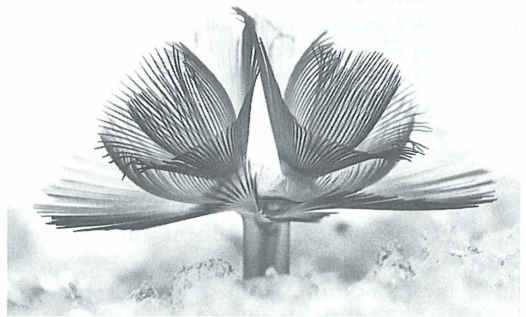
Die Preisträger des MICROTHEK-Wettbewerbs 1992 sind:

1. Preis (1.000 DM) Peter Schulz, A-1090 Wien, Farbdia: *Casuarina spec.*: Sproß, quer;
2. Preis (500 DM) Robin Wacker, D-8702 Güntersleben, Farbdia: Dünndarmzotten mit Becherzellen;
3. Preis (250 DM) Hans-Jürgen Steinkohl, D-8390 Passau, Farbdia: *Stephanosphaera pluviialis*: 2 Zellen mit Protoplasten.

Je 50 DM erhielten: Thomas Vogt, D-9435 Erla, Farbdia: Rotbuche, Wurzel: Mykorrhiza (Ausschnitt); M.I. Walker, GB-Penkrigde, Farbdia: ascorbic acid; Roland Herdtfelder, D-7410 Reutlingen, Farbdia: *Digitalis purpurea*: Antheren geschlossen; Richard Albrecht, D-8481 Altenstadt, Farbdia: *Sparmannia africana*: Blüte kurz vor dem Öffnen; Friedrich Wertl, A-3422 Hadersfeld, Farbdia: *Echinocactus grusonii*: Cuticula (Aufsicht); Peter C. Dartsch, D-7403 Ammerbuch 4, Farbdia: Vimentin und Zellkern in kultivierten Epithelzellen; Rudolf Váth, D-7919 Bellenberg, Farbdia: Amöbe.

Arbeiten folgender Teilnehmer sind auf Empfehlung der Jury zusätzlich in das MICROTHEK-Archiv aufgenommen worden:

Brüggmann, Karl (Hannover); Conge, Herve (Metz, Frankreich); Dethloff, Hans-Jörg (Was-



**Tentakelkrone des Borstenwurmes *Sabellaria*.
Microthek-Preisträger: Thomas Mönnig, Hüttlingen**

serliesch); Dorsch, Maximilian (Bamberg); Ehrhardt, Herbert (Leipheim); Elsässer, Hans-Peter (Marburg-Cappel); Foto-AG der ETS (Frankenberg); Kälin-Späni, Ignaz (Einsiedeln SZ, Schweiz); Kretz, Robert (Fribourg, Schweiz); Kreutz, Martin (Konstanz); Lange, Norbert (Siegen); Larsen, Hans Find (Faaborg, Dänemark); Laukötter, Gerhard (Oer-Erkenschwick); Liehr, Thomas (Höchststadt/Aisch); Mauz, Manfred (Tübingen); Mönnig, Thomas (Hüttlingen); Neidl, Franz (Mondsee, Österreich); Rose, Dirk (Felsberg-Böddiger); Rothermel, Rudolf (Bensheim 3); Schmidt, Ulrich C. (Freiburg); Schultes, Alfred (Wien, Österreich); Spura, Elke (Filderstadt); Thormann, Friedrich (Sulzbach); Tögel, Kurt (Karlsruhe); Weber, Günter (Wuppertal 1).

Den MICROTHEK-Anerkennungspreis (gestiftet von der MIKROKOSMOS-Redaktion) erhielten:

Alho, Pentti J. (Helsinki, Finnland); Foto-AG der ETS (Frankenberg); Jurčák, Jaroslav (Vsetin CSFR); Lowry, Stephen (Coleraine, England); Mayer, Philipp (Waldkirch); Philipp, Klaus (Niedernhausen); Rose, Uwe (Simmershausen); Steiner, Erich (Wien, Österreich); Trockenbrodt, Michael (Hamburg); Winterstein, Dietmar (Bad Münstereifel).

Erkennen von nützlichen und schädlichen Milben

Wolfgang Karg

Milben sind mikroskopisch kleine Tiere. Bisher sind etwa 30 000 Arten bekannt. Wir werden meist dann erst durch ihr Wirken aufmerksam, wenn sie sich bereits in Massen vermehrt haben. Viele schädigen Pflanzen aber auch Mensch und Tier. Andere müssen als nützlich bewertet werden. Frühzeitiges Erkennen und Unterscheiden ist wichtig.

Überall, wo tierisches Leben möglich ist, finden wir auch Milben: auf Pflanzen, in der Erde, im Wasser, am Meer sowie im Gebirge und auf Tieren. Selbst der Mensch beherbergt Milben. Während die Insekten im allgemeinen gut bekannt sind, weiß kaum einer etwas von Milben. Die meisten Milben sind nicht einmal einen Millimeter groß, die kleinsten ein Zehntelmillimeter, nur einige erreichen eine Länge von vier Millimetern.

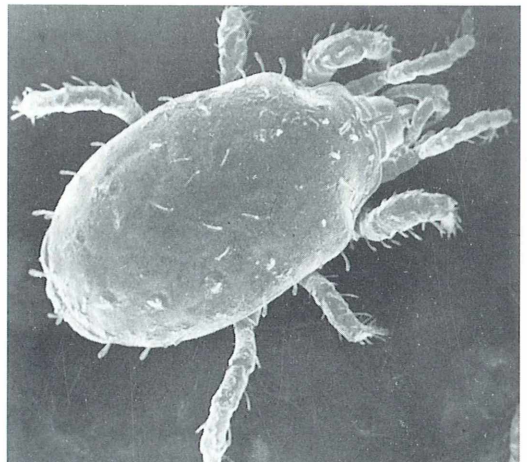
Wir bemerken sie deshalb nicht, wohl aber ihr Wirken. Wenn die Blätter der Obstbäume sich bräunen färben, einrollen, früh abgeworfen werden und die Früchte nicht ausreifen, dann sind winzige Spinnmilben daran schuld. Finden wir auf Lindenblättern viele kleine rote Hörnchen, so stammen sie von Gallmilben. Viele Menschen auf dem Lande kennen das Hautjucken im Herbst. Die Ursache sind die Bisse kleinster Milbenlarven aus der Familie der Trombiculidae. Auch in unseren Wohnungen gibt es Milben. In feinstem Staub von Polstermöbeln und unter den Matratzen lebt die Hausstaubmilbe; sie ernährt sich von den Schuppen, die sich ständig von unserer Haut ablösen und als weißes Pulver ansammeln. Die Milben können bei empfindlichen Personen Schnupfen und Asthma verursachen.

Milben leisten jedoch ebenfalls sehr Nützliches. Große Mengen, die in der Erde leben, spielen bei der Humusbildung eine Rolle und sorgen für die Fruchtbarkeit unserer Kulturböden. Andere Milbenarten sind Räuber und halten schädliche Artgenossen in Schach. Viele bringen uns weder Nutzen noch Schaden. So führen winzige Milben der Gattung *Demodex* ein ungestörtes Familienleben in unseren Hautporen, wo sie sich von Talg ernähren, ohne uns zu belästigen.

Betrachtet man die zur Klasse der Spinnentiere

zählenden Milben unter einer starken Lupe oder einem Präpariermikroskop, erkennt man deutlich die stark gegliederten Extremitäten. Milben haben vier Paar Gliedmaßen, also ein Paar Beine mehr als die Insekten. Das Hautskelett ist bis auf wenige Furchen zu einer einheitlichen Körperhülle verschmolzen. Wir finden bei den Milben nichts, was wir als Kopf bezeichnen könnten. Der Vorderkörper trägt vorn die Mundwerkzeuge. Sie bestehen normalerweise aus einem Paar Scheren, den Cheliceren, und den Tastern, den Pedipalpen. Bei einigen Arten, besonders bei den Pflanzenschädlingen, sind die Scheren zu Stechborsten umgewandelt.

Als Pflanzenschädlinge haben besonders die Spinnmilben (Familie Tetranychidae) in den letzten 25 Jahren von sich reden gemacht. Sie befallen viele Kulturpflanzen, vor allem Obstgehölze, Gurken, Bohnen und Zierpflanzen. Ei-



**Abb. 1: Vertreter der Mesostigmata, Raubmilbe *Macrocheles glaber* (Müll.)
REM-Aufnahme: Caspersen/Karg; 200x.**

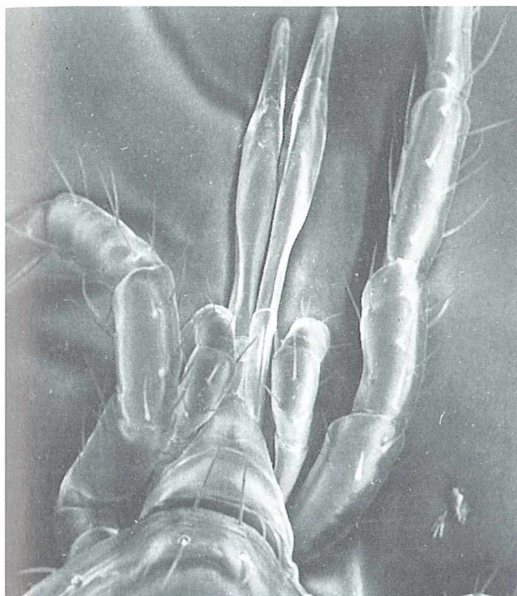


Abb. 2: Gnathosoma einer Raubmilbe mit ausgestreckten Mundwerkzeugen. REM-Aufnahme Caspersen/Karg; 100x.

nige Arten überziehen die Blattunterseiten mit feinem Gespinnst, daher der Name. Sie stechen in das Blattgewebe, saugen Pflanzensäfte, und es kommt zu hohen Ertragsverlusten. Meist werden die Schäden zu spät bemerkt. Frühzeitiges Erkennen und Unterscheiden der Arten ist daher wichtig. Die Bestimmung von Milbenarten ist aber oft nicht leicht. Zum Er-

kennen der Unterscheidungsmerkmale der Familien, Gattungen und Arten sind ausnahmslos spezielle Mazerationsmethoden und sorgfältige mikroskopische Präparationen Voraussetzung. 400- bis 1200fache Vergrößerungen eines Lichtmikroskopes sind erforderlich. Neuerdings wird auch das Rasterelektronenmikroskop herangezogen.

Als Merkmal der Familiengruppen (Unterordnungen) dient die Ausbildung der Atemlöcher, der Stigmen, ein bei stärkerer Vergrößerung zu erkennendes Merkmal. Zwei Hauptgruppen haben sich bei den Milben entwickelt, die Parasitiformes und die Acariformes (Tab. 1).

Einordnung von Milbenformen nach dem Habitus

Die Unterordnungen und Familiengruppen der Acarina können aber in der Regel ohne Vorbehandlung am Gesamtbild, am sogenannten Habitus, erkannt werden. Als Hilfsmittel genügt ein Präpariermikroskop mit 25facher Vergrößerung. Die Vertreter der Mesostigmata sind z. B. durch einen ovalen, gelb bis braun gefärbten Körper charakterisiert (Abb. 1), wobei vorn ein besonders differenzierter Körperteil für die Mundwerkzeuge, das sogenannte Gnathosoma, ausgebildet ist (Abb. 2). Die Stigmen stehen mit einer Atemrinne in Verbindung (Abb. 3). In diese Gruppe gehören viele Raubmilbenarten, die als Schädlingsfeinde Bedeutung haben.

Tabelle 1: Die Hauptgruppen sowie die wichtigsten Unterordnungen der Milben¹

Acari oder Acarina			
Parasitiformes	Acariformes		
Mesostigmata	Prostigmata	Astigmata	Cryptostigmata
Raubmilbenfamilien der Gamasina: Phytoseiidae Macrochelidae Pergamasidae Dermanyssidae (z. T. Blutsauger) der Uropodina: Schildkrötenmilben in Kompost- u. Treiberden	Pflanzensauger: Spinnmilben (Tetranychidae) Gallmilben (Eriophyidae) Weichhautmilben (Tarsonemidae) Blutsauger und Antagonisten von Blattläusen: Anystidae Trombididae	Milben in Vorratslagern Wurzelmilben Modernmilben an Gewächshauskulturen	Hornmilben im Boden, Humusbildner

¹ Einteilung nach der Lage der Atemöffnungen (Stigmata) am Körper meson = Mitte, pro = vorn, a = ohne, cryptos = verborgen

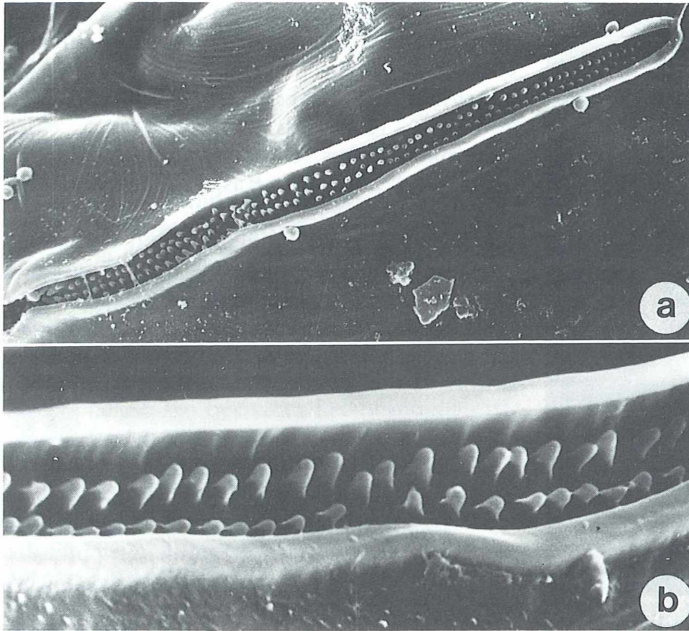


Abb. 3 a: Atemöffnung (Stigma) mit Atemrinne bei Raubmilben der Unterordnung Mesostigmata. REM-Aufnahme: Casperson/Karg; 500x.
b: Höhere Vergrößerung einer Atemrinne: zottenartige Bildungen dienen der Oberflächenvergrößerung, um einen besseren Sauerstoffaustausch zu ermöglichen. REM-Aufnahme: Casperson/Karg ; 17 000x.

Die Gruppe der Cryptostigmata ist durch einen harten, gepanzerten, stark gewölbten Körper charakterisiert. Diese Formen werden auch als Hornmilben bezeichnet (Abb. 4). Eine Gruppe umfaßt die Astigmata, weichhäutige, weiße, oft auffällig behaarte Tiere, die häufig massenweise in Lebensmittelvorräten auftreten (Abb. 5). Eine vielfältige Gruppe von verschiedenen Familien wird als Prostigmata zusammengefaßt.

Dazu gehören grün, rot oder gelb gefärbte Milben, die ebenfalls weichhäutig sind. Der Habitus zeigt oft eine drachenförmige Körperform (Abb. 6). Viele Arten sind Pflanzenschädlinge, wie die rötlich oder grünlich gefärbten Spinnmilben (Abb. 7 und 8). An einigen Beispielen sollen die Möglichkeiten für genauere Diagnosen der Gattungen und Arten erläutert werden.

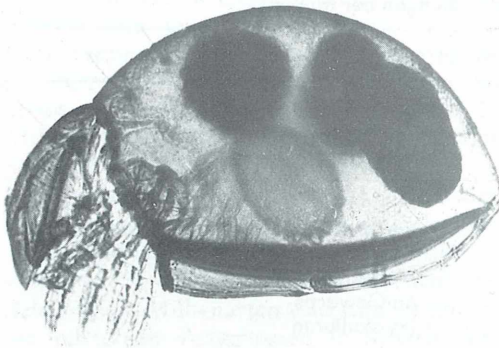


Abb. 4: Hornmilbe als Vertreter der Cryptostigmata. Man erkennt im Innern des Tieres dunkle Kotballen. Sie bilden nach der Ausscheidung die fruchtbare Humuserde. Foto: Karg; 150x.

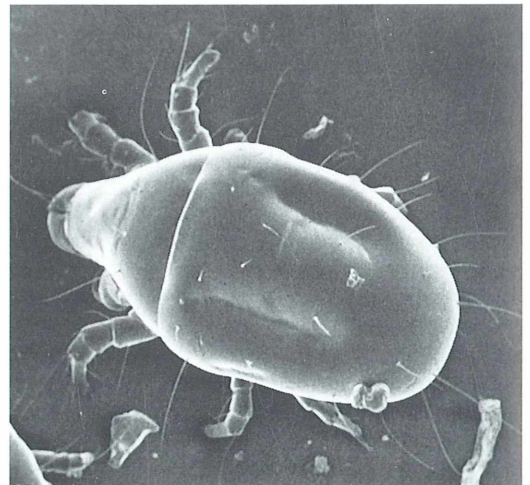


Abb. 5: Vertreter der Astigmata aus Lebensmittelvorräten, *Tyrophagus putrescentiae* (Schr.). REM-Aufnahme: Casperson/Karg; 200x.

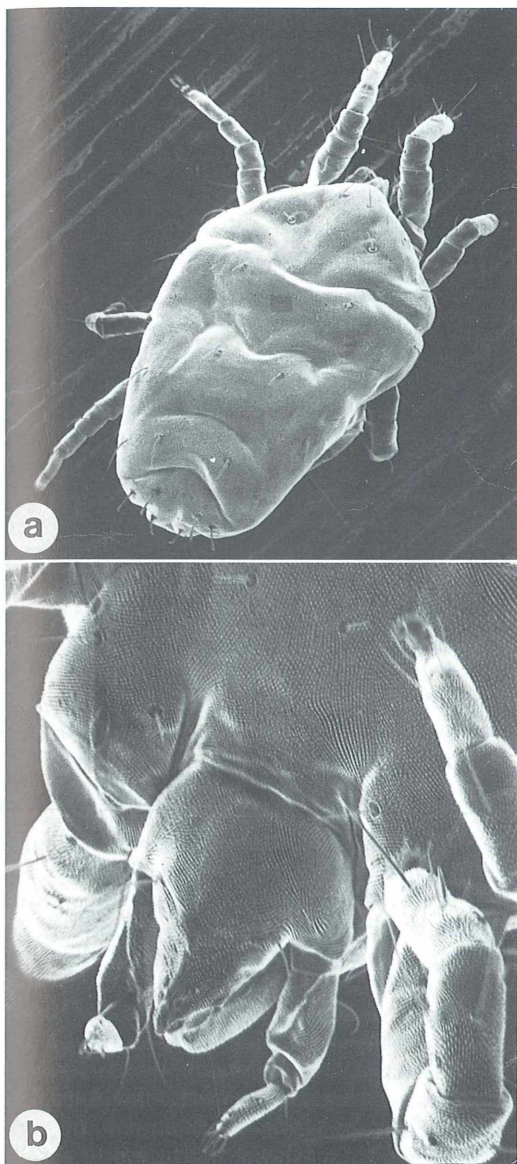


Abb. 6 a: Vertreter der Prostigmata, Staubmilbe *Tydeus caudatus* (Ant. Duges). REM-Aufnahme: Caspersen/Karg; 300 \times .
b: Vorderkörper der Staubmilbe von unten gesehen. REM-Aufnahme: Caspersen; 1000 \times .

Erkennen durch Farbe und Form

Der folgende Bestimmungsschlüssel ermöglicht die Ermittlung der wichtigsten Spinnmilbenarten im Obstbau nach Farbe und Form.

1. (oder 2 ?) Das erste Beinpaar auffallend lang, etwa so lang wie der Rumpf der Milbe und länger als die übrigen Beinpaare (Abb. 9 b), Rückenhaare sehr kurz und blattförmig (Abb. 12 a, b), Körper rotbraun, z. T. grünlich-braun gefärbt
 Braune Spinnmilben, Gattung *Bryobia* Koch
2. Das erste Beinpaar kürzer als der Rumpf und etwa so lang wie die übrigen Beinpaare (Abb. 9 a), Rückenhaare lang, borstenförmig, Körper rot oder grünlich gefärbt
3. (oder 6 ?) Körper rot gefärbt
4. (oder 5 ?) Körper dunkelrot gefärbt, die Rückenhaare stehen auf großen weißen Höckern (Abb. 9 a, 11), Körperlänge 0,7 mm
 Obstbaumspinnmilbe, *Panonychus ulmi* Koch
5. Körper hellrot, Rückenhaare ohne Höcker, Beine und Rückenhaare weißlich gefärbt, die Art stellt sehr dichte Gespinste her, überwinterte Weibchen leuchtend rubinrot, Körperlänge 0,65 bis 0,75 mm
 Weißdornspinnmilbe, *Tetranychus viennensis* Zacher
6. Körper grünlich gefärbt
7. (oder 8 ?) Körper durch aufgenommene Pflanzensäfte grünlichbraun, seitlich meist mit dunklen Flecken (Abb. 5), Rückenhaare ohne Höcker (Abb. 7), Larven noch farblos, überwinterte Weibchen kräftig orangerot, starke Gespinste auf den Blattunterseiten, Eier zuerst gelblich, dann orange gefärbt, Körperlänge 0,45 bis 0,60 mm
 Gemeine Spinnmilbe, *Tetranychus urticae* Koch
8. Körper gelbgrün gefärbt, länglich-oval, überwinterte Weibchen orangegelb gefärbt. Eiablage charakteristisch in Reihen neben den Mittel- und Seitenrippen der Blattunterseiten, Eier zuerst glasklar, dann gelblich, Körperlänge 0,3 bis 0,4 mm
 Gelbe Apfelspinnmilbe, *Eotetranychus pomi* Sepsasgarian

Auf vielen Pflanzen leben außer Spinnmilben sogenannte Staubmilben (Tydeidae). Sie gehören zu den kleinsten Tieren, die wir kennen. Ihr Körper ist 0,1 bis 0,3 mm lang und meist gelb gefärbt und drachenförmig (Abb. 6 a, 9 g). Die abgebildete Staubmilbe *Tydeus caudatus* (Ant. Duges) lebt auf den Blättern von Apfelbäumen. Vor allem auf der Unterseite der Blätter in den Winkeln der Blattrippen halten sich die Tiere

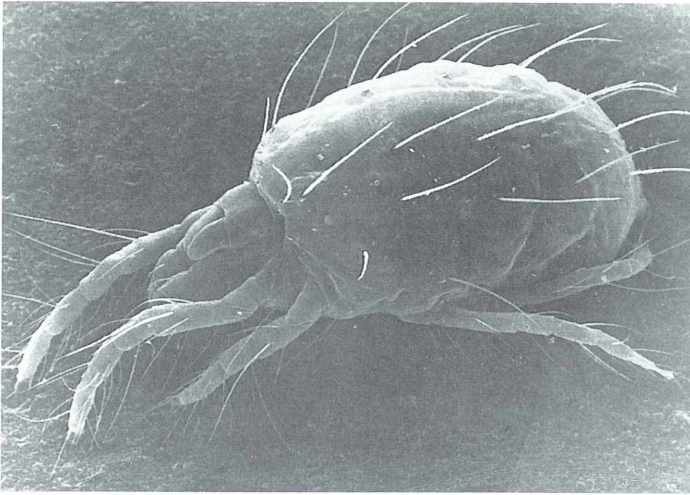


Abb. 7: Spinnmilbe *Tetranychus urticae* (Koch), weit verbreiteter Pflanzenschädling aus der Gruppe Prostigmata. REM-Aufnahme: Casperson/Karg; 250×.

gern auf. Ihre Mundwerkzeuge sind kleine, dolchförmige Borsten, die sie in das Blattgewebe stechen. Mit einer kleinen spitz zulaufenden „Schnauze“ (Abb. 6 b) wird Pflanzensaft gesaugt. Mit Hilfe von feinen Tasthaaren an den Endgliedern der Beine sowie an der Ober- und Unterseite des Körpers orientieren sich die Tiere in ihrer Umwelt. Augen sind nicht ausgebildet.

Staubmilben erreichen normalerweise keine hohen Vermehrungszahlen. Wir müssen sie als nützliches Glied in der Lebensgemeinschaft von Obstgehölzen einstufen. Staubmilben werden nämlich von kleinen Raubmilben gefressen, besonders dann, wenn diesen größere Beu-

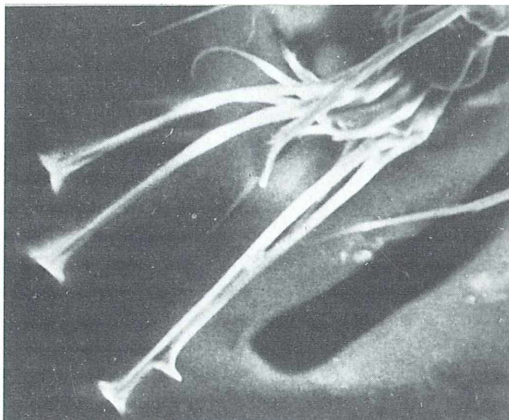


Abb. 8: Das Merkmal der Spinnmilben-Tetranychidae: 4 Hafthaare an den Klauen der Beine (tetra = vier, onychos = Krallen). REM-Aufnahme: Casperson/Karg; 3000×.

tiere fehlen. Dadurch können die nützlichen Räuber Zeiten überdauern, in denen z. B. die größeren, sehr schädlichen Spinnmilben nicht in genügender Menge vorhanden sind. Beginnen sich aber die für die Obstproduktion gefährlichen Spinnmilben zu vermehren, so sind bereits Raubmilben vorhanden, die nun aktiv werden können.

In die Gruppe der Prostigmata gehört weiterhin eine glänzend, leuchtend zitronengelb bis orange gefärbte Raubmilbe mit dem wissenschaftlichen Namen *Zetzellia mali* (Ewing) (Abb. 9 f). Die Raubmilbe erwies sich als wichtiger Antagonist von Spinnmilben und Gallmilben. Sie vermag sogar die relativ harten Schalen ihrer Eier zu durchstechen und auszusaugen. Im Winter wird die Raubmilbe bereits bei 5 °C aktiv und vertilgt dann Wintereier der Obstbaumspeckmilbe und von Blattläusen. Es entwickeln sich 3 bis 4 Generationen im Jahr. Flache milchig-durchsichtige, ebenfalls sehr kleine Milben erweisen sich als Vertreter der Weichhautmilben (Abb. 9 e). Arten in Erdbeerkulturen richten dort oft großen Schaden an. Auf Obstgehölzen lebende Arten können wir aber als indifferent einstufen.

Schadbilder an Pflanzenorganen zur Milbendiagnose

Eine merkwürdig abweichend gestaltete Gruppe bilden Gallmilben aus der Familiengruppe Prostigmata. Äußerlich sind die Arten sehr einheitlich. In Anpassung an pflanzenparasitische

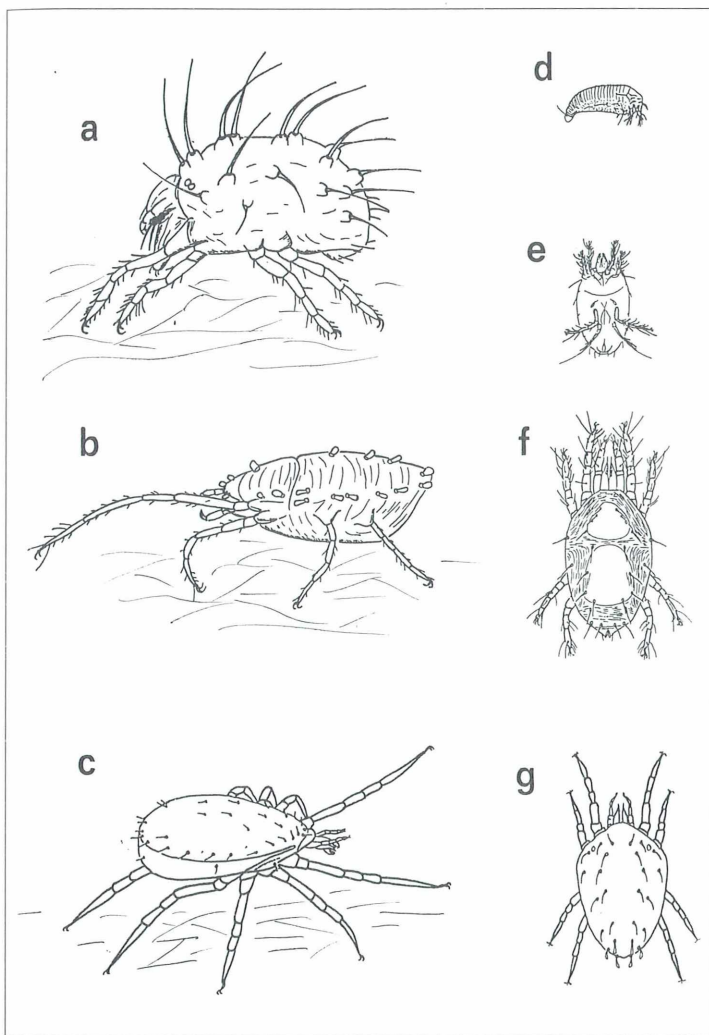


Abb. 9: Diagnostetafel für verschiedene Milbengruppen, die auf den Blättern von Pflanzen und Bäumen auftreten. a) Spinnmilbe, Körper 1/2 mm lang, rot oder grün-gelb, Körperhaare lang, Beine kurz. b) Braune Spinnmilbe, Körper 2/3 mm lang, weichhäutig mit Querfalten, rotbraune, kurze Haare, 1. Beinpaar verlängert. c) Raubmilbe der Phytoseiidae, Körper 1/3 bis 1/2 mm lang, mit festen Schilden, gelb, hellbraun, 1. Beinpaar verlängert, bei manchen Arten einzelne Haarpaare verlängert. d) Gallmilbe, Körper 1/5 mm lang, madenartig, gelb. e) Weichhautmilben, Körper 1/5 mm lang, flach, weiß oder gelb, Beine kurz. f) Raubmilbe *Zetzellia mali*, Körper 1/3 mm lang, oval, glänzend, zitronengelb bis orange, Beine kurz. g) Staubmilbe (Tydeidae), Körper 1/3 mm lang, drachenförmig, gelb, Beine kurz.

Lebensweise ist die Beinzahl von 8 auf 4 reduziert, der Hinterleib hat durch eine sekundäre Ringelung eine wurmförmige Gestalt erhalten (Abb. 9 d). Die Tiere sind durchschnittlich 1/10 mm lang. Die taxonomischen Artmerkmale betreffen geringe Unterschiede in den Haarbildungen, Breite der Ringelung und Ausbildung feiner Strukturlinien.

Im Gegensatz zur äußerlichen Gleichförmigkeit steht die ökologische Vielfalt und die unterschiedliche physiologische Beeinflussung des Wirtspflanzengewebes. Jede Gallmilbenart ist auf wenige verwandte Pflanzenarten, oft nur eine Art, spezialisiert. Nachdem am Habitus das Tier als Gallmilbe erkannt wurde, ist daher eine Diagnose viel einfacher und schnel-

ler an Hand von Wirtspflanze und Schadbild zu stellen. Als Beispiel sei die Gattung *Eriophyes* angeführt. In Mitteleuropa kommen als Wirtspflanzen z. B. *Rubus*-, *Prunus*-, *Vitis*-, *Artemisia*-, *Syringa*- und *Buxus*-Arten in Frage. Beim Pflanzengewebe werden folgende Veränderungen induziert (etwa dem Veränderungsgrad des Pflanzengewebes entsprechend geordnet, Abb. 10):

- hellgrüne Flecke auf der Blattoberseite, darunter auf der Blattunterseite haarlose Stellen (Himbeere): *Eriophyes gracilis* (Abb. 10 a)
- Haarfilzbildung an der Blattunterseite (Apfel): *E. malinus* (Abb. 10 b)
- Pockenbildung an der Blattoberseite (Birne, Apfel, Quitte, Pflaume): *E. piri* (Abb. 10 c)

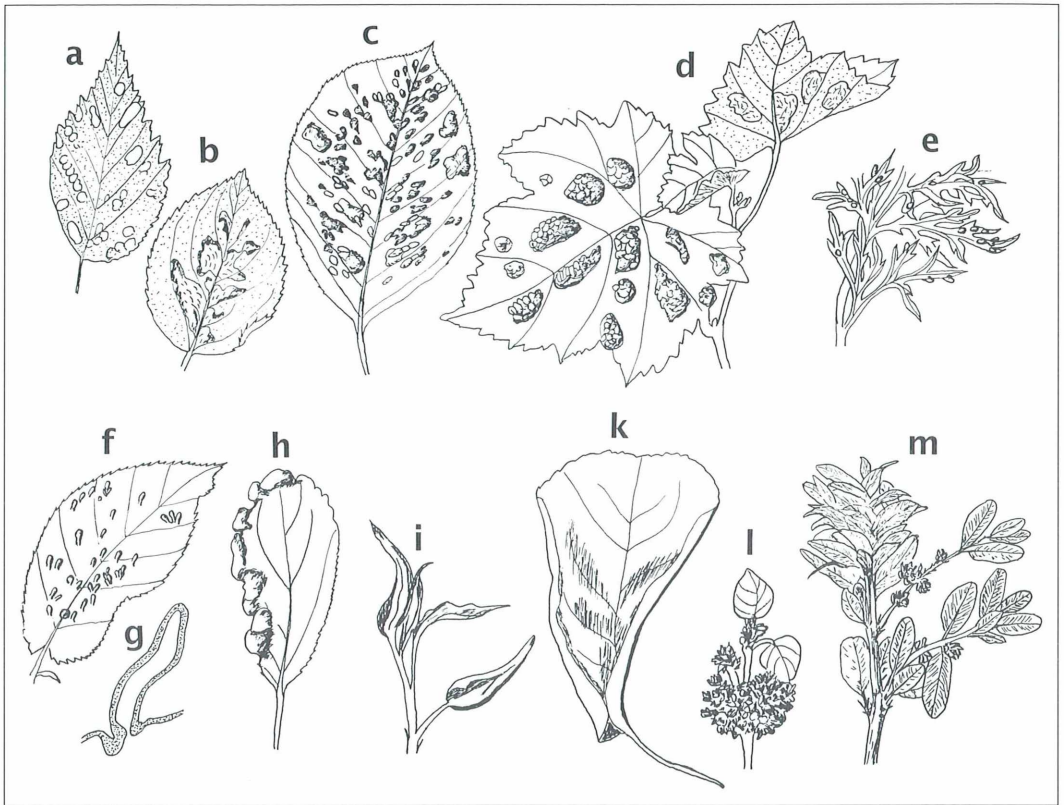


Abb. 10: Veränderungen des Blattgewebes durch verschiedene Gallmilbenarten der Gattung *Eriophyes* Siebold (nähere Erläuterung im Text).

- Haarfilz an der Blattunterseite und Pocken an der Blattoberseite (Weinrebe): *E. vitis* (Abb. 10 d)
- längliche Pocken auf der Blattoberseite (Beifuß): *E. tenuirostris* (Abb. 10 e)
- flaschenförmige Gallen an der Blattoberseite (Pflaume, Kirsche): *E. padi* (Abb. 10 f, g)
- Beutelgallen an den Blatträndern (Aprikose, Pflaume): *E. similis* (Abb. 10 h)
- Blattrandrollungen an Spitzentrieben (Birne, Quitte): *E. pirimarginetorquens* (Abb. 10 i)
- Rollungen an der Blattbasis (Apfel): *E. mali-marginetorquens* (Abb. 10 k)
- Knospengallen (Flieder): *E. loewi* (Abb. 10 l)
- dichte Verlaubung der Triebspitzen und Vergrünung der Blüten (Buchsbaum): *E. canestrinii* (Abb. 10 m).

Auf Apfel lebende Gallmilben bewegen sich frei auf der Blattunterseite. Es kommt zu keiner Gallenbildung. Beim Fehlen von Raubmilben können sich Gallmilben bei Apfel und Pflaume sehr stark vermehren. Durch ihre Saugtätigkeit

verursachen sie ähnliche Schäden wie Spinnmilben. Auf den Blättern werden kleine helle Flecke sichtbar. Schließlich verfärbt sich das ganze Blatt zuerst gelblich, dann bräunlich. Bei der auf Apfel lebenden Gallmilbe handelt es sich um *Aculus schlechtendali*. Meist verhalten sich die Gallmilben aber indifferent und dienen den Raubmilben gleichsam als Ausweichnahrung, wenn die Spinnmilben „knapp werden“.

Feinstrukturen der Körperbedeckung als Unterscheidungsmerkmale

Nicht so eindeutig ist die Diagnose bei einigen Gattungen der Spinnmilben zu stellen. Um die Arten zu bestimmen, müssen Mikrostrukturen herangezogen werden. Sie bestehen z. T. in geringen Abweichungen von Haarformen oder sogar nur in Strukturabweichungen der Haut. Die Arten der Gattung *Bryobia* Koch an Obstgehölzen und an Gras unterscheiden sich, z. B.

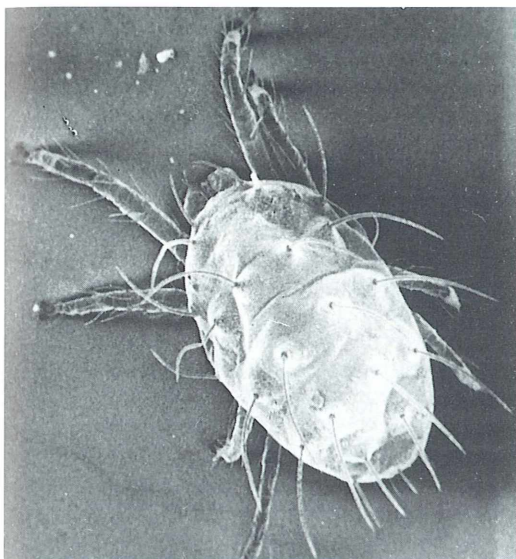


Abb. 11: Obstbaumspeinnmilbe-*Panonychus ulmi* Koch- mit kräftigen Rückenhaaren, die auf Höckern stehen. REM-Aufnahme: Casperson/Karg; 250x.

an der Anordnung feiner Schüppchen von 1/1000 bis 1/500 mm Länge auf den blattförmigen Haaren (Abb. 12). *Bryobia rubrioculus* hat 9 bis 11 Reihen von Schüppchen (Abb. 12 a), *Bryobia graminum* 5 bis 7 Reihen von Schüppchen (Abb. 12 b). Manche Spinnmilbenarten unterscheiden sich zwar in ihren Lebensansprüchen, sind aber nach Merkmalen schwer zu trennen. Die Gemeine Spinnmilbe *Tetranychus urticae* (Abb. 7) z. B. ist kosmopolitisch ver-

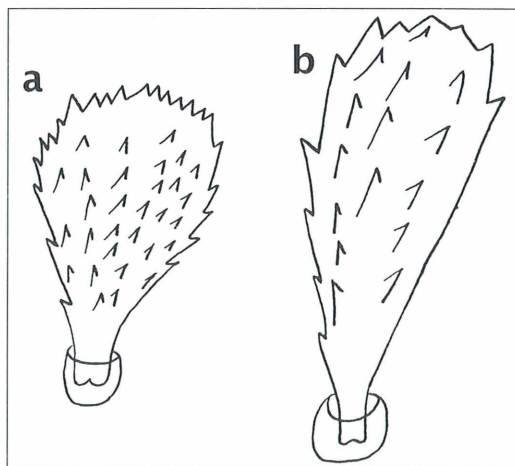


Abb. 12: Rückenhaare von zwei verschiedenen Arten der Spinnmilbengattung *Bryobia* Koch. 1000x.

breitet und tritt sowohl im Freiland als auch in Gewächshäusern auf. Durch die rote Färbung sind zwei weitere Arten von *T. urticae* zu unterscheiden: *T. cinnabarinus* und *T. dianthicus*. Sie treten bei uns nur in Gewächshäusern auf. Morphologisch sind *T. cinnabarinus* und *T. dianthicus* nur durch abweichende Lappungen an den Hautfalten zu trennen. Hier gelangen wir an die Leistungsgrenzen des Lichtmikroskopes. Man hat daher begonnen, zur Untersuchung das Rasterelektronenmikroskop einzusetzen.

Verfasser: Prof. Dr. Wolfgang Karg, Hohe Kiefer 152, O-1532 Kleinmachnow

Kurze Mitteilung

Lousiana Moos als Umwelt-Indikator

Das Lousiana-Moos, die verschiedenen Arten der epiphytischen Gattung *Tillandsia*, sind keine Moose, wie der Name suggeriert, sondern gehören zur Familie der Bromeliaceen (Anasgewächse). Sie gedeihen in feuchter Atmosphäre an Drähten ohne Kontakt zum Boden, denn sie haben keine Wurzeln. Es hat sich nun gezeigt, daß diese Pflanzen unempfindlich sind für Begasung mit Ozon oder Schwefeldioxid. Dies dürfte damit zusammenhängen, daß die Spaltöffnungen dieser Luftpflanze sehr eng sind, so daß sie auf kurzfristige toxische Bega-

sung nicht reagiert. Hingegen ist es möglich, die Tillandsien als Indikatoren für technische Metalle, wie Blei und Nickel, heranzuziehen. Sie könnten also dann Verwendung finden, wenn Flechten, die meist als Monitore für Umweltgifte benutzt werden, nicht mehr brauchbar sind.

Martinez, J.D., Nathany, M., Dharmarajan, V.: Spanish moss, a sensor of lead. *Nature* 233, 564-565 (1971).

Benzing, D.H., Arditti, J., Nyman, L.P., Temple, P.J., Bennett, J.P.: Effects of ozone and sulfur dioxide on four epiphytic Bromeliads. *Environmental and experimental Botany* 32, 25-32 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Plasmaströmungen und Zelloszillationen im Schleimpilz *Physarum polycephalum*

Morten M. Laane und Ragnhild Halvorsrud

Das Plasmodium des Schleimpilzes *Physarum polycephalum* ist ein faszinierendes Modellsystem zur Untersuchung von Strömungsvorgängen im Cytoplasma. Diese auffälligen Plasmaströmungen, die der Mikroskopiker grundsätzlich auch in vielen anderen Zellen beobachten kann, werden von Proteinen gesteuert, die in Aufbau und Leistung den Funktionsproteinen der Säugetiermuskeln sehr ähnlich sind. Die Zellbiologen Morten M. Laane und Ragnhild Halvorsrud berichten hier über ihre neueren Untersuchungen an einem sehr merkwürdigen Lebewesen.

Die Myxomyceten oder plasmodialen Schleimpilze sind sehr eigenartige Organismen. Sie beginnen ihre Entwicklung als begeißelte Einzeller (Myxoflagellaten) oder unbegeißelte Myxamöben, die paarweise miteinander verschmelzen und durch weitere Teilung eine große, manchmal sogar riesige Plasmamasse, das Plasmodium, bilden. Im Unterschied zu anderen Verwandtschaftsgruppen ist das Plasmodium bei den Myxomyceten nicht zellig organisiert. Die zahlreich vorhandenen Zellkerne und alle anderen Zellorganellen liegen frei im Plasma. Somit besteht das Plasmodium eigentlich aus einer einzigen, bis ins Riesenhafte vergrößerten Zelle. Beim Schleimpilz *Physarum polycephalum* kann es bis zu 2×2 m groß werden.

Die Riesenzelle gliedert sich in ein auffälliges Netzwerk mit zahlreichen verzweigten, kleineren und größeren Adern (Abb. 1). Darin kann man im Lichtmikroskop (ähnlich wie bei einer Amöbe) stationäres, gelartiges Ektoplasma und flüssiges, strömendes Endoplasma unterscheiden. Im Ektoplasma der Zelle lassen sich die in charakteristischen Mustern angeordneten, faserartigen Stränge aus speziellen Proteinen darstellen. Diese Faserstrukturen können sich ähnlich wie Muskeln durch Kontraktion verkürzen. Zudem bestehen sie aus dem gleichen Funktionsproteinkomplex Actomyosin wie Muskelfibrillen. Wenn sie kontrahieren, zwingen sie die flüssigen Teile des Cytoplasmas in den Adern zu Fließ- und Strömungsbewegungen. Das flüssige Cytoplasma enthält die Zellkerne, Mitochondrien und andere Zellor-

ganellen aber auch sonstige Einschlüsse oder bei Freßvorgängen eingeschleuste Bakterien. Meist fließt der Inhalt aller Adern zu einem bestimmten Bereich des Plasmodiums. Nach Sekunden oder Minuten kehrt sich die Strömungsrichtung jedoch wieder um, weil an einer anderen Stelle Druck auf das Zellinnere ausgeübt wird und der zuvor kontrahierte Bereich erschlafft. Bei jeder plasmodialen Riesenzelle läßt sich daher ein vorderer und ein hinterer Bereich unterscheiden, zwischen denen das flüssige Cytoplasma regelrecht pulsiert. Die Anordnung in verzweigten Adern tritt vor allem bei älteren Plasmodien auf. Genauere Messungen ergeben, daß der Durchmesser der Adern in Abhängigkeit von der Richtung des Flüssigkeitsstromes periodisch schwankt (Abb. 2).

Schon um 1950 untersuchte man mit recht einfachen Methoden unter Direktbeobachtung des Plasmodiums im Lichtmikroskop die eigenartige Pendelströmung, die man auch Zelloszillation nennt. Der japanische Zellbiologe N. Kamiya konnte neben Intensitätsmessungen des wechselnden Cytoplasmastromes auch die Größenveränderungen einzelner Adern in Abhängigkeit von der Zeit erfassen. In beiden Fällen ergab sich eine sinusartige Kurve, die man wohl als Ausdruck einer inneren periodischen Schwankung bzw. als Zelluhr verstehen kann. Die Zelluhr von *Physarum* geht allerdings nicht allzu exakt. Bei niedrigen Temperaturen geht sie sehr viel langsamer und außerdem kann man sie durch Eingriffe in bestimmte chemische Prozesse innerhalb der Zelle verstellen,

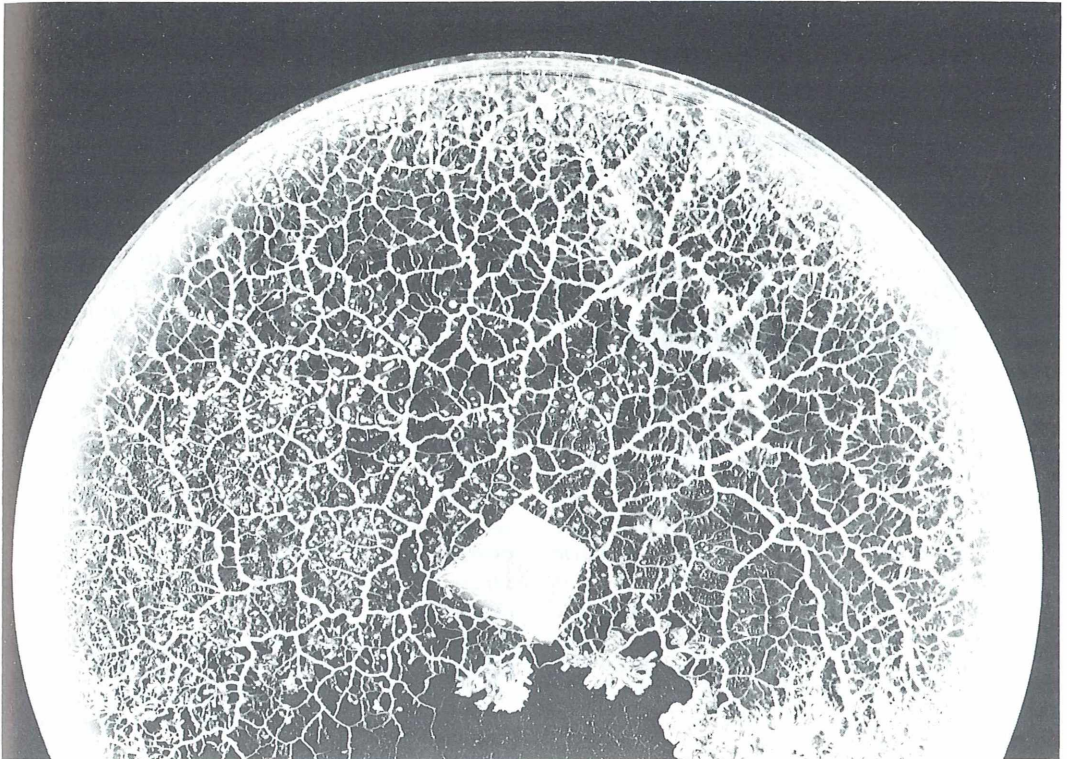


Abb. 1: Erscheinungsbild eines Plasmodiums von *Physarum polycephalum*, in einer Petrischale kultiviert. Wir verwendeten für unsere Versuche und Untersuchungen den haploiden Stamm Colonia („Cl“). In der Mitte der Petrischale erkennt man die Impfstelle (altes Agarstück). Innerhalb des stark verzweigten Adernetzes fließt das Cytoplasma rhythmisch zwischen dem Zentrum der Petrischale (Impfstelle) und dem wachsenden Rand des Plasmodiums hin und her. Zur besseren fotografischen Darstellung wurde der Nährboden mit Aktivkohle eingeschwärzt.

beispielsweise durch Veränderungen des Spiegels an Calcium-Ionen.

Viele Befunde sprechen dafür, daß gerade die Mitochondrien (die als Orte der Zellatmung mit ihrem Stoffabbau die Basis für alle energieabhängigen Prozesse in der Zelle liefern) für die Strömungsbewegungen völlig unentbehrlich sind. Wenn man nämlich experimentell den energieliefernden Abbau von Zuckern unterbricht, erreicht man gleichzeitig auch eine zeitweilige Blockierung der auffälligen Pendelströmungen. Die Energiezufuhr durch den Atmungsstoffwechsel in den Mitochondrien ist also äußerst bedeutsam für die Steuerung auch der Strömungsabläufe.

Bei der Pendelströmung (Strömungsoszillation) verhält sich das gesamte Plasmodium unabhängig von seiner tatsächlichen Größe wie ein einheitliches synchronisiertes System. Die Kon-

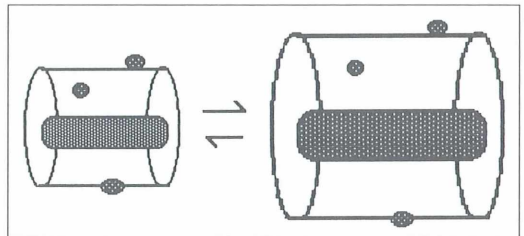


Abb. 2: Das Schema zeigt den Wechsel einer einzelnen Ader zwischen zusammengezogenem (links) und erschlafftem Zustand (rechts). Die einzelnen Adern verändern sich rhythmisch sowohl im Durchmesser als auch in der Länge. Wenn man körniges Material auf die Adern streut oder in sie einbettet, lassen sich die Bewegungsabläufe sehr gut verfolgen. Der gerastert dargestellte Bereich ist das strömende Endoplasma.

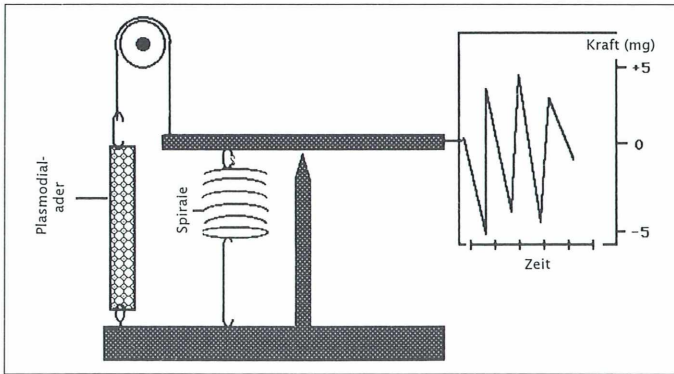


Abb. 3: Diese stark vereinfachende Skizze erläutert das technische Vorgehen bei der tensiometrischen Erfassung der Oszillationsbewegungen. Dazu hängt man eine Plasmodialader an zwei Drahthäkchen an einer genügend empfindlichen Wägevorrichtung (z. B. Federwaage) auf. Die Ader entwickelt bei ihren rhythmischen Bewegungen Kräfte von ± 5 mg. Diese Kräfteschwankungen lassen sich leicht aufzeichnen.

traktion der speziellen Proteine in den Aderwänden setzt in einem bestimmten Teil des Plasmodiums ein, und gleichzeitig erschlaffen die Aderwände im jeweils anderen Teil der Riesenzelle. Die in Quer- oder Längsrichtung der Adern wirksamen Kontraktionen sind periodisch und phasengleich. Ihre Periode liegt zumindest für eine gewisse Zeit fest und beträgt für kleine Plasmodien mit Durchmessern von 2–4 mm etwa 20 s, für größere mit Durchmessern von etlichen Zentimetern bis zu 4 min. Die auffälligen Zelloszillationen kann man mit verschiedenen Methoden untersuchen. Neben sehr einfachen Direktverfahren bieten sich auch verschiedene ausgeklügelte Methoden an. Mehrere Autoren haben eine Technik benutzt, die man Tensiometrie nennt (Abb. 3). Sie erfordert eine ziemlich empfindliche Vorrichtung, mit der man Dehnkräfte in den Adern des Plasmodiums direkt messen kann. Bei der einzigen Ader können dabei Kräfte bis zu 5 mg auftreten. Um die hydrostatischen Druckänderungen innerhalb der Zelle zu erfassen, wurde eine

besondere hydraulische Doppelkammer entwickelt (Abb. 4). Ein spezielles Manometer registriert die Oszillationen in Gestalt einer Zickzackkurve. Bei einem Plasmodium von wenigen Zentimetern Durchmesser entsprechen die in einer solchen Kammer registrierten Druckunterschiede ungefähr 10 mm Wassersäule.

Zellbewegungen gehören trotz intensiver Forschung immer noch zu den vergleichsweise wenig verstandenen biologischen Phänomenen. Die Riesenasmodien von *Physarum* bieten sich mit ihren auffälligen Strömungsprozessen für eine detaillierte Untersuchung solcher Erscheinungen in besonderem Maße an, eröffnen aber auch gleichzeitig die Möglichkeit, genaueren Einblick in solche Abläufe zu gewinnen, die man gewöhnlich als biologische Uhr oder Zelluhr bezeichnet. Viele Fragen zum Aufbau und zur Steuerung dieser Zelluhren sind noch völlig ungeklärt, so daß die künftige zellbiologische Forschung hier noch ein ergiebiges Tätigkeitsfeld vorfinden wird.

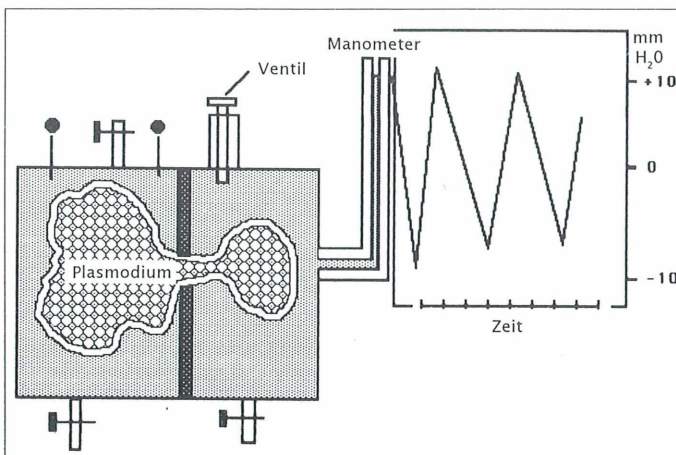


Abb. 4: Die Zelloszillationen lassen sich ebenso gut auch mit Hilfe eines empfindlichen Manometers als Druckschwankungen registrieren. Dazu sperrt man ein großes Plasmodium zwischen zwei hydraulischen Kammern ein und mißt die Druckveränderungen an einer Flüssigkeitssäule. Sie können ± 10 mm Wassersäule erreichen.

Kultur von *Physarum*

Plasmodien von *Physarum* sind in Petrischalen relativ leicht auf McArdules-Medium zu kultivieren. In einem früheren Aufsatz im MIKRO-KOSMOS (Laane, 1990) wurde bereits eingehend beschrieben, wie man dieses Nährmedium ansetzt und Objektträgerkulturen von Plasmodien ansetzt. Im gleichen Aufsatz sind auch Bezugsquellen für diesen Organismus angegeben.

Nach einigen Überimpfungen verliert das Plasmodium allerdings die Fähigkeit, sich weiter zu entwickeln. Dem kann man mit folgender Methode entgegenwirken:

1. Einige Erlenmeyerkolben (150 ml) werden mit 20 ml McArdules-Medium (ohne Agar und Haemin) hitzesterilisiert. Nach dem Abkühlen gibt man 1,5 ml sterile Haemin-Lösung zu.
2. Ein etwa 1 cm² großes Stück eines Plasmodiums wird jetzt überimpft.
3. Anschließend verschließt man den Kolben mit steriler Alu-Folie und dichtet mit Klebeband ab, um das Eindringen von Pilzsporen oder Bakterien zu verhindern.
4. Nun stellt man den Ansatz im Dunkeln auf einen kleinen Laborschüttler bei etwa 120 Bewegungen/min. Das überimpfte Plasmodium zerfällt bald in mehrere 2–4 mm große Kleinplasmodien, die wieder wachsen und sich teilen.
5. Die Kleinplasmodien entnimmt man mit einer sterilen Pasteur-Pipette und überträgt sie in ein neues Kulturgefäß. Im Gegensatz zu den Agarkulturen muß man streng darauf achten, daß alle Ansätze steril bleiben.
6. Man überimpft einige Kleinplasmodien zunächst auf ein steriles Millipore-Filter auf Agar. Nach einigen Stunden verschmelzen die verschiedenen Kleinplasmodien und wachsen zu einem synchronisierten Großplasmodium heran.
7. Einen Teil der Schüttelkultur behält man zurück, bis die Kleinplasmodien dunkel- bis orange-gelb werden – sie sind dann in eine lagerungsfähige Dauerform übergegangen. Die alte Nährflüssigkeit filtriert man über ein Faltenfilter und läßt die Dauerstadien etwa eine Woche lang bei Zimmertemperatur und in der Dunkelheit trocknen. Steriles Arbeiten ist dabei nicht erforderlich. In einem Papierumschlag kann man sie bei Raumtemperatur einige Monate lang aufbewahren, in einem trockenen Behälter im Kühlschrank sogar länger als ein Jahr. Neue

Plasmodien erhält man, indem man ein Stück Filtrierpapier mit den eingetrockneten Dauerstadien einfach auf ein frisches McArdules-Agarmedium überimpft. Filtrierpapierstückchen mit Dauerstadien sind zudem versandfähig und können in dieser Form an andere Untersucher verschickt werden. Der Verfasser stellt solche Proben auf Anfrage gerne zur Verfügung.

Mikrokulturkammern

1. Mikrokulturkammern kann man im Selbstbauverfahren aus gewöhnlichen Objektträgern zusammensetzen. Mit einem Glasschneider trennt man schmale Glasstreifen ab, um einen Rahmen von etwa 1,5 mm Tiefe herzustellen. Darin wird die Riesenzelle kultiviert (Abb. 5).
2. Gleiche Volumina Vaseline und Lanolin schmilzt man bei etwa 60 °C im Wasserbad und verrührt die Mischung gut. Die noch heiße Mischung füllt man in gewöhnliche Injektions-spritzen aus Plastik (25 ml Inhalt). Nach weiterem Abkühlen kann man die Mischung aus der Kolbendüse (ohne Injektionsnadel) als feinen Strang herausdrücken. Die Rahmenteile aus Glasstreifen lassen sich mit dieser ungiftigen Klebemischung leicht auf dem Objektträger befestigen.
3. Nun gibt man flüssiges McArdules-Medium in dünner Schicht auf die Unterseite eines Deckglases. Dieses stellt ein gutes Anwachsen des Plasmodiums sicher.

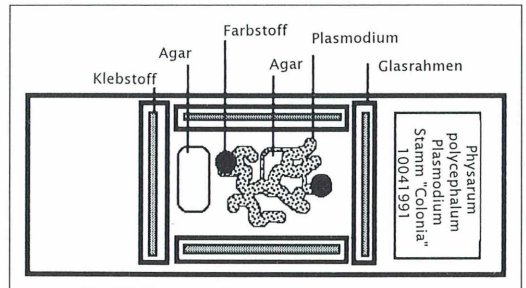


Abb. 5: Kulturkammer für Untersuchungen mit dem Fluoreszenzmikroskop. Ein Rahmen aus schmalen Glasstreifen wird mit einer Vaseline-Lanolin-Mischung auf einen gewöhnlichen Objektträger geklebt. Ein bis zwei Tropfen eines Fluoreszenzfarbstoffs werden zum Plasmodium hinzugefügt. Die Farbstoffteilchen werden innerhalb von etwa 24 Stunden von der Zelle eingeschleust und in der Aderwand festgelegt.

4. Eine kleine Scheibe (ca. 9×9 mm groß, 1 mm dick) festes Agarmedium gibt man in die Kulturkammer und überimpft dann nahe am frischen Agar ein Plasmodiumstück (etwa 5×5 mm groß). Absolute Sterilität ist bei diesen Arbeitsschritten nicht erforderlich.

5. Schließlich fügt man einen Tropfen Fluoreszenzfarbstoff hinzu. Sehr gut geeignet ist beispielsweise „Conrad Fluorescent Light Color Nr. 1“ (Vertrieb durch Arngren Electronics, Box 203, Skoyen 0212, Oslo 8, Norwegen; Katalog-Nr. 58 13 30). Die Fluoreszenzpartikel werden von der Zelle nicht aufgenommen oder verdaut.

Filmische Dokumentation des Oszillationsmusters

Die unlöslichen Partikel des Fluoreszenzfarbstoffs, die man auf das Plasmodium gibt, werden durch die Strömungsbewegungen zu verschiedenen Teilbereichen der Riesenzelle transportiert. Einige Körnchen bleiben im strömenden Cytoplasma, andere bleiben dagegen in den gelarteten Bereichen der einzelnen Adern hängen. Die Bewegungen der fluoreszierenden Granula kann man mit Hilfe einer aufgesetzten Mikrofotoeinrichtung im Fluoreszenzmikroskop sehr einfach als helle Spuren auf dem Film festhalten (Abb. 6 a–c). Für die Dokumentation der Bewegungsabläufe empfiehlt sich folgendes Vorgehen:

1. Die x-Achse des Kreuztisches sollte sehr langsam und gleichförmig mit Hilfe eines Motors bewegt werden (Abb. 7). Auf diese Weise kann man auf einem Film sehr viele oszillierende Spuren aufzeichnen (Abb. 6 b und 8). Den erforderlichen Kreuztischmotor kann man mit einfachen Mitteln selbst herstellen.

Man klebt dazu einen genügend starken Eisenmagneten mit Araldit oder einem anderen Klebstoff auf das rotierende Zifferblatt einer kleinen Laboruhr (z. B. Kurzzeitwecker), einen zweiten auf den entsprechenden Stellknopf am Kreuztisch des Mikroskops. Die Uhr baut man nun so neben dem Mikroskop auf, daß ihr ro-

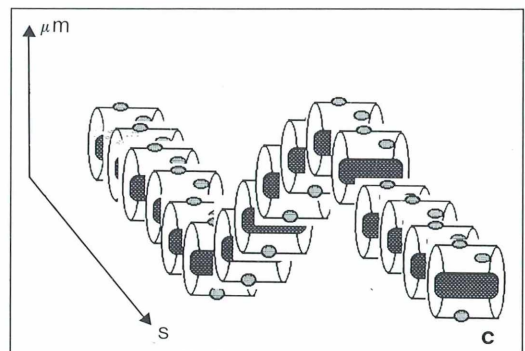
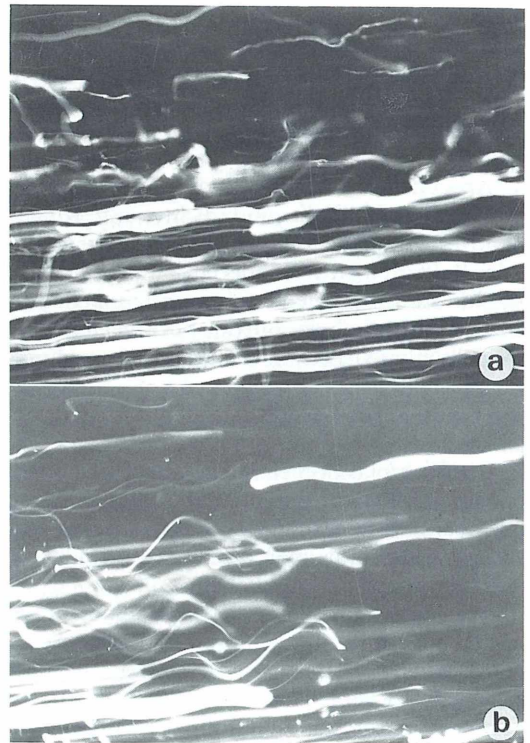


Abb. 6a–c: Auf einem niedrigempfindlichen Schwarzweißfilm wurden die „Laufspuren“ fluoreszierender Teilchen in einem Plasmodium aufgezeichnet, während ein Motor gleichzeitig die x-Achse des Kreuztisches bewegte. **Abb. 6a** zeigt die sinusartig wiedergegebenen Spuren eines älteren Plasmodiums mit nur noch geringfügig vorhandener Pendelströmung, **Abb. 6b** das Aktivitätsbild eines jungen, sehr rasch strömenden Plasmodiums. Völlig geradlinige Spuren von leuchtenden Partikeln außerhalb der Zelle. **Abb. 6c** erläutert die Entstehung der Leuchtspuren. Die Zelle wurde während der Aufnahmen von **Abb. 6a** und **6b** gleichmäßig entlang der x-Achse bewegt. Ein Teil der Ader zeigt Pendelströmungen in Phase mit dem Rest des Zellmaterials in der Nachbarschaft. Die Vorwärts- und Rückwärtsbewegungen zeichnen daher ein Kurvenbild.

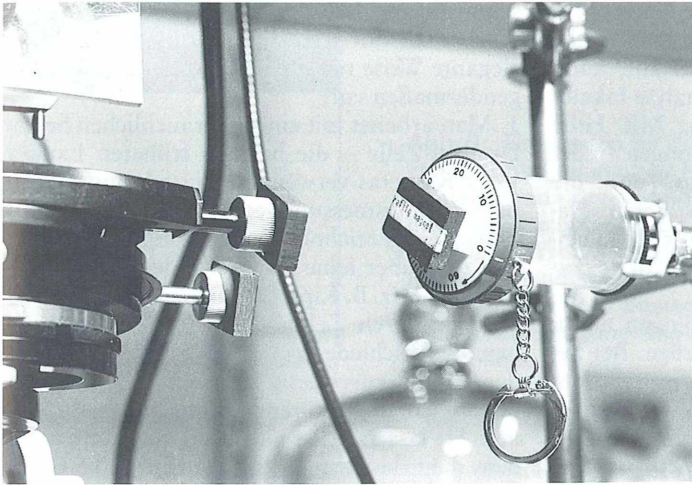


Abb. 7: Vorrichtung zum gleichförmigen Drehen des x-Achsen-Stellknopfes am Kreuztisch. Ein einfacher Kurzzeitwecker liefert über einen aufgeklebten Eisenmagneten die Antriebskraft. Die Uhr ist in eine laborübliche Stativklammer eingespannt.

tierender Magnet den zweiten Magneten am Kreuztisch kontinuierlich mitführt.

2. Jetzt sucht man sich im *Physarum*-Präparat eine Ader mit sehr wenigen auch bei gewöhnlicher Beleuchtung gut erkennbaren Fluoreszenz-Körnchen im Cytoplasma. Diese Ader sollte parallel zur x-Achse des Kreuztisches verlaufen.

3. Jetzt schaltet man das normale Mikroskopierlicht aus und die Fluoreszenzbeleuchtung ein. Wichtig ist, daß man kein Anregungslicht aus einer Hg-Hochdrucklampe verwendet, deren UV-Strahlung *Physarum* nicht verträgt, sondern möglichst das Licht aus einer Halogenlampe verwenden, die die Zelle nicht schädigt und stundenlange Beobachtungen ermöglicht.

4. Die stark fluoreszierenden Granula sind jetzt gegen einen dunklen Bildhintergrund sehr gut erkennbar. Empfehlenswert ist die Verwendung eines Erregerfilters BG12 und eines Sperrfilters LP530. Als Objektiv haben wir ein Zeiss Neofluar 25x/0.80 mit Korrektionsring für Wasser/Glycerin/Öl verwendet, das klare, helle Bilder mit einer akzeptablen Tiefenschärfe liefert. Die beschriebene Technik ist auch an kleineren Labormikroskopen einsetzbar, sofern eine Fluoreszenzeinrichtung vorhanden ist.

5. Als Aufnahmematerial verwendet man einen niedrigempfindlichen Schwarzweißfilm (etwa 15 DIN). Belichtet wird so lange, wie ein Fluoreszenzkörnchen braucht, um von einer Seite des Präparates zur anderen zu wandern. Gewöhnlich benötigen sie für diese Strecke etwa 12 min.

Abbildung 8 zeigt die Oszillationskurven, die

von einem Dutzend Fluoreszenz-Granula erhalten wurden. Die Körnchen befanden sich im Ektoplasma einer parallel zur x-Achse des Kreuztisches ausgerichteten Ader. Der Startpunkt jedes Körnchens wurde mit einem Kreis markiert. Verwendet man die Startpunkte als Referenzpunkte, läßt sich leicht erkennen, daß die Kurven für die Punkte a und g phasengleich sind. Teile der Kurvenpaare a/i, a/k sowie a/m befinden sich ebenfalls in Phase. Phasen-

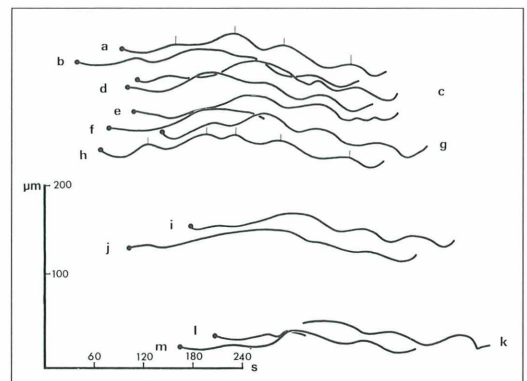


Abb. 8: Spurenanalyse von 12 fluoreszierenden Körnchen im Cytoplasma einer *Physarum*-Ader während eines Laufs über 12 min 40 s. Das Kurvenpaar a/g befindet sich in Phase, die Paare a/i, a/k und a/m nur teilweise. Außer Phase sind a/d, a/b, a/h, a/e und a/f. Die Vertikalachse des Plasmodiums mißt 400 µm. Die Durchschnittsbewegungen in verschiedenen Teilen eines größeren Plasmodiums bewegen sich fast immer in Phase zueinander.

ungleich verhalten sich dagegen die Kurvenpaare a/d, a/b, a/h, a/e und a/f. Nimmt man solche Kurvenzüge auf einem Videoband auf, kann man sogar eine sehr detaillierte Analyse lokaler Cytoplasmabewegungen erstellen. Mit Hilfe vergleichsweise einfacher Berechnungen findet man dann beispielsweise heraus, daß die Durchschnittsbewegungen auf größeren Flächen (etwa 0,5 cm²) innerhalb der Beobachtungszeit ebenfalls eine sinusförmige Welle darstellen.

Vor allem interessiert den Zellbiologen natürlich die Frequenz solcher Kurvenzüge. Bei Betrachtung der Halbperioden (T) zeigen die einzelnen Kurven geringfügige Abweichungen voneinander (Kurve a: T = 1,25 min; Kurve g: T = 1,27 min; Kurve h: T = 1,04 min). Da jedoch nur vier Perioden berechnet wurden, ist der Fehler wahrscheinlich größer als die Abweichungen in allen Bereichen des Plasmodiums. Im einzelnen Plasmodium kann die Frequenz für längere Zeit erstaunlich stabil bleiben. Mit einem Kleinbildfilm (36 Bilder) könnte man theoretisch etwa sieben Stunden lang die Zelloszillationen registrieren. Während dieser Zeit verändern sich jedoch die Detailmuster der Zelladern, so daß tatsächlich nur kürzere Beobachtungszeiten möglich sind. Außerdem besteht immer die Gefahr, daß sich während sehr langer Beobachtungszeiten die fluoreszierenden Granula von den Zelladern lösen und vom strömenden Plasma mitgerissen werden.

Schon seit längerem ist bekannt, daß eine einzelne Ader zweierlei Bewegungen ausführen kann – radiale Oszillationen über ihre gesamte Breite hinweg und longitudinale in Längsrichtung. Normalerweise befinden sich diese beiden Bewegungen in Phase: Wenn ein Teil der Ader gerade seine maximale Breite erreicht hat, ist er gleichzeitig auch maximal lang. Wenn man nun eine einzelne Ader mit Hilfe eines sehr dünnen Drahtes gleichsam an einem Miniaturhaken aufhängt, kann man besonders die Längenveränderungen über längere Zeit registrieren. In der zitierten Literatur wurden dafür besondere Arbeitsverfahren beschrieben.

Aufzeichnungen mit einem Spiegelgalvanometer

Wenn ein empfindliches Spiegelgalvanometer zur Verfügung steht, kann man die durch-

schnittlichen Bewegungen der cytoplasmatischen Zellfront (Zellfächer) (Abb. 1) auf recht elegante Weise registrieren. Dazu geht man folgendermaßen vor:

1. Man arbeitet mit einer gebräuchlichen Selen-Disulfid-Zelle – die bei den früheren Exakta Varex-Kameras verwendete Einrichtung für die Beleuchtungsmessung eignet sich für diesen Zweck ausgezeichnet. Man verbindet die Lichtmeßzelle über feine Kabel mit dem Spiegelgalvanometer (z. B. Kipp & Zonen A75) und kann nun die durch Zelloszillationen hervorgerufenen Unterschiede in der Lichtdurchlässigkeit der Kultur zuverlässig erfassen. Ein Problem bilden lediglich störende Umgebungsvibrationen. Sie lassen sich weitgehend ausschalten, indem man das Instrument auf eine dicke Gummimatte stellt.

2. Aus einer Plasmodium-Kultur schneidet man ein dünnes, ebenes Agar-Stückchen heraus, das die Kante der wachsenden Zellfront enthalten sollte. Man legt das Scheibchen auf einen Objektträger und legt vorsichtig ein Deckglas auf, ohne das Plasmodium einzuquetschen.

3. Die Selen-Disulfid-Zelle montiert man in die Filmebene oberhalb des Okulars und plaziert das Plasmodium-Präparat so, daß der Zellrand sich inmitten des Gesichtsfeldes befindet. Als Lichtquelle dient eine gewöhnliche 15 W-Mikroskoplampe (Objektiv 10×/Okular 10×). Die Zelloszillationen zeigen sich jetzt in Veränderungen der Galvanometeranzeige.

4. Die Position der Anzeige liest man alle 10 s von der Skala ab und trägt die Werte in eine Tabelle ein. Aus den Einzelwerten kann man anschließend ein Kurvenbild der Zelloszillationen entwickeln.

Rhythmische Veränderung der Doppelbrechung

Bei Verwendung eines Polarisationsmikroskops kann man sehr leicht nachweisen, daß sich die Doppelbrechung der Aderwände (Ektoplasma) von *Physarum* ebenfalls rhythmisch verändert. Mit der folgenden Technik hat man dieses bemerkenswerte Phänomen genauer untersucht:

1. Eine kleine Menge (etwa 1 mg) Plasmodium bringt man auf ein sauberes Deckglas und überschichtet es mit einer sehr dünnen Agarschicht (2 %ig in Wasser, ohne Nährstoffzusatz).

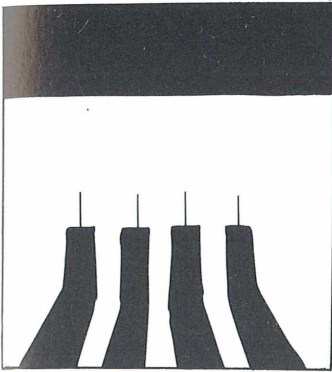


Abb. 9: Elektroden für die Messung von Impedanzströmen von Plasmodien in einer Nährlösung. Oben ist die größere Zählelektrode dargestellt, unten vier nadeldünne Mikroelektroden aus Gold, die mit Ausnahme der Spitze durch eine dünne Wachsschicht elektrisch isoliert sind. Die an die Mikroelektroden angeschlossene *Physarum*-Zelle verändert während ihrer Bewegungen die elektrischen Zustandsgrößen der Meßanordnung, die leicht aufgezeichnet werden können.

2. In einer feuchten, dunklen Kammer breitet sich das Plasmodium innerhalb der nächsten 3–4 Stunden nun mit vielen verzweigten Adern in einer sehr dünnen Schicht aus.

3. Um die Depolarisation an der Plasmodium-Luft-Grenzschicht zu verhindern, gibt man ein kleines Volumen einer dünnen Saccharose-Lösung (0,03 – 1 M) hinzu.

4. Das Deckglas montiert man in der oben beschriebenen Mikrokulturkammer.

Mindestens drei verschiedene doppelbrechende Elemente, die sich rhythmisch verändern, kann man nun im Ektoplasma und den größeren Adern sehen: Faserartige Strukturelemente sind entweder in Abständen ringförmig angeordnet oder verlaufen parallel zur Längsachse der Aderstränge. Wieder andere sind spiralgig organisiert. Besonders eindrucksvoll zeigen sich im polarisierten Licht periodische Veränderungen der Doppelbrechung bei den ringförmig angeordneten Proteinbündeln.

Zahlreiche Einzelfaktoren können die in *Physarum* beobachtbaren Zellozillationen beeinflussen. Mit Lithium-Ionen läßt sich die Frequenz der Strömungswechsel verändern. Blaulicht verändert die Kontraktionsperioden ebenso wie rasche Temperaturwechsel. Außerdem reagieren die Plasmodien sehr empfindlich auf alle möglichen Schwermetallionen, die offenbar als Zellgifte wirken. Mit Hilfe von *Physarum*-Plasmodien könnte man daher unterschwellige Konzentrationen solcher Schadstoffe verhältnismäßig einfach nachweisen. Völlig offen ist die Frage, ob *Physarum* einen sogenannten Basis-Oszillator enthält, der die eigenartigen Pendelströmungen antreibt und kontrolliert. Da man bisher nirgendwo einen Hinweis entdeckt hat, wie diese molekulare Uhr

aufgebaut sein könnte, ist es auch denkbar, daß der Gesamtzustand des lebenden Plasmodiums jeweils das Uhrwerk ist, dessen Tätigkeit wir lediglich an Zeigern und Zifferblatt (den Oszillationsbewegungen) ablesen können.

Kürzlich wurde ein System beschrieben, mit dem man erstmals auch die Zellbewegungen

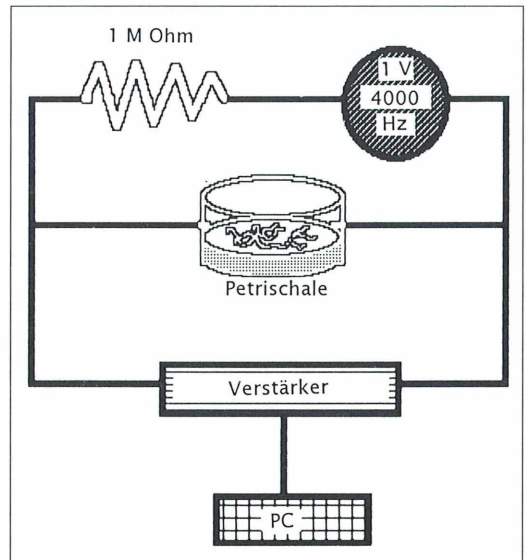


Abb. 10: Vereinfachtes Diagramm zur Registrierung der Zellbewegungen mit Hilfe des Impedanzmeßverfahrens. Ein Wechselstrom von 4kHz wird angelegt, während ein *Physarum*-Plasmodium sich auf den Elektroden in der Petrischale oszillierend bewegt. Die Verstärkungselektronik ist so abgestimmt, daß sie eine Unterscheidung sehr schwacher elektrischer Signale von sogenanntem Hintergrundrauschen ermöglicht.

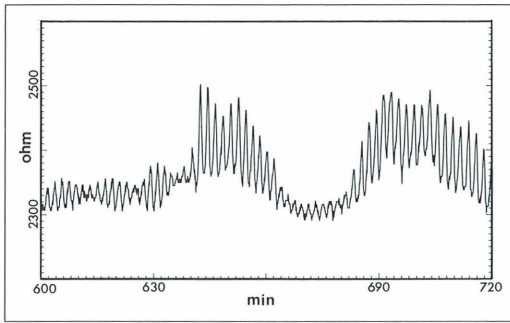


Abb. 11: Beispiel für die zeitliche Veränderung des elektrischen Widerstands in einem *Physarum*-Plasmodium auf einer Goldelektroden-Meßvorrichtung. Die Grafik gibt die Oszillationen für den Zeitraum zwischen 600 und 720 min wieder, nachdem das Experiment begonnen wurde. Außer Oszillationen im Bereich um 2 min ist auch eine langwellige Schwingung von ungefähr 60 min Dauer zu erkennen.

von *Physarum* in einem flüssigen Nährmedium verfolgen kann. Die Arbeitsgruppe von Glaever und Keese (vgl. auch Abb. 9–11) verwendeten einen Wechselstrom (1 V/4kHz) zwischen einer kleinen Mikroelektrode (Abb. 9) und einer größeren Zählektrode. Die Mikroelektroden sind mit Ausnahme der äußersten Spitze elektrisch isoliert. Mit Hilfe eines Verstärkers lassen sich nun Veränderungen der sogenannten Impedanzströme von Zellen registrieren. Mit Hilfe dieser Technik haben wir kürzlich bei *Physarum* die Zellbewegungen über mehrere Tage hinweg ununterbrochen aufzeichnen können (Abb. 11).

Wie kein anderes Lebewesen eignet sich gerade der plasmodiale Schleimpilz *Physarum polycephalum* wegen seiner vielen technischen Vorzüge zur genaueren Untersuchung intrazellulärer Strömungs- und Bewegungsabläufe. Selbst wenn gar nicht einmal die aufwendige Analytik bestimmter Strukturen und Abläufe in der Zelle im Vordergrund steht, ist es für den Mikroskopiker spannend und faszinierend genug, die

eigentümlichen Pulsationsströmungen in den riesigen Plasmamassen dieses Lebewesens zu beobachten.

Literaturhinweise

- Achenbach, U., Wohlfarth-Bottermann, K.-E.: Oscillating contractions in protoplasmic strands of *Physarum*. Mechanical and thermal methods of phase shifting for studying the nature of the synchronizing factor and its transmission. *J. exp. Biol.* 85, 21–31 (1980).
- Glaever, I., Keese, C.R.: Fractal motion of mammalian cells. *Physica D38*, 128–133 (1989).
- Halvorsrud, R., Glaever, I., Feder, J., Laane, M.M., Jossang, T.: Impedance measurements of protoplasmic shuttle-streaming in the slime mould *Physarum polycephalum*. Report 91–4 Dept. Physics/University of Oslo (1991).
- Hülsmann, N., Wohlfarth-Bottermann, K.-E.: Räumliche und zeitliche Analyse von kontraktionsabhängigen Oberflächenbewegungen bei *Physarum polycephalum*. *Cytobiologie* 17, 23–41 (1976).
- Kamiya, N.: The rate of the protoplasmic flow in the myxomycete plasmodium. *Cytology* 15, 183–193 (1950).
- Laane, M.M.: Der Schleimpilz *Physarum polycephalum* – ein faszinierender Organismus für biologische Experimente. *Mikrokosmos* 79, 197–203 (1990).
- Nakajima, H., Allen, R.D.: The changing pattern of birefringence in plasmodia of the slime mold *Physarum polycephalum*. *J. Cell Biol.* 25, 361–374 (1965).
- Wohlfarth-Bottermann, K.-E.: Tensiometric demonstration of endogenous, oscillating contractions in plasmodia of *Physarum polycephalum*. *Z. Pflanzenphysiol.* 76, 14–27 (1975).
- Yashimoto, Y., Kamiya, N.: Studies on contraction rhythm of the plasmodial strand. IV. Site of active oscillation in an advancing plasmodium. *Protoplasma* 95, 123–133 (1978).

Die Autoren danken Prof. Dr. Iver Glaever (Oslo) für wertvolle Hinweise zum Manuskript. Das englische Originalmanuskript wurde von der Redaktion ins Deutsche übersetzt.

Verfasser: Prof. Dr. Morten M. Laane, Biologisk Institutt, Botanisk Avdeling, P.O.Box 1045; Dr. Ragnhild Halvorsrud, Fysisk Institutt, Avdeling for Faste Stoffers Fysik, P.O.Box 1048, Universitetet i Oslo, Blindern, 0316 Oslo 3, Norwegen

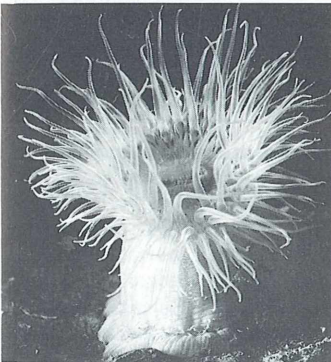
Buchbesprechungen

Bellmann, H., Hausmann, K., Janke, K., Kremer, B.P., Schneider, H.: Einzeller und Wirbellose. Reihe Steinbachs Naturführer. Mosaik-Verlag, München, 1991, 364 Seiten, über 200 Farbbilder, DM 29,80, ISBN 3-576-06495-8.

In diesem neuen Titel der bekannten Buchreihe Steinbachs Naturführer ist das bewährte Konzept bisher erschienener Bände, dem Leser Natur an „schau“-lich vor Augen zu führen, konsequent und überzeugend weiter-

Steinbachs Naturführer

Einzeller und Wirbellose



344 Arten auf 446 Farbfotos und
473 Zeichnungen
Mosaik Verlag

geführt worden. Das vorliegende Buch führt in eine zauberhafte Welt, zu der der Naturfreund normalerweise nicht so leicht Zugang hat, es sei denn, er setzt gezielt sein Mikroskop ein, denn die hier in Wort und Bild vorgestellten Einzeller entziehen sich wegen ihrer klein dimensionierten Größen naturgemäß dem direkten Blick. Aber auch viele der im gleichen Band behandelten Wirbellosen (ohne Weichtiere und Gliederfüßer, denen jeweils separate Bände gewidmet wurden) bleiben wegen ihrer zum Teil un-

zugänglichen Lebensräume (seien es die Bewohner im Schlick des Wattenmeeres oder Parasiten der inneren Organe des Menschen) oft weitgehend im Verborgenen. Nichtsdestoweniger zeichnen sich alle diese Organismen durch eine enorme gestaltliche Vielfalt und hochgradige Anpassungsleistungen aus.

Den Autoren ist es gelungen, die besondere Artenauswahl dieses Bandes dem Leser in übersichtlicher Anordnung nahezubringen. Jeder behandelten Organismengruppe ist eine kurze, allgemeine Orientierung über Bauplan, Organisationsformen und Entwicklungszyklen vorangestellt. Der jeweils nachfolgende Bestimmungsteil besticht nicht nur durch seine faszinierenden Bilder, sondern eröffnet eine völlig neue Sichtweise dieser teilweise sehr bizarr anmutenden Lebensformen. Ein Buch, das über die Kreativität der Natur und hier insbesondere über ihre sehr ursprünglichen Mitglieder in Staunen versetzt und begeistert.

Nora Fischer, Köln

B. Davey: Immunologie. Eine Einführung. Birkhäuser Verlag Basel, Boston, Berlin, 1991, (Englische Originalfassung 1989), 245 Seiten, DM 58,-.

Wohl in kaum einem anderen Gebiet der Biowissenschaften sind in den letzten Jahren derartig gravierende und rasante Fortschritte zu verzeichnen wie in der Immunologie. Zum einen sind wesentliche immunologische Techniken zum ganz „normalen“ Handwerkszeug in der Grundlagenforschung von Biologen und Medizinern geworden, monoklonale Antikörper beispielsweise sind aus der Molekularbiologie gar nicht mehr wegzudenken. Zum anderen haben immunologische Erkenntnisse erhebliche Bedeutung

für brennende medizinische Probleme, zum Beispiel AIDS, Autoimmunerkrankungen, Allergien, Krebs und viele andere. Als Fach, beziehungsweise Studieninhalt, ist die Immunologie jedoch meist nicht fest in Studienplänen verankert und die Weiterbildung auf diesem Gebiet ist bei der unübersichtbaren Flut an aktuellen Informationen gar nicht einfach. Daher besteht durchaus Bedarf an einer Einführung in das Gebiet der Immunologie, die Studenten, Wissenschaftlern aus anderen Arbeitsbereichen und sonstigen fachlich interessierten Personen einen Einstieg bzw. aktuelle Vertiefung ermöglicht.

Das Buch „Immunologie“ von Basiro Davey eignet sich sehr gut dafür, sich eine solide Basis im Bereich der Immunologie zu erarbeiten. Dieses übersichtliche, gut gegliederte Buch ist ausgezeichnet illustriert und verständlich geschrieben. Wichtige Arbeitstechniken, molekulare Strukturen, das Bindungsverhalten von Antikörpern und vieles andere sind in Schemaabbildungen erläutert und mit Fotografien dokumentiert. Jedes der zehn Kapitel wird mit einer Zusammenfassung abgeschlossen und von einigen Verständnisfragen begleitet, die im Anhang ausführlich beantwortet werden. Auch im laufenden Text werden immer wieder Fragen an den Leser gestellt und in der Antwort wird die Problematik erläutert. Auf diese Weise wird der Leser zum Mitdenken gezwungen, ein unkonzentriertes Überlesen wichtiger Informationen ist nicht möglich. Dieser Stil ist natürlich auf Prüfungsvorbereitungen von Studenten abgestimmt, aber der interessierte Leser sollte sich davon nicht abschrecken lassen, selbst wenn es den normalen Lesegewohnheiten nicht entsprechen sollte. Die Gestaltung der Immunologieeinführung als Arbeitsbuch führt leider zwangsläufig dazu, daß sie nicht sehr gut

zum gezielten Nachschlagen geeignet ist, da man auch hierfür größere Abschnitte durcharbeiten muß. Es handelt sich also tatsächlich um eine Einführung, die ihre Zielgruppe vor allem bei Studenten finden wird, die sich zum ersten Mal in die Immunologie einarbeiten. Aber auch außerhalb der Hochschulen könnte das Buch seine Leser finden, vorausgesetzt sie verfügen über physiologische und zellbiologische Grundkenntnisse sowie über einige medizinische Fachbegriffe.

Doris Körtje, Stuttgart

Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida.

Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, München, 1992, 502 Seiten, 1730 Abbildungen, 85 Tabellen, Loseblattsammlung, DM 80,00, ISSN 0176-4217

Auch mit diesem zweiten Band ihrer Revision der Ciliaten des Saprobiensystems ist den Autoren ein bemerkenswerter Wurf gelungen. Im Grunde gilt das gleiche, was schon zum ersten Teil dieser auf vier Bände konzipierten Serie gesagt wurde (siehe MIKROKOSMOS 81/2 (1992), Seite 64): eine wissenschaftlich solide und fantastisch illustrierte Publikation! Absolut preisgünstig! Kaufen, solange der Vorrat reicht!

Die Gesamtkonzeption des Buches ist beibehalten worden: Nach einer kurzen Charakteristik der zu besprechenden Ciliaten, die Wissenswertes zu ihrer Abgrenzung, elektronenmikroskopischen Feinstruktur, Phylogenie und Ökologie vermittelt, folgt der Bildbestimmungsschlüssel für die saprobiologisch eingestuft

ten. Die Beschreibung der behandelten Arten erfolgt durchgängig nach dem Schema: Name, Liste der Synonyme, Nomenklatur und Taxonomie, Differentialdiagnose, Verwechslungsmöglichkeiten, Ökologie und saprobielle Einstufung.

Die absolut wichtigen Abbildungen sind auch diesmal wieder hervorragend. Allerdings vermißt man etwas die üppige Fülle der rasterelektronenmikroskopischen Fotos, wie man sie im ersten Band vorgefunden hat. Dieses hat folgende Gründe: Die Peritrichen und Heterotrichen sind fast alle ausgesprochen kontraktile und verändern daher bei der Präparation für die Rasterelektronenmikroskopie ihre Form – unter Umständen recht drastisch. Die im Faulschlamm lebenden Metopiden und Odontostomatiden sind kaum von dem sie umgebenden feinen Detritus zu befreien, so daß sie im REM-Bild stark verschmutzt erscheinen. Körperdeformationen und Verschmutzungen tragen aber eher zur Verwirrung als zur Erhellung bei. Daher ist nur auf solche REM-Bilder zurückgegriffen worden, bei denen diese Probleme nicht so kraß in Erscheinung treten.

Der Beschreibung der Arten ist in jedem Band dieser Serie ein allgemeiner Teil vorangestellt, in dem ein spezieller Aspekt der Ciliatologie eingehend behandelt wird. Wenn es im ersten Band die „Probenentnahme und Untersuchung der Ciliaten“ war, ist es im vorliegenden Band eine „Allgemeine Ökologie“. Im dritten Band wird es die „Zönologie“ und im vierten Band schließlich der „Bestimmungsschlüssel für die Großgruppen der Ciliaten“ sein. Der umfassende Konzeption entsprechend richtet sich dieses Buch nicht nur an Fließgewässerbiologen, sondern auch an die Wissenschaftler, die in Klärwerken, bei der Seenüberwachung und der Trinkwasseraufbereitung tätig sind, nicht zu vergessen die zahl-

reichen Hobbymikroskopiker, die sich mit dem Plankton beschäftigen.

Man darf sich bereits jetzt schon auf den in Arbeit befindlichen Band III und auch auf den unmittelbar darauf folgenden Band IV dieser bemerkenswerten Revision freuen. Die Bestelladresse für den nicht im freien Buchhandel erhältlichen Informationsbericht lautet: Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft, Lazarettstraße 67, W-8000 München 19.

Klaus Hausmann, Berlin

Oxlade, C., Stockley, C.: Das Mikroskopierbuch. Die faszinierende Welt des Mikrokosmos selbst entdecken. Verlag ars edition, München, 1990, 48 Seiten, zahlreiche Abbildungen, gebunden DM 19,80, ISBN 3-7607-4546-6.

Jeder, der auch nur ein paar Mal durch das Mikroskop geschaut hat, weiß natürlich, welche Vielfalt auf dem Objektträger auf ihre Entdeckung wartet. Nur muß man diese besondere Welt irgendwann einmal kennenlernen oder zu ihr hingeführt werden. Das



vorliegende Buch – eine Einführung in den Umgang mit dem Mikroskop, die sich (auch) an

Kinder und Jugendliche richtet – macht dazu Appetit. Leicht verständlich geschrieben und sehr ansprechend bunt illustriert beschreibt es die Funktionsweise eines Mikroskops und gibt anhand kleiner, gut nachvollziehbarer Projekte zahlreiche Anregungen für die eigene Untersuchung von Lebewesen oder ihren Bestandteilen. Dabei lernt der junge Mikroskopiker gleichzeitig auch eine Menge über die Biologie kleiner Organismen oder zum Aufbau von Pflanzen. Wo es sich vom Thema her anbietet, zeigt das Buch auch Anwendungen der vorgestellten Untersuchungsverfahren in Wissenschaft und Technik auf. In seiner unkomplizierten, einladenden Art, mit seiner wohl-durchdachten Farbgrafik und der Fülle praktischer Versuchs- und Beobachtungsanleitungen kann dieses Buch der Mikroskopie sicherlich viele neue Freunde gewinnen. Als anregendes Geschenk für den Einstieg in ein sinnvolles Hobby unbedingt zu empfehlen.

Thomas Wassmann, Bonn

Rheinheimer, G.: Mikrobiologie der Gewässer. Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart, 1991, 288 Seiten, 110 Abbildungen, 8 Tabellen, gebunden, DM 74,00, ISBN 3-334-00400-17

Die „Mikrobiologie der Gewässer“ möchte einen Überblick über unser derzeitiges Wissen von der Ökologie der aquatischen Mikroorganismen vermitteln. Das Buch ist als Lehrbuch konzipiert, wobei bewußt auf die Berücksichtigung methodischer Ansätze weitestgehend verzichtet wird, was eine straffe und klare Darstellung ermöglicht. Zwei Punkte im Grundkonzept erscheinen besonders erwähnenswert: zum einen werden neben den Bakterien, Pil-

zen und Viren auch die Cyanobakterien besprochen, also eine Gruppe von mikroskopischen Organismen, die immer noch häufig als „Blualgen“ den Algen zugeschlagen werden, obwohl sie aufgrund ihrer Organisation den Bakterien deutlich näher stehen. Zum anderen finden tatsächlich „die Gewässer“ Eingang, also sowohl das Grund- und Oberflächenwasser des Binnenlandes wie auch die marinen Lebensräume.

Die unterschiedlichen Gewässertypen geben im ersten der drei Themenbereiche des Buches auch das Gliederungsgerüst ab. Hier werden einführend die einzelnen Habitate (Grund- und Quellwasser, stehende und Fließgewässer und das Benthos und Pelagial der Meere), die jeweils typischen Vertreter unter den Mikroorganismen und der Umfang ihrer Entfaltungsmöglichkeiten behandelt. Diese Einführung ist, wie das Buch insgesamt, leicht verständlich, nicht überladen und die angewandte Systematik auf dem neuesten Stand.

Den zweiten Themenkomplex und gleichzeitig das Herzstück des Buches bilden die Aut- und Synökologie der aquatischen Mikroorganismen. Es wird ausführlich auf die Beziehungen der Mikroben zu ihrer Umwelt eingegangen, seien es die Abhängigkeiten von den abiotischen Faktoren wie Licht, Temperatur usw. oder die Wechselwirkungen zwischen den Mikroben untereinander und mit anderen Organismengruppen, wie z. B. Symbiose, Konkurrenz aber auch Pathogenität. Breiten Raum nimmt weiterhin die Beschreibung der Stellung der Mikroben im Stoff- und Energiefluß der Gewässer ein. Geschildert werden die Produktion von Biomasse durch Photo- und Chemosynthese und ihr Abbau durch die Tätigkeit der Mikroorganismen. Einziger Kritikpunkt: bei der Schilderung der Vorgänge, die zur Eutrophierung von Binnengewässern führen, wird die wichtige

Rolle des Phosphors zu wenig deutlich. Aufgrund der wesentlich umfangreicheren Beteiligung von Mikroorganismen am Kreislauf des Stickstoffs wird dieser als wachstumslimitierender Faktor zu stark in den Vordergrund gerückt.

Gegenstand des dritten Abschnitts sind all jene Bereiche, in denen die Mikroorganismen bei der Beeinflussung der Gewässer durch den Menschen eine Rolle spielen, also die sogenannte angewandte Ökologie. Es wird auf die Belastung unserer Gewässer mit Abwässern bzw. abwasserbürtigen Nährstoffen und auf die Abwasserreinigung und deren Überwachung eingegangen. Ebenso werden die Trinkwasseraufbereitung und die damit verknüpften Probleme umrissen, bevor zum Schluß eine kurze Beschreibung der wirtschaftlichen Bedeutung der Gewässermikroorganismen folgt, die sich vor allem mit den Schäden an Bauwerken und Werkzeugen des Menschen beschäftigt.

Die vorliegende Ausgabe des mittlerweile klassischen Lehrbuchs von G. Rheinheimer ist die fünfte in deutscher Sprache. Der Text wurde gegenüber den vorhergehenden erweitert und aktualisiert, hat dabei aber seine klare Linie und Übersichtlichkeit behalten. Vom weitgefaßten Thema und der guten Verständlichkeit her richtet sich das Buch an einen großen Leserkreis. So wird der ambitionierte Laie und der Student einen guten Überblick über den vorgestellten Bereich der Ökologie erhalten, der Fachmann, dem man das Buch wohl kaum noch vorstellen muß, wird hingegen, wie bei jedem guten Lehrbuch, immer wieder Grund finden, das eine oder andere Kapitel nachzuschlagen. Die Lektüre der „Mikrobiologie der Gewässer“ kann also allen, die sich mit den Mikroorganismen des Wassers beschäftigen, wärmstens empfohlen werden.

Dieter Krause-Dellin, Nasbach

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln e.V.

Programm 1993

- 04.01.1993 Qualitätskriterien für Mikroskope I:
Mechanik
01.02.1993 Qualitätskriterien für Mikroskope II:
Optik
01.03.1993 Mazerationsmethoden pflanzlicher Ge-
webe
05.04.1993 Fluoreszenzmikroskopie I:
Grundlagen
03.05.1993 Fluoreszenzmikroskopie II:
Fluorochromierungen
07.06.1993 Die Gewässer des Botanischen Gartens
Köln I
05.07.1993 Die Gewässer des Botanischen Gartens
Köln II
August Sommerpause
06.09.1993 Mikroskopie im und nach dem Urlaub
04.10.1993 Moose I
08.11.1993 Moose II
06.12.1993 Auf Haeckels Pfaden: Mikroobjekte als
Kalenderbilder

Die Arbeitsabende finden im Betriebsgebäude des Botanischen Gartens, Amsterdamer Str. 36, 5000 Köln 60, statt (Beginn: 19 Uhr). Gäste sind herzlich willkommen!

Mikroskopische Gesellschaft Zürich



Bodman 1

Aufbauender Mikroskopierkurs
Montag, 29.03. – Samstag, 03.04.1993

Was können Sie davon erwarten? An unseren Arbeitsabenden im Kurslokal bleibt immer nur wenig Zeit für praktisches Arbeiten, und die Theorie kommt oft zu kurz. Das Aufbauen und Abräumen benötigt Zeit. Von einem Wochenkurs dagegen können Sie unwahrscheinlich viel profitieren. Sie können Ihren Arbeitsplatz einrichten, sei es mit Ihren eigenen oder mit geliehenen Instrumenten und dies während des ganzen Kurses so belassen.

Sie wohnen im Haus „Greth“, in schöner Umgebung,

direkt am Bodensee und genießen vorzügliches Essen. Im übrigen können Sie Ihren Aufenthalt frei gestalten und evtl. mit Begleitung (ohne Arbeitsplatz) kommen. Erfahrungsgemäß verlaufen jeweils die Abende unter Gleichgesinnten recht angeregt und fröhlich. Den wissenschaftlichen Leiter, Dr. Heinz Strebler von der Universität Hohenheim/Stuttgart, muß ich Ihnen sicher nicht vorstellen. Er bietet Gewähr für einen erfolgreichen Kurs: „Wir lernen kennen, machen, üben.“

Einrichtungen der optischen Instrumente; Präparation von pflanzlichen und tierischen Objekten; Techniken zur Anfertigung von Präparaten und Dünnschnitten, die für anatomische und histologische Untersuchungen notwendig sind; Dauerpräparate; Frühjahrsplankton des Bodensees; Micro-Mounts; Mikrofotografie etc.

Diese Veranstaltung in Bodman wird aus Platzgründen mit maximal 30 Teilnehmern durchgeführt.

Bitte melden Sie sich bereits jetzt bei A. Mahler an. Diese Anmeldungen sind vorerst provisorisch, ein Formular für die definitive Anmeldung erhalten Sie demnächst mit Angabe der Preise.

Binntal 2

Sonntag, 27.06. – Sonntag, 04.07.1993

Die „Binntal-Woche“ ist etwas ganz besonderes. Alle, die dabei waren, möchten wiedereinander ins Binntal.

Auf vielseitigen Wunsch haben wir für 1993 wieder eine Woche im Wallis eingeplant. Es gelang uns auch, eine Anzahl der begehrten Zimmer im „Hotel Ofenhorn“ zu reservieren.

Binn eignet sich vortrefflich für einen Ferienaufenthalt. Es ist Ausgangspunkt für viele herrliche Wanderungen und Bergtouren. Mikroskopiker, botanisch und mineralogisch Interessierte kommen voll auf ihre Rechnung.

Das Hotel ist einfach, aber sauber und gut geführt, die Preise sind zahlbar.

Unserer Woche könnten, bei baldiger Bestellung, einige Tage angefügt werden, vorher oder nachher. Aber bitte bald melden.

Provisorische Anmeldungen mit Verlängerungswünschen möglichst bald an A. Mahler senden.

Ein Formular für die definitive Anmeldung erhalten Sie, sobald wir die genauen Preise kennen.

Bodman 6

Limnologie und Mikroskopie am Bodensee
Samstag, 02.10. – Freitag, 08.10.1993

Die beliebteste Veranstaltung der MGZ im Herbst. Schon zum sechsten Mal wird diese Woche durchge-

führt und wer schon dabei war, kommt immer wieder gerne. Im Haus „Greth“ stehen uns 30 Arbeitsplätze zur Verfügung. Projektions-Fernsehen und alle neuesten Mikroskopierverfahren stehen zur Verfügung. Unsere Instrumente können fachmännisch betreut werden. Für die maximale Durchführung der Kurswoche bürgt Dr. Heinz Strebler von der Universität Hohenheim/Stuttgart.

Anmeldungen ab sofort erwünscht bei: A. Mahler, Bruggerweg 14, CH-8037 Zürich, Tel. (Schweiz) 01-271 39 44.

Mikrographische Gesellschaft Wien



Arbeitsprogramm von Januar bis September 1993

Alle Vorträge und Kurse finden in den Räumen der Gesellschaft in Wien 2, Marinelligasse 10a jeweils am Dienstag statt und beginnen um 19.15 Uhr. Gäste sind herzlich willkommen!

Januar

26.: Jahreshauptversammlung

Februar

- 2.: Peter Pavlicek: Präparationsabend (mikropaläontologisches Material)
- 9.: Semesterferien
- 16.: Anton Losert: Präparationsabend (Versilberung von Ciliaten)
- 23.: Prof. Erich Steiner: Reisebericht über China, 1. Teil (Video-Film)

März

- 2.: Prof. Erich Steiner: Reisebericht über China, 2. Teil (Video-Film)
- 9.: Ing. Konrad Liebeswar: Erfahrungen mit gekauften Dauerpräparaten (mit Video-Demonstration und Diskussion)
- 16.: Friedrich Posch: Präparationsabend (Impaktmaterial aus dem Ries-Meteoritenkrater – geschockte Minerale und Hochdruckmodifikation des Quarzes)
- 23.: Herbert Palme: Präparationsabend (Gesteinsdünnschliffe)
- 30.: Herbert Palme: Präparationsabend (Fortsetzung vom 23. März 1993)

April

- 6.: Osterferien (die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen!)
- 13.: geschlossen!

- 20.: Friedrich Wertl: Präparationsabend (botanisches Material)
- 27.: Herbert Fidi: Präparationsabend (botanisches Material)

Mai

- 4.: Alfred Schultes: Mikro-Dia-Abend über Spinnen- und Vogelembryonen
- 11.: Univ.-Prof. Dr. Ferdinand Starmühlner: Wiedersehen mit Sri Lanka. Bericht über vier Expeditionen in die Bergwelt Ceylons (mit Dias)
- 18.: Herbert Palme: Präparationsabend (Foraminiferenkalke – Gesteinsdünnschliffe)
- 25.: Herbert Palme: Präparationsabend (Fortsetzung vom 18. Mai 1993)

Juni

- 1.: Pfingstferien (die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen!)
- 5.: Ing. Konrad Liebeswar: Exkursion in den Botanischen Garten der Uni Wien. Treffpunkt: 9 Uhr, Eingang Wien 3, Rennweg 14
- 8.: Dr. Gabriele Hrauda: Durch das Land der Berber – Reise durch den Anti-Atlas (mit Dias)
- 15.: Ing. Helmut Dollfuß – Leopold Schweighofer: Präparationsabend (botanisches Material)
- 22.: Ing. Helmut Dollfuß – Leopold Schweighofer: Präparationsabend (botanisches Material)
- 29.: Urlaubsvorbereitungen, Berichte

Im Juli und August bleiben die Räume der Gesellschaft geschlossen!

September

- 7.: Mikroprojektion – Besprechung von Präparaten, Kurzvorträge, Vorweisungen, Berichte
- 14.: Walter Slonek: Naturkundliche Spaziergänge (Ton-Bild-Show)
- 21.: Anton Losert: Präparationsabend (Versilberung von Protozoen)
- 28.: Friedrich Posch: Mikroprojektion – Besprechung von Präparaten der pathologischen Humanhistologie (Bakteriologie)

Einladung zum 17. Treffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Tagesordnung

1. Einführung in die pathologische Begutachtung von mikroskopischen Schnitten (Dr. Perez)
2. Videofilm von der 3tägigen Exkursion in Esternberg und Vorführung des Vortrags von Rupert Lenzenweger über Desmidiaceen (Orlishausen)

3. Paramecien unter dem 3D-REM (Dr. Wolf)
4. Testdiatomeen (Orlishausen)
5. Foraminiferen unter dem Lichtmikroskop und REM (Kemnitzer-Stanek)
6. Fraktale im PC (Dr. Wolf)
7. Einführung in die Fluoreszenzmikroskopie (Dr. Wolf)

Es sollten nach Möglichkeit Proben von Diatomeen, Foraminiferen und weiteren zum Austausch und damit zur Erweiterung von Fundorten mitgebracht werden.

Beginn: um 10 Uhr, pünktlich am neuen BIO-Zentrum, am Hubland in Gerbrunn bei Würzburg

Termin: 24. April 1993

K. H. Orlishausen, Sonderschulrektor, Friedhofstr. 5, 8620 Lichtenfels, Tel. 095 71/34 77

Mitteilung aus der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Hannover (MAH)

Die MAH erwägt, in der Zeit vom 22.2.–26.2.1993 oder vom 26.4.–30.4.1993 ein Mikroskopiertreffen

zu veranstalten. Dieses Treffen soll nicht in Kursform durchgeführt werden, sondern dient dem intensiven Austausch von Erfahrungen und Fertigkeiten in einer zwanglosen Atmosphäre durch Referate, Diskussionen aber vor allem durch praktisches Mikroskopieren.

Als Programmpunkte sind vorgemerkt:

- Mikrotomschneiden
- Färben der Schnitte
- Herstellen von Dauerpräparaten (zum Mitnehmen)
- Dünnschliffe
- Planktonuntersuchung
- Mikrofotografie

Für den Tagungsort wurde das Schulungsheim Wohlberg in der Nähe von Hildesheim ausgewählt, in dem auch die Unterkünfte in EZ/DZ vorhanden sind. Das Haus liegt mitten im Wald und ist einer Burganlage angegliedert. Die voraussichtlichen Kosten werden zwischen DM 400,- und DM 450,- einschließlich Unterkunft und Vollverpflegung liegen.

Interessierte Mikroskopiker mit Grundkenntnissen melden sich möglichst umgehend unter Angabe des bevorzugten Termins (unverbindlich) bei folgender Anschrift: Karl Brüggemann, Sonnenweg 33, 3000 Hannover 1, Tel. (05 11) 81 33 33 oder 3 08-15 10.

Mikro-Markt

Zeiss Universal für Auflicht und Durchlicht mit umfangreichem Zubehör zu verkaufen. Bitte Info anfordern. Tel. 021 03/4 14 52.

JVC-TK 870E. Hochwertiger Farb-Kamerakopf für RGB und PAL-FBAS-Video. C-Mount, ext. Synch., ideal für Video-Mikroskopie, zu verkaufen. Tel. 021 03/4 14 52.

Gute Mikropräparate zu kaufen gesucht. Tel. 021 03/4 14 52.

Leitz Biomed Binokular Phaco-Dufe. 6 Objektive, VB DM 6.000,-. Erich Deubel, Postfach, 7297 Alpirsbach.

Suche: Von Fa. Zeiss „Leuchte 100“ für Halogenlampe 12 V, 100 Watt, Tel. 07 21/81 56 38.

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Erfahrungsberichte, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie. Beiträge, die zur Veröffentlichung angeboten werden, dürfen nicht gleichzeitig anderweitig zum Druck eingereicht werden.

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte grundsätzlich nur maschinenschriftlich auf einseitig beschriebenen, fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden und jeweils 30 Zeilen mit höchstens 60 Anschlägen pro Zeile umfassen.

Computergeschriebene Manuskripte bitte entsprechend einrichten. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse.

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend numerieren) bitte nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigenen Manuskriptseiten schreiben.

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertig gezeichnete Strichzeichnungen (Graphiken, vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt). Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Beschriftungen nur mit Anreibebuchstaben (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der jeweiligen Bildvorlage ca. 3 mm) oder handschriftlich auf einem aufgelegten Transparent-Deckblatt anbringen. In letzterem Fall nimmt die Redaktion die Beschriftung der Bildvorlagen nach den Angaben der Autoren vor. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors und werden mit den Korrekturfahnen des Beitrags wieder zurückgeschickt.

6. Literaturzitate in alphabetischer Reihenfolge nach folgendem Schema anordnen:

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

Kappel, T., Anken, R.H.: Zur Biologie des Schwerträgers *Xiphophorus helleri*. Mikrokosmos 81, 241–244 (1992).

Buchzitate:

Schwoerbel, J.: Einführung in die Limnologie. 5. Aufl., UTB 31, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1984.

Zitate von Buchbeiträgen:

Caspers, N.: Die Insektenfauna im unteren Hochrhein und im Oberrhein – Stand Sommer 1987 In: Kinzelbach, R., Friedrich, G. (Hrsg.): Biologie des Rheins, S. 349–359. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.

7. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck eine Korrekturfahne zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen (Autorenkorrekturen) sind aus Kostengründen nicht möglich. Bei stärkerer redaktioneller Bearbeitung eines Manuskriptes erhält der Autor zuvor eine Kopie des druckfertigen Manuskriptes zur Freigabe.

8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke sowie ein Belegheft.

9. Der Verlag honoriert jede volle Druckseite mit DM 50,-, Kurzbeiträge bis zu einer halben Druckseite mit DM 25,- und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit DM 100,-.

10. Text- und Bildbeiträge bitte einsenden an Redaktion MIKROKOSMOS

Prof. Dr. Klaus Hausmann
Zoologisches Institut der Freien Universität
Königin-Luise-Straße 1–3
W-1000 Berlin 33

(Manuskripte zu zoologischen Themen);
oder an

Redaktion MIKROKOSMOS

Dr. Bruno P. Kremer
Johann-Henk-Straße 35 a
W-5307 Wachtberg 8

(Manuskripte zu botanischen Themen).

Mikrokosmos

Heft 1/93

1 Bote(6)

300229

Bibliothek des OÖ.Landesmuseum

Museumstraße 14

4020 Linz

flora



**GUSTAV
FISCHER**

6., vollständig neu bearbeitete Auflage 1992.
318 Seiten, mit zahlreichen Zeichnungen sowie
480 Farbabbildungen auf 120 Bildtafeln,
gebunden DM 48,-



ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 1993

Band/Volume: [82_1](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 82_1_1](#)