

Mitteilungsblatt – Doppelheft 2 & 3
November 2025
Mikroskopische Gesellschaft Wien
Jubiläumsausgabe



BASiS.
KULTUR.
WiEN



WIEN
KULTUR

Inhaltsverzeichnis

Impressum	Seite	2
Vorwort zur Jubiläumsausgabe	Seite	3
Arbeitsprogramm 2026	Seite	4
75 Jahre Mitteilungsblatt	Seite	6
Buchbesprechungen	Seite	8
Exkursion in den Nationalpark Donau-Auen	Seite	10
Zieralgenexkursion Pillersee 2025	Seite	12
Workshop Mikroskopie – Schloss Weinberg	Seite	13
Zellbiologische Beobachtungen an Desmidiaceen	Seite	15
Paraffin – macht das Sinn?	Seite	28
Erfahrungsbericht: Mikroblitzwürfel	Seite	43

Impressum:

Eigentümer und Herausgeber:

MIKROSKOPISCHE GESELLSCHAFT WIEN

ZVR-Zahl: 590266085

Homepage: <https://www.mgw.or.at>

Bankverbindung:

Bank Austria Creditanstalt, Bankleitzahl: 12000

Konto-Nr.: 00664035003

IBAN: AT761200000664035003

BIC: BKAUATWW

Mitgliedsbeitrag: 50,00 €/Jahr, für Studierende 33,00 €/Jahr

Arbeitsräume:

A-1020 Wien, Marinelligasse 10a, Tür I, rechts.

Arbeits- oder Vortragsabende:

Jeden Dienstag, 18:30 Uhr. Gäste sind willkommen.

Änderungen des Programms werden nur auf Homepage bekanntgegeben.

Kontaktadresse:

Gerhard Zimmert

Tel.: 0699/17289203

E-Mail: praesident@mgw.or.at

Titelbild:

Sylvia Buchta: Fichtentrieb - Nikon Z6, Olympus BH2, D PlanApo 10 UV, Schnittdicke 12 µm, Paraffineinbettung Jürgen Stampfl, Schnittanfertigung Gerhard Zimmert, Färbung W3A 3-teilig, Panoramastack aus 22 Panoramabildern zu je 25 gestackten Bildern - gesamt 550 Bilder

Redakteur des Mitteilungsblattes:

Gerhard Zimmert

Vorwort zur Jubiläumsausgabe

Am 25. November feiert die Mikroskopische Gesellschaft Wien ihren 115. Geburtstag, sie wurde am 25. November 1910 von Dr. Wilhelm Kaiser gegründet. Zusätzlich feiert unser Mitteilungsblatt heuer seinen 75. Geburtstag, und das ist der Grund für das vorliegende Sonderheft.

Entgegen der Regel für unsere Mitteilungsblätter, nur Mitglieder des Vereins haben Zugriff auf die Mitteilungsblätter, haben wir uns entschieden diesen besonderen Anlass zu feiern, indem wir dieses Sonderheft der Allgemeinheit via Download auf unserer Homepage zur Verfügung stellen.

Das Mitteilungsheft erscheint derzeit 3x jährlich, für das Jubiläumsheft wurden die Hefte zwei und drei/2025 zu dieser Jubiläumsausgabe zusammengefasst. Wir haben daher nicht nur mehr Seiten, sondern gleich drei interessante Fachbeiträge zu Themen, die MikroskopikerInnen interessiert. Mein Dank gilt den Autoren und all jenen, die mit Bildmaterial und Erfahrungen einen Beitrag geleistet haben.

Wie für das Heft 3 üblich, gibt es auch einen Ausblick auf unser Programm für das kommende Jahr, es erwarten unsere Mitglieder eine Vielzahl an Veranstaltungen, Exkursionen und ein- oder mehrtägige Arbeitstreffen in Niederösterreich, Oberösterreich und Tirol.

Auch in diesem Zusammenhang gilt mein Dank all jenen, die es durch ihre Mitarbeit und wertvollen Beiträge ermöglichen, dass wir das umfangreichste Programm aller mir bekannten europäischen mikroskopischen Vereinigungen aufweisen können.

Ich wünsche allen interessierten MikroskopikerInnen viel Spaß beim Lesen dieses Jubiläumsheftes. Es würde mich freuen, wenn wir die eine oder den anderen Leser zukünftig als neues Mitglied begrüßen dürfen.

Natürlich sind uns auch Gäste willkommen. Als Gast haben Sie die Möglichkeit, eine oder auch mehrere Veranstaltungen zu besuchen, um so zu sehen, welche Vorteile eine Mitgliedschaft hat.

Ich wünsche allen Interessierten und natürlich auch unseren Mitgliedern und Ehrenmitgliedern weiterhin Faszination an den schier endlosen Themen, rund um die Mikroskopie.

Liebe Grüße

Gerhard Zimmert
Präsident der MGW

Arbeitsprogramm 2026

Jänner	6. Feiertag
	13. JAHRESHAUPTVERSAMMLUNG!
	20. Hermann Hochmeier: Präparationsabend! (Diatomeen)
<i>Online-Event!</i>	27. Internationales Vernetzungstreffen – via MS Teams Thema noch offen
Februar	3. SEMESTERFERIEN! Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen!
	10. Für Interessierte: „Einführung in die Mikroskopie“ bzw. Vorweisungs- abend! Die Mitglieder der Gesellschaft werden ersucht, Präparate zur Besprechung mit der Mikroskop-Videoeinrichtung mitzubringen!
	17. Dr. Karin Buchar: Wir suchen Bakterien in fermentierten Lebens- mitteln
<i>Online-Event!</i>	24. Internationales Vernetzungstreffen – via MS Teams Thema noch offen
März	3. Gerhard Vlcek: Makro Blütenpflanzen
	10. Dr. Gerhard Geissl: Dünnschliffe – Harzburgit aus dem Troodos Ge- birge, Theorie und Einweisung in die Praxis der Dünnschliffanfertigung
	17. Dr. Gerhard Geissl: Dünnschliffe – Harzburgit aus dem Troodos Gebirge – Fertigstellung der Schliffe vom 10.03.
	24. Flohmarkt – aus dem Überbestand der MGW
Samstag! Außer Haus	28. 10:00 – 17:00 Univ.-Prof. Dr. Jürgen Stampfl: Präparationsworkshop März Botanik: PEG-Blöckchen - Fertigung in der Praxis
April	7. Wolfgang Bettighofer, MSc: Diatomeen der Nord- und Ostsee (Teil 2)
	14. OSTERFERIEN! Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen!
	21. Fabian Kaiser, Mag. pharm. – Mykologische Gesellschaft Wien - Pilzpräparation – Morchel – angefragt!
Samstag	25. 10:00 – 16:00 Exkursion Nationalpark Donauauen
	28. Sylvia Buchta: Präparationsabend! Auflicht-Mikroskopie
Mai	5. Für Interessierte: „Einführung in die Mikroskopie“ bzw. Vorweisungs- abend! Die Mitglieder der Gesellschaft werden ersucht, Präparate zur Besprechung mit der Mikroskop-Videoeinrichtung mitzubringen!
	12. Univ.-Doz. Dr. Peter Weish: Thema noch offen
	19. Dr. Thomas Schröfl: Thema noch offen
<i>Online-Event!</i>	26. Internationales Vernetzungstreffen – via MS Teams Thema noch offen
Juni	2. Gerhard Loidolt: Durchlicht DIC mit hohen Vergrößerungen
Außer Haus	9. Univ.-Prof. Dr. Jürgen Stampfl: Experimente am REM

Samstag – Samstag	14. – 21.	Beginn 14.06. – Ende 21.06. Thomas Schröfl: Pillersee Treffen Zieralgen und was noch so im Wassertropfen zu finden ist. Die Gegend um den Pillersee zeichnet sich durch eine Vielzahl intakter Moore aus und ist daher ein Paradies für Mikroskopbegeisterte. Anmeldung ist erforderlich und läuft direkt über Thomas, der dieses Treffen organisiert.
	16.	Dr. Susanne Steinböck: Vortrag Neuseeland – Nordinsel
	23.	Dr. Susanne Steinböck: Vortrag Neuseeland - Südinsel
<i>Online-Event!</i>	30.	Internationales Vernetzungstreffen – via MS Teams Thema noch offen
Juli/August		Die Räume der Gesellschaft bleiben im Juli und August geschlossen!
Freitag – Montag	31.07. – 04.08.	Beginn 15:00 – Ende 14:00 Gerhard Zimmert: Workshop Mikroskopie Schloss Weinberg/OÖ Zusammenarbeit und Erfahrungsaustausch rund um die Mikroskopie
September	1.	Mikroprojektion – Besprechung von Präparaten, Kurzvorträge, Berichte
	8.	Dr. Thomas Schröfl: Meteoriten und deren Entstehung im Universum
	15.	Dr. Thomas Kann: Präparationsabend! (Histologie)
	22.	Dr. Thomas Kann: Erklärungen zum Präparationsabend vom 15.09.
<i>Online-Event!</i>	29.	Internationales Vernetzungstreffen – via MS Teams Thema noch offen
Oktober	6.	Dr. Heimo Bieringer: Technische Kunststoffe, die Stärken und Schwächen als Ergebnis von Mikro-/Makrostruktur
	13.	Hans Günter Plescher, MSc: Präparationsabend! (Botanik)
	20.	Hans Günter Plescher, MSc: Präparationsabend! (Botanik)
<i>Online-Event!</i>	27.	Internationales Vernetzungstreffen – via MS Teams Thema noch offen
November	3.	Hermann Hochmeier: Präparationsabend! (Diatomeen)
Außer Haus	10.	Univ.-Prof. Dr. Jürgen Stampfl: Thema noch offen
	17.	Gerhard Vlcek: Mikroskopisches Thema offen
Samstag!	21.	10:00 – 17:00 Gerhard Zimmert: Präparationstag: vom Paraffinblöckchen über den Schnitt zum Dauerpräparat mit botanischem Material
	24.	Wolfgang Bettighofer, MSc: Schalenamöben in Moorgewässern
Dezember	1.	Prof. OStR Erich Steiner: Präparationsabend! (Mikropaläontologisches Material)
	8.	Feiertag
	15.	Vorweihnachtszeit, keine Veranstaltungen
	22.	Vorweihnachtszeit, keine Veranstaltungen

Stand des Programms: 14.11.2025

75 Jahre Mitteilungsblatt, Sonderheft der Mikroskopischen Gesellschaft Wien

Prof. OStR Erich Steiner & Gerhard Zimmert

Seit 1950 werden unsere Mitteilungsblätter jährlich 3- bis 4-mal veröffentlicht. Unser damaliger Vizepräsident Lous Schmid stellte es erstmals zusammen. Damit wurden die inhaltlichen Schwerpunkte definiert: Unser Veranstaltungsprogramm, Beiträge über die aktuellen Arbeiten unserer Mitglieder sowie Beiträge von Fachleuten und Buchbesprechungen bildeten die Basis. Diese wurde um Protokolle unserer jährlichen Vorstandssitzungen erweitert. Durch die Beschreibung von hunderten Büchern, Abhandlungen und Artikel – viele fachliche Diskussionen wurden durch Bücher und Zeitschriften ausgelöst – war und ist unser Mitteilungsblatt immer aktuell und bildet eine einmalige Wissensbasis, die den Mitgliedern im Mitgliederbereich unserer Homepage zur Verfügung gestellt wird.

Die Mitteilungsblätter wurden ursprünglich von unseren Mitgliedern – vor allem den Herren Karl Pival und Johann Dobsak – in unseren Gesellschaftsräumen mit Abziehapparat und Matrizen vervielfältigt. Einige Jahre später wurde diese Arbeit von verschiedenen Firmen – Firma S. Melzer, Skripten Druckerei der Technischen Universität, Firma Haltemeyer GmbH, Kopierkeller-Fanta & Posch GmbH & Co KG – übernommen. Bevor die Vervielfältigung auch in Farbe erfolgte, legten einige unserer Mitglieder – Dr. Thomas Kann, Alfred Schultes, Peter Pavlicek – auf eigene Kosten Farbkopien ihren Artikeln bei, was die Attraktivität unseres Mitteilungsblattes wesentlich erhöhte. Die Gesellschaft selbst konnte sich damals aus finanziellen Gründen diese Farbkopien nicht leisten. In der Zwischenzeit sind unsere Mitteilungsblätter durchgängig in Farbe.

Seit 2020 sind die Mitteilungsblätter aller Jahrgänge für Mitglieder unserer Gesellschaft auf unserer Webseite abrufbar. Seit 2024 wird aus Kostengründen das Mitteilungsblatt nur mehr in digitaler Form zur Verfügung gestellt, eine Papierausgabe wäre mit dem Mitgliedsbeitrag nicht mehr finanzierbar gewesen.

Mitteilungsblatt-Redaktion:

1950 – 1975	Lous Schmid
1976 – 1978	Gretl Schmid (Sekretariat)
1979 – 1983	BOL Herbert Palme
1984 – 1986	Univ.-Doz. Dr. Ferdinand Ruzicka
1987	BOL Herbert Palme
1988 – 1992	BOL Herbert Palme und Michael Fitz
1993 – 1994	BOL Herbert Palme, Michael Fitz und Peter Pavlicek
1995 – 2012	Peter Pavlicek
2013	SR Hans Haslinger und BOL Herbert Palme
2014 – 2020	SR Hans Haslinger und Hans Günter Plescher, MSc
2021 – 2022	SR Hans Haslinger
Seit 2023	Gerhard Zimmert und Beate Stipanits

Versand des Mitteilungsblattes:

Seit 2024 Wolfgang Bettighofer, MSc

Die Mitteilungsblätter haben sich in den 75 Jahren ihres Bestandes in erfreulicher Weise zu dem entwickelt, als dass sie von Anbeginn von Lous Schmid gedacht waren: zu einem geistigen Band, das alle Mitglieder der „MIKROSKOPISCHEN GESELLSCHAFT WIEN“ in so schöner Weise verbindet.



Mit der Einstellung der digital gedruckten Version des Mitteilungsblattes, wurde der Postversand der Belegexemplare hinfällig. Verlage, die Bücher für die Leseproben zur Verfügung stellen bekommen seit 2024 ebenfalls ein PDF als Beleg für die Publikation und können so diese einfacher auf ihrer Homepage zur Veröffentlichung verwenden.

Mit diesem Jubiläumsheft machen wir eine Ausnahme, wir stellen es als Jubiläumsheft für alle Interessierte Leser zum Download zur Verfügung.

Literatur:

Mitteilungsblätter auf der Homepage der MGW

Festschrift anlässlich der Feier zum 100-jährigen Bestand der Mikroskopischen Gesellschaft Wien (vormals Mikrographische Gesellschaft Wien) 1910 bis 2010

Buchbesprechungen

von OStR. Prof. Erich Steiner

Josh L. Davis: Queer
Sex und Geschlecht in der Welt der Tiere und Pflanzen

128 Seiten, ca. 80 Fotos, Haupt Verlag, Bern-Stuttgart-Wien, 2025, Hardcover, 17 x 19 cm,
€/D 19,90 / €/A 20,50 / sFr 22,00 - ISBN 978-3-258-08408-4

In der Natur ist gleichgeschlechtliches Sexualverhalten wesentlich weiterverbreitet, als den meisten bekannt bzw. bewusst ist. Es kommt von Pinguinen bis zu Primaten, von Fischen bis zu Staubläusen und Pflanzen vor. Auch wie die Geschlechtsbestimmung in der Natur organisiert ist, ist komplexer als allgemein vermutet wird. Der Autor beschreibt in anschaulicher Weise die Vielfalt von Sexualität und Geschlecht in der Natur.

Es wird oft behauptet, dass rund 1500 Tierarten homosexuelles Verhalten zeigen. Josh L. Davis nimmt aber an, dass diese Zahlenangabe eine massive Unterschätzung ist. Am plausibelsten sei, dass die meisten Tierarten queeres Verhalten zeigen und eine rein heteronormative Art eher die Ausnahme sei. Trotz dieser anzunehmenden Häufigkeit ist nicht-heteronormatives Verhalten in der Naturgeschichte größtenteils ignoriert bzw. vertuscht worden. Der Autor untersucht, wie bei verschiedenen Organismen – sowohl bei Tieren als auch bei Pflanzen – die sexuelle Fortpflanzung und die Ausbildung des Geschlechts auf einer komplexen Interaktion zwischen Genen, Hormonen, Umwelt und Zufall beruht. So lernt man zum Beispiel Schildkröten kennen, deren Geschlecht durch Bruttemperatur ihrer Eier bestimmt wird oder Schmetterlinge, die männliches und weibliches biologisches Gewebe in ein und demselben Organismus vereinigen.

Alles in allem ein Buch, das jedem an der Biologie Interessierten nur bestens empfohlen werden kann.

Marilyn J. Roossinck: Viren
Die faszinierende Welt unserer heimlichen Bewohner

288 Seiten, durchgehend farbig bebildert, Haupt Verlag, Bern-Stuttgart-Wien, 2025, Hardcover, 19 x 24,6 cm, €/D 36,00 / €/A 37,10 / sFr 39,00 - ISBN 978-3-258-08407-7

Viren sind nicht nur Krankheitserreger. Manche helfen auch ihren Wirten Umweltstress zu bewältigen, wie etwa das Curvularia-Thermal-Tolerance-Virus, das Pflanzen hitzeresistenter macht. Die Autorin beschreibt in anschaulicher Weise, wie Viren in den unterschiedlichsten Formen existieren. Zu Beginn werden die Grundlagen der Virologie erläutert, was Viren sind und in welchen Größen sie vorkommen, ihre Vermehrung bzw. Verbreitung in den verschiedensten Lebensräumen und ihre Anpassungsfähigkeit. Wie sie von Wirten bekämpft werden und wie sich diese Mechanismen in Impfstoffen wie dem Vacciniavirus zunutze machen lassen, werden ausführlich behandelt. Jedes Kapitel wird durch Beispiele verschiedener Virusarten – insgesamt rund 45 – untermalt, die das zuvor Erläuterte veranschaulichen. Menschliche Eingriffe, aber auch Klimawandel und Globalisierung, beeinflussen die Ausbreitung von Krankheiten wie COVID-19, Dengue und Gelbfieber. Besonders hervorzuheben ist auch die schöne farbig und aussagekräftige durchgehende Bebilderung des Buches.

Das Werk ist ein hervorragender Leitfaden für alle, die an diesem vielfältigen Thema interessiert sind.

Susanne Wurst: Der Boden lebt
 Kleinstlebewesen, unsere Erde und das Klima

168 Seiten, ca. 40 Illustrationen, Haupt Verlag, Bern, 2025, Hardcover, €/A 30,80 / €/D 29,90 / sFr 30,00 (UVP) - ISBN 978-3-258-08395

Dr. Susanne Wurst leitet als Juniorprofessorin an der Freien Universität Berlin die Arbeitsgruppe „Funktionelle Biodiversität“. Derzeit arbeitet sie im „Bundesprogramm Biologische Vielfalt zur Umsetzung der Nationalen Biodiversitätsstrategie in Deutschland“.

In einer Handvoll Erde findet man mehr mikroskopisch kleine Lebewesen, als es Menschen auf der Erde gibt. Dr. Susanne Wurst gibt in diesem Buch einen Einblick in diese versteckte Mikrowelt.

Wir Menschen kommen täglich mit unseren Füßen mit dem Boden in Berührung. Er wandelt Stoffe um und sorgt dafür, dass neues Leben aus toter Materie entsteht. Da sich aber die meisten Vorgänge im mikroskopischen Bereich abspielen, bleibt den meisten von uns der Boden-Lebensraum verschlossen. Das ändert die Autorin in ihrem neuen Werk. In vier Kapiteln: Boden – Leben, Boden – Funktion, Boden – in Gefahr und Boden – Schutz, stellt sie die Organismen des Bodens vor, erläutert ihre Wechselwirkungen mit der oberirdischen Welt und zeigt auf, wie vielfältig die Leistungen dieses Ökosystems sind. Sie behandelt die zunehmenden Gefährdungen und betont, dass Boden-, Arten- und Klimaschutz untrennbar miteinander verbunden und für unser Überleben wesentlich sind. Als Abschluss gibt das Buch konkrete Handlungsansätze für den Alltag.

Alles in allem ein Buch, das jedem Naturliebhaber nur bestens empfohlen werden kann.

Hans-Ulrich Keller: KOSMOS HIMMELSJAHR 2026
 Sonne, Mond und Sterne im Jahreslauf

304 Seiten, mit 42 Farb- und Schwarzweißfotos, 8 historischen Abbildungen, 259 Illustrationen, davon 238 von Gerhard Weiland, sowie 12 Planetenlauf- und 12 Monatssternkarten von Wil Tirion, Franckh-Kosmos Verlags-GmbH & Co. KG, Stuttgart, 2025, Klappenbroschur, €/A 22,70 - ISBN 978-3-440-18131-7

Das „Kosmos Himmelsjahr“ ist das älteste astronomische Jahrbuch (seit 1941) im deutschsprachigen Raum. Dieses Werk gibt jedem an der Himmelskunde Interessierten Auskunft über die wichtigsten astronomischen Ereignisse im Jahr 2026. Fragen wie – Wann findet die nächste Mondesfinsternis statt? In welcher Position befinden sich die Monde des Saturn an einem bestimmten Tag? – werden rasch und leicht verständlich beantwortet bzw. aus Tabellen herausgelesen. Ergänzt wird das Jahrbuch durch ein Kalendarium mit allen wichtigen Daten bis zum Jahr 2028. Das KOSMOS HIMMELSJAHR wird seit vielen Jahren von einer stetig wachsenden Leserschaft als unentbehrlicher Führer durch die astronomischen Ereignisse des Jahres geschätzt.

1. Exkursion in den Nationalpark Donau-Auen

Gerhard Loidolt

Am 26. April führte uns eine Exkursion in den Nationalpark Donau-Auen. Von Stopfenreuth aus wanderten wir mit einer Nationalpark Rangerin am Flussufer die Donau hinauf und dann durch die herrliche, frisch grün glänzende Au wieder zurück.

Wegen des starken Regens in der Nacht und des frühen Vormittags wurden hier keine Wasserproben aus den Tümpeln genommen.



Abb. 1-1: Man sieht die gute Laune

In Orth an der Donau kehrten wir beim Gasthaus Binder ein. Die Warnung der Rangerin vor dem ortsansässigen, patrouillierenden Perlhuhn Männchen war nicht von ungefähr :-)

Frisch gestärkt ging es dann in den Park von Schloss Eckartsau. Hier wurden Neulinge in die hohe Kunst der Plankton-Netz-Wurftechnik eingeweiht. Die aus dem Teich entnommenen Wasserproben waren übervoll mit Cyclops, Wasserflöhen und Rädertieren.



Abb. 1-2: Weitwurf des Planktonnetzes



Abb. 1-3: Es wimmelt nur so von Wasserlebewesen

2. Zieralgenexkursion Pillersee 2025

Wolfgang Bettighofer

Seit mittlerweile 15 Jahren ist der Pillersee ein Mekka der Desmidiaceenfreunde. Angie Opitz aus St. Ulrich am Pillersee, welche die Lebensräume der Moore im Bezirk Kitzbühel jahrzehntelang erforscht und beprobt hat, hatte erstmals 2010 zu einem Mikroskopietreffen nach St. Ulrich eingeladen.

Die Region ist reich an kleinen, naturbelassenen oder seit vielen Jahrzehnten nicht mehr bewirtschafteten moorigen Feuchtgebieten und damit eine ausgezeichnete Basis für das Sammeln und Erforschen artenreicher Desmidiaceenproben. Neben vielen interessierten Hobbymikroskopikern hat die Pillersee-Woche auch Desmidiologen und Protistologen wie Prof. Rupert Lenzenweger, Prof. Dr. Michael Melkonian und, 2025 erstmals, auch Prof. Dr. Sebastian Hess angezogen und begeistert.

Seit 2024 organisiert unser Vereinsfreund Dr. Thomas Schröfl die einwöchige Veranstaltung in der Frühstückspension von Erika Geisler. Der geräumige Wintergarten ihres Hauses bietet gute Voraussetzungen für ein Mikroskopielabor für acht bis zehn Naturforscher, die Gästezimmer sind gemütlich, und Erika sorgt für Gastlichkeit und angenehme Atmosphäre.

Zu entdecken gab es, wie jedes Jahr, nicht nur eine Vielzahl von Desmidiaceenarten, sondern auch Grünalgen, Ciliaten, Rädertiere, Gastrotrichen, Cyanobakterien und Schalenamöben.



Abb. 2-1: Rupert Lenzenweger und Angie Opitz beim zweiten Treffen 2011



Abb. 2-2: Im Lauchseemoor bei Fieberbrunn. V. l. n. r.: Martin Kreutz, Wolfgang Bettighofer, Michael Butkay, Michael Müller, Sebastian Hess, Ole Riemann

Die Gruppe dankt Thomas Schröfl für die Organisation und freut sich bereits auf das Wiedersehen im nächsten Jahr.



Abb. 2-3: V.l.n.r.: *Closterium striolatum*, *Cymbella spec.*, *Cyanothece major*, *Eremosphaera viridis* und *Micrasterias crux-melitensis*

3. Workshop Kefermarkt der MGW

Univ.-Prof. Jürgen Stampfl

Vom 31.7.2025 bis 4.8.2025 fand wieder der mittlerweile traditionelle Mikroskopie-Workshop der Mikroskopischen Gesellschaft Wien statt. 8 TeilnehmerInnen werkten fleißig unter der Aufsicht von Workshopleiter Gerhard Zimmert an ihren Geräten (Mikroskope, Mikrotome, Färbemittel ...) im ehemaligen Braukeller des Schlosses Weinberg im oberösterreichischen Kefermarkt.



Abb. 3-1: Die TeilnehmerInnen des heurigen Workshops

Das Wetter war nicht sonderlich outdoorfreundlich, und so lag der Fokus auf botanischer Mikrotechnik, für die mitgebrachte oder in der Nähe gesammelte Proben unter das Messer kamen. Ein Schwerpunkt der heurigen Arbeit waren Paraffinschnitte. Auf Gerhard's, über die Jahre gut gereiftem, Leitz-Rotationsmikrotom wurden meterlange Schnittbänder produziert,

die zu über hundert Präparaten verarbeitet wurden. Nicht alle Präparate sind gut gelungen, an der Verbesserung der Ausbeute wurde fleißig gearbeitet.

Aber schlussendlich gab es ein paar fantastische Aufnahmen botanischer Präparate (siehe auch den Beitrag „Paraffin - macht das Sinn?“. Der Workshop hat dank der perfekten Organisation wieder viel Freude gemacht, die Zimmer für 2026 wurden von den meisten bereits gebucht.

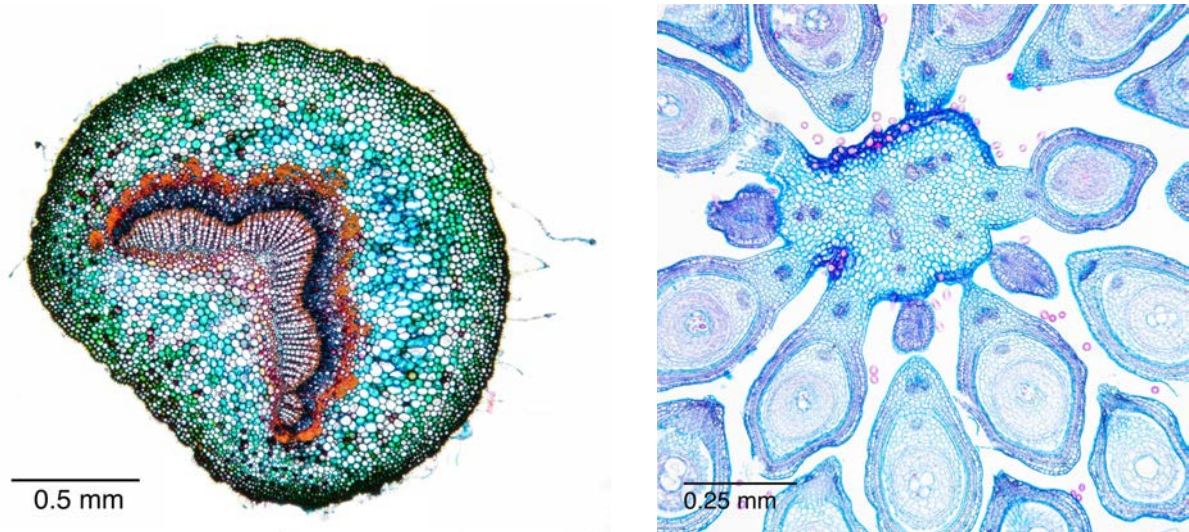


Abb. 3-2: Blattstiel der Felsenbirne (links), gefärbt mit Wacker-Färbung. Paraffinschnitt des Fingerkrauts (rechts), gefärbt mit Etzold FCA.

4. Zellbiologische Beobachtungen an Desmidiaceen

Wolfgang Bettighofer

Desmidiaceen sind in der mikroskopischen Beobachtung immer wieder eine Augenweide! Das satte Grün, die symmetrischen, oft sternartigen Formen, die feinen Ziselierungen auf den Zellwänden erfreuen die Beobachtenden. Desmidiaceen gehören zu den Zygnemato-phyceen; diese Algengruppe steht entwicklungsgeschichtlich am Fuße des phylogenetischen Baums der Landpflanzen und ist damit am nächsten mit ihnen verwandt (Hess & al., 2022).

Blick in die Welt der Zellorganellen

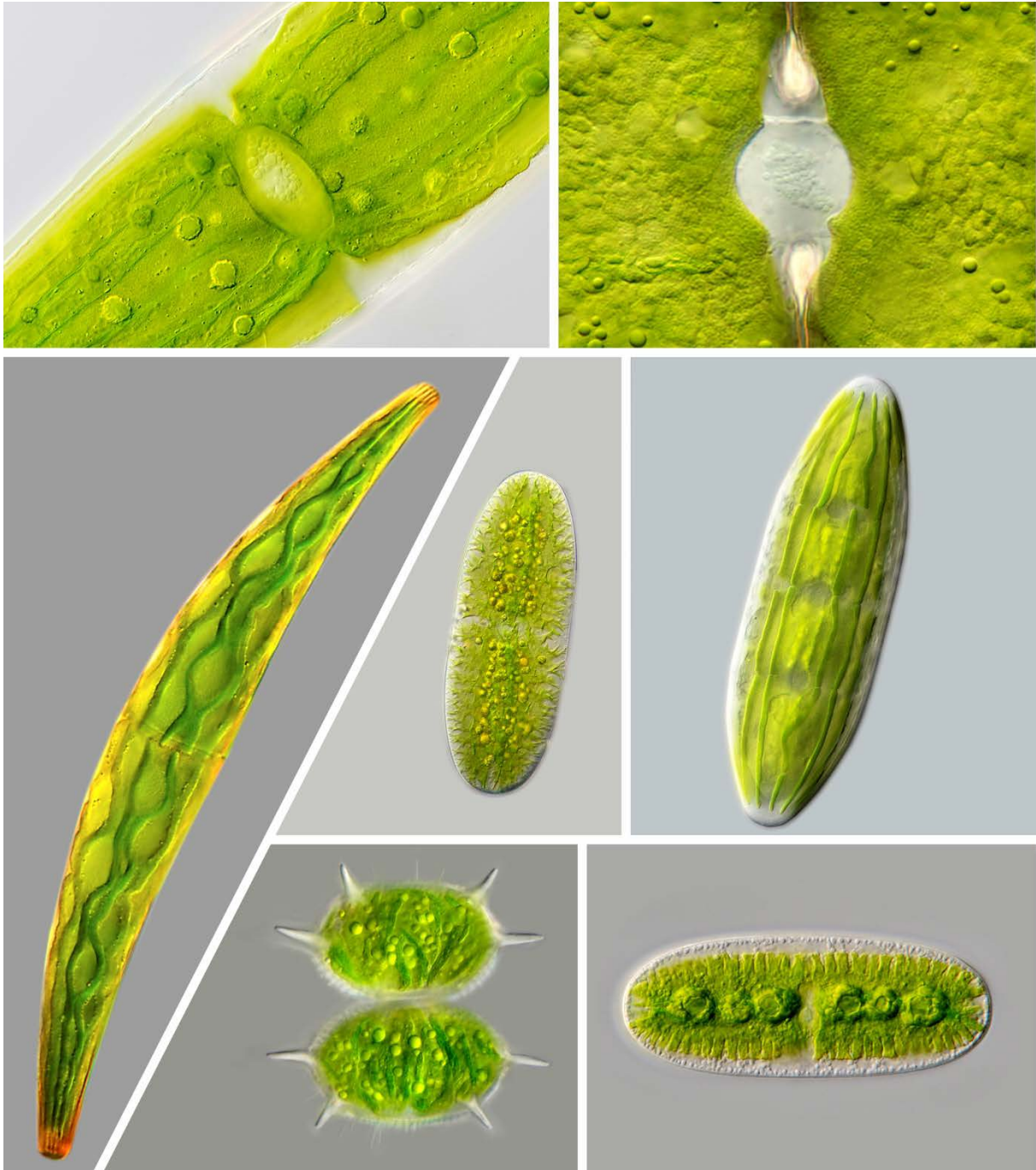


Abb. 1: Nucleus mit Nucleolus von *Closterium lunula* und *Micrasterias denticulata*, darunter die flügeligen und bei manchen Arten auch fein gelappten Chloroplasten von *Closterium striolatum*, *Netrium digitus* var. *lamellosum*, *Planotaenium interruptum*, *Xanthidium antilopaeum* und *Netrium oblongum*.

Will man Organellen von Zieralgen ohne Vital-(= Subletal-)Färbung im lebenden Zustand betrachten, sind vor allem ihre oftmals hübsch gestalteten Chloroplasten gut wahrnehmbar. Auch die Zellkerne kann man vielfach recht deutlich erkennen, falls sie nicht von Zellwandverdickungen oder überlagernden Chloroplasten maskiert werden (Abb. 1).

Die großen, flach gebauten Zellen der Arten *Micrasterias rotata*, *Micrasterias denticulata*, *Micrasterias apiculata* und *Micrasterias thomasiana* var. *notata* ermöglichen zudem sogar dem Lichtmikroskopiker einen Einblick in den Bereich der sehr kleinen, kontrastarmen und daher schwer beobachtbaren Zellorganellen wie Dictyosomen und Mitochondrien (Abb. 2).

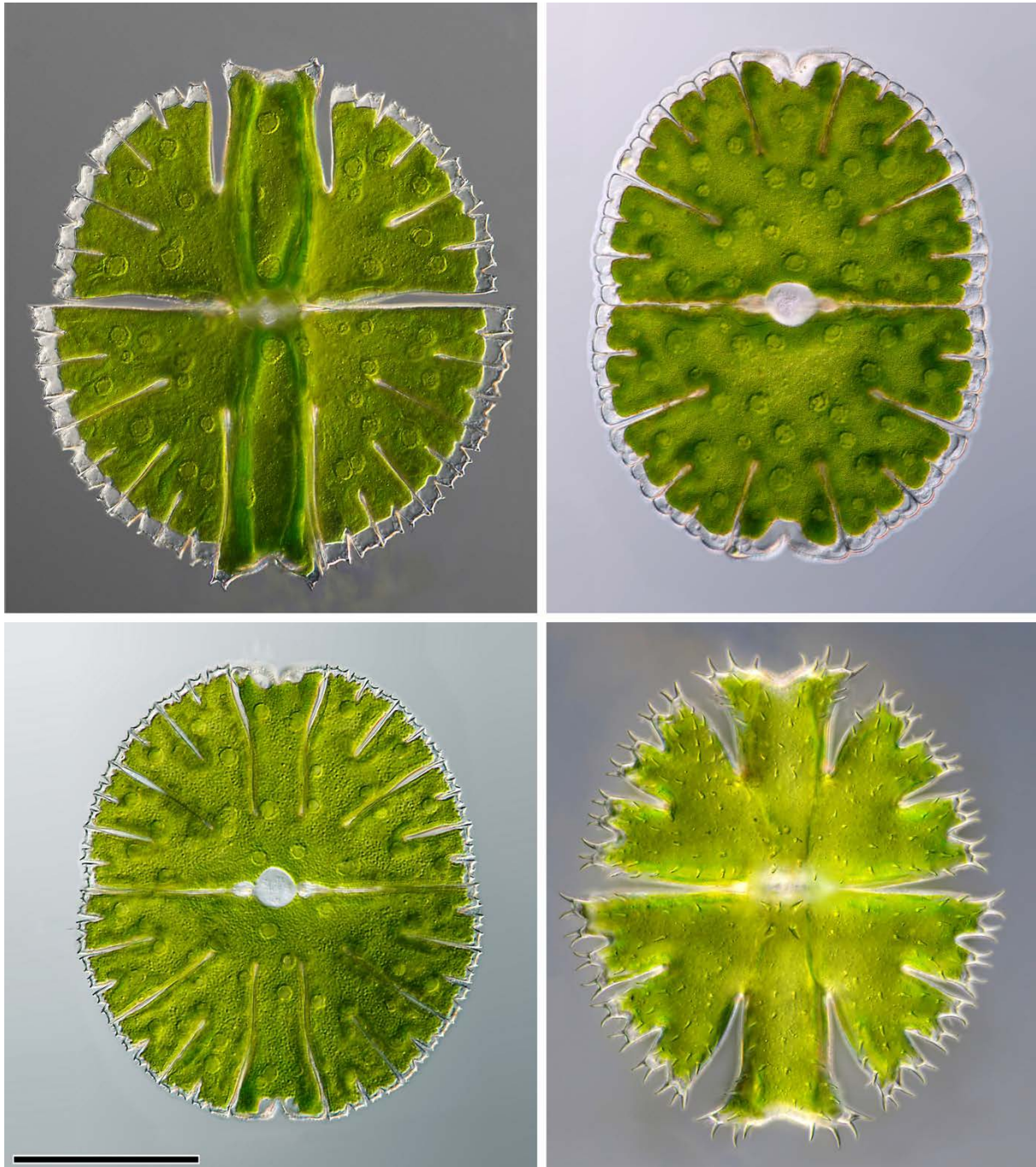


Abb. 2: obere Zeile: *Micrasterias rotata* und *M. denticulata*; untere Zeile: *M. thomasiana* var. *notata* und *M. apiculata*. Maßbalken: 100 μm .

Mitochondrien

Mitochondrien fehlen in keiner pflanzlichen oder tierischen Zelle. Man findet in ihnen alle wesentlichen Enzyme des Zitronensäurezyklus und der Atmungskette sowie des Fettsäurestoffwechsels mit jenen für die zugehörigen energieliefernden Phosphorylierungsprozesse vereinigt. Als wichtigste ATP-Lieferanten sind Mitochondrien somit die Zentren der Energiegewinnung aus den Atmungsprozessen, in welchen die energiereichen Kohlenstoffverbindungen abgebaut werden. Sie haben meist eine längliche Form in der Größenordnung von 0,2 - 1 μm mal 2 - 8 μm , entsprechen also der Größe von Bakterien.

Dictyosomen

Dictyosomen, auch als Golgi-Apparat bezeichnet, sind Zentren der Synthese von Baustoffen für die Zelle. Sie erscheinen als Stapel scheibenförmig abgeflachter, membranumgrenzter Hohlräume oder Zisternen, dessen Durchmesser üblicherweise 1 - 2 μm beträgt. An den Rändern der Zisternen scheiden sich membranumschlossene Pakete, die Golgi-Vesikel ab, in welchen die Golgi-Sekrete innerhalb der Zelle zu ihren jeweiligen Bestimmungsorten transportiert werden. Die Dictyosomen von Algen- und Pflanzenzellen synthetisieren in erster Linie Zellwandsubstanzen, saure Polysaccharide, Pektine und Hemizellulosen, aber auch Schleime und ätherische Öle werden produziert. Die feinen Kieselplättchen für die Schalen der euglyphiden Amöben sind ebenfalls Produkte von Dictyosomen, um nur ein weiteres Beispiel aus einem völlig anderen Organismenbereich zu nennen (Abb. 3).

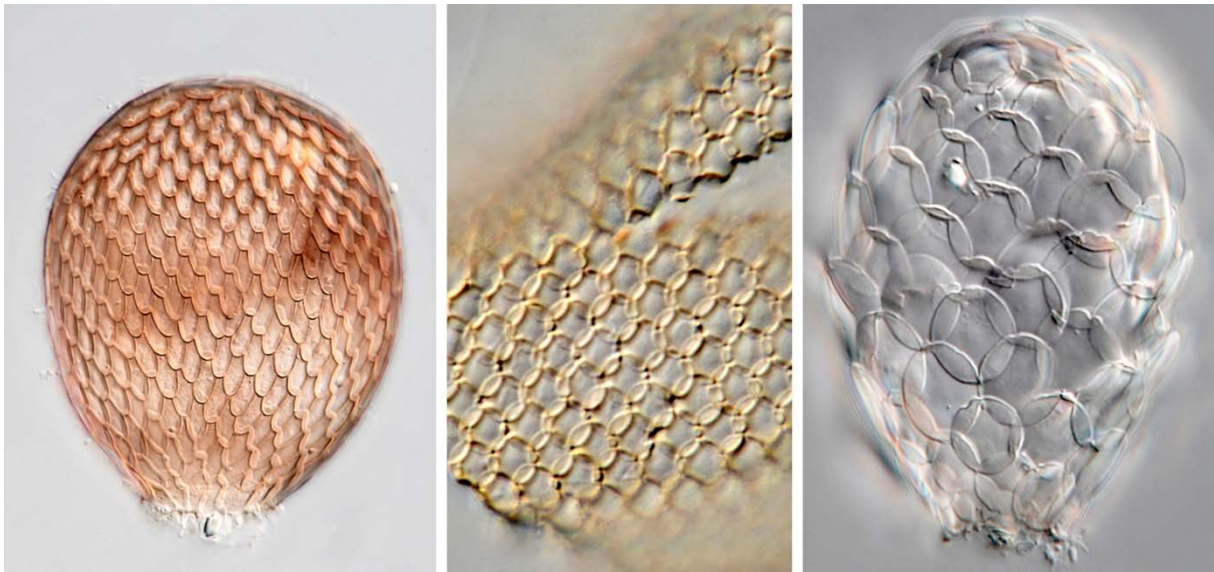


Abb. 3: von links: *Assulina seminulum* mit ihren dachziegelartig angeordneten Kieselschuppen. *Cyphoderia ampulla*, Segment eines Quetschpräparats der Schale, deren rundliche Schuppen sich so überlappen, dass das Bild einem Kettenhemd gleicht. *Tracheleuglypha dentata*. Der leichte Deckglasdruck auf die Schale offenbart an deren Rand, wie dünn die Silikatplättchen sind.

Wenn Zellen von Euglyphiden kurz vor der Zweiteilung sind, kann man die vom Golgi-Apparat vorab produzierten Kieselschuppen für die nächste Generation in speziellen Vakuolen liegen sehen. Die Vakuolenmembran setzt sich aus jenen der Golgi-Vesikel zusammen, die das Baumaterial angeliefert haben (Abb. 4, Pfeilspitzen).



Abb. 4: links eine synoptische Darstellung der Schale einer *Paulinella chromatophora*, rechts ein optischer Querschnitt durch eine Zelle kurz vor einer Zweiteilung. Die Pfeilspitzen weisen auf die vorproduzierten Gehäuseschuppen hin.

Tipps zum Aufsammeln von Zieralgen

Verbreitung und Ökologie der genannten Arten

Micrasterias rotata wird als acidophil, aber anpassungsfähig beschrieben. Sie bevorzugt ein schwach saures Milieu (Nieder- und Zwischenmoore), kommt aber sowohl in sauren Sphagnumgewässern als auch an neutralen Standorten (z. B. Wiesenvernässungen) vor. Die tolerierte pH-Spanne ist weit: (3,8 -)4,5 - 7,5! Als Charakterart ist sie in Mitteleuropa sowohl häufig als auch weit verbreitet und kommt wohl kosmopolitisch vor. Wenn man sie antrifft, findet man sie oft in Massenvorkommen.

Micrasterias denticulata ist in Nieder- und Zwischenmooren ebenfalls recht häufig. Wenn ihr die Standortbedingungen zusagen, neigt auch sie zur Massenvermehrung. Rupert Lenzenweger (1996) beschreibt sie als Charakterart für mäßig saure Gewässer von Nieder- und Zwischenmooren, Verlandungs- und Schwingrasenzonen, Wiesen- und Hangvernässungen. Besonders im Flachland ist sie weit verbreitet, steigt in den Alpen aber bis 1000 m und ist auch dort nicht selten.

Micrasterias apiculata stellt ähnliche ökologische Ansprüche, ist aber seltener.

Micrasterias thomasi ist in ihrer Varietät *notata* sehr viel weiterverbreitet, als die Typusvarietät. Rupert Lenzenweger beschreibt sie als Charakterart in sauren bis mäßig sauren Nieder- und Zwischenmoorschlenken, Feuchtwiesen und Waldtümpeln des Alpenvorlandes bis in die mittleren Höhenlagen der Alpen hinein.

Wie in Coesel & Meesters (2023) zu lesen ist, kommen die Arten *M. denticulata* und *M. rotata* in den Flachlandgebieten des nördlichen Mitteleuropas selten vor (*M. apiculata* sehr selten), die *M. thomasi* var. *notata* wird als „etwas häufiger vorkommend“ beschrieben.

Spezielle Hinweise zur Desmidiaceen-Probenahme

Die genannten *Micrasterias*-Arten findet man meist in sehr flachen Wasseransammlungen, und zwar Moorschlenken und nassen Rinnen in Feuchtwiesen. In Hochmoorgebieten ist es ratsam, jene Bereiche zu suchen, wo nicht mehr *Sphagnum* allein vorherrscht, sondern vermehrt höhere Pflanzen (Gräser) im Wasser stehen. Sieht man dort zusätzlich noch *Utricularia*-Arten (Wasserschlauch), ist man sicherlich im bevorzugten Habitat, nämlich im Zwischenmoorbereich (John & Williamson, 2009). Er ist mäßig sauer bis hin zu neutral, in ihm findet man generell die größte Artenvielfalt an Desmidiaceen.

In den seichten und kleinflächigen Wasserstellen hat sich die von Rupert Lenzenweger propagierte Sammelmethode mit der entnadelten Einwegspritze bewährt. Viele Desmidiaceenarten leben im Aufwuchs an Torfmoosen und höheren Pflanzen und haften dort mit ihrer Bewegungsgallerte schwach genug, dass man sie von der Unterlage ablösen kann, wenn man, die Spritze aufziehend, mit deren Spitze auf der Aufwuchsunterlage hin und her streift.



Abb. 5: Probenahme mit Spritze und Kontrolle mit einer 10er-Einschlaglupe. Im Mittelteil der Abbildung sind zwei Beispiele für Schlenken im Übergangsmoorbereich der Paradieswiese bei Kitzbühel zu sehen.

Ist die Spritze gefüllt, empfiehlt sich ein prüfender Blick durch eine 10fach vergrößernde Einschlaglupe auf ein paar Tropfen, die man auf die Handfläche gibt (Abb. 5). Mit etwas Übung kann man damit sogar Desmidiaceen-Artengruppen unterscheiden.

Wie bekommt man nun die oben angesprochenen Zellorganellen zu Gesicht?

Üblicher Zustand kurz nach der Aufsammlung

Betrachtet man frisch gesammelte Desmidiaceen mit dem Mikroskop, enthalten sie üblicherweise viele kugelige Assimilatkörper (Speicherlipide). Das sind zum einen die ölhaltigen und daher stark lichtbrechenden Plastoglobuli, zum anderen die fetthaltigen Oleosomen (Bresinsky & al., 2008). Vor allem die Oleosomen sind im Bild oft so dominant, dass sie die Sicht

auf so zarte und nahezu durchscheinende Organellen wie Mitochondrien und Dictyosomen verdecken. Abb. 6 zeigt einige Beispiele:

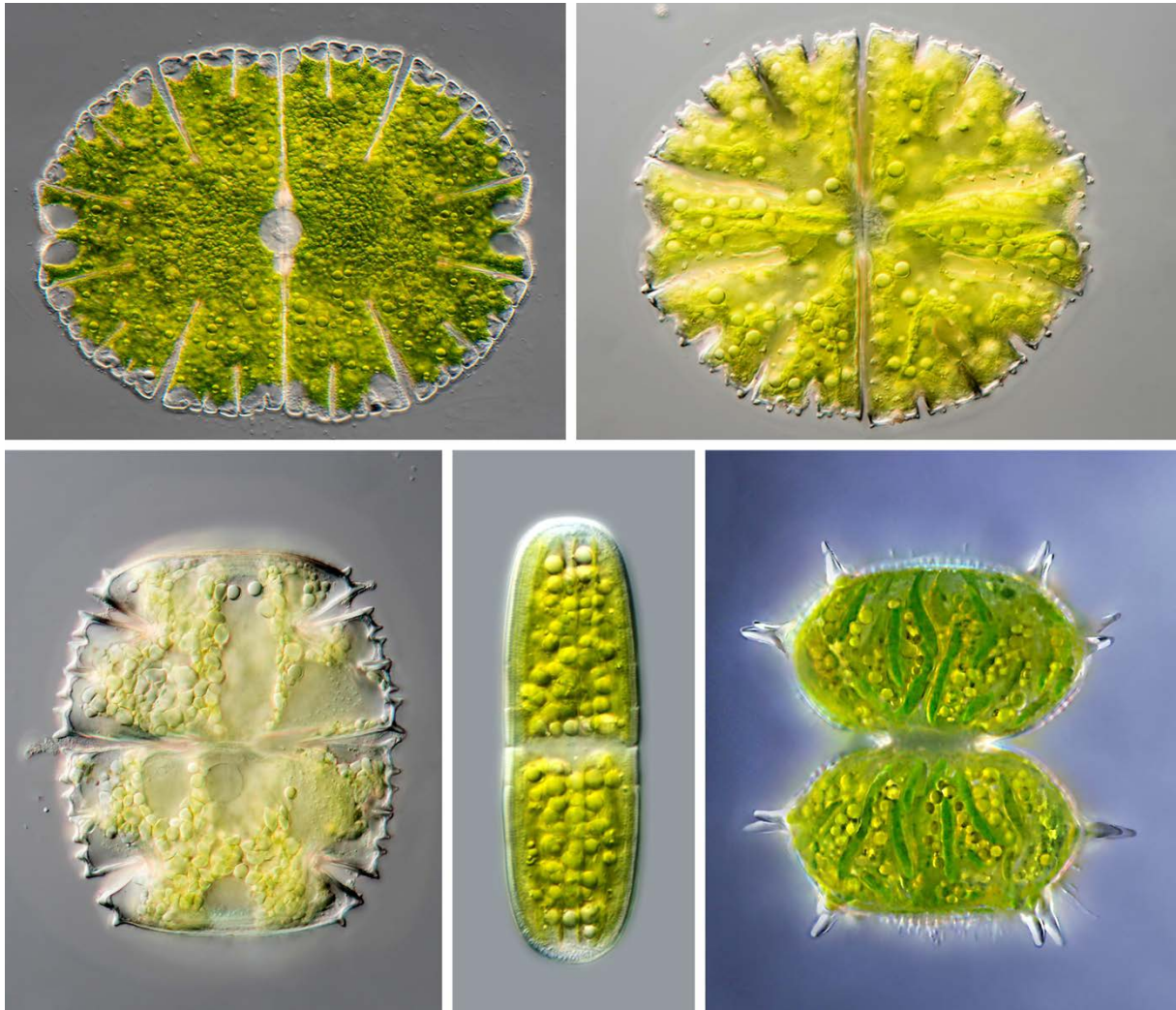


Abb. 6: Assimilatkügelchen in Zygnematophyceenzellen. Obere Zeile: *Micrasterias denticulata* und *M. papillifera*. Untere Zeile: *Micrasterias truncata* var. *bahusiensis*, *Penium polymorphum* und *Xanthidium antilopaeum*.

Die Zellen müssen fasten

Wir müssen den Zellen Zeit geben, die als Reservestoff eingelagerten Fette und Öle zu verwerten und dabei abzubauen, damit wir eine klarere Sicht auf die feinen Cytoplasma-Details bekommen, welche wir beobachten wollen. Bevor ich die nachstehend gezeigten Aufnahmen habe machen können, hatte ich meine Proben in Petrischalen und feuchten Kammern circa zwei Monate bei schwachem Licht und mäßigen Temperaturen (18 – 20 °C) in einem Keller-raum gelagert. Dass die Zellen in Abb. 2 so frei von Reservestoffkügelchen aufgenommen werden konnten, lag genau an einer solchen Fastenperiode!

Beobachtung von Mitochondrien

Untersucht man die Algen bei höherer Vergrößerung (ab Objektiv-Vergrößerungen 40x mit Aperturen ab 1,0), so sind eine ganze Reihe von Gebilden im Zellplasma unterscheidbar. Fokussiert man ausgehend von der Zelloberfläche langsam in das Zelllumen hinein, wobei kontraststeigernde Maßnahmen wie schräge Beleuchtung oder DIK hilfreich sind, so erblickt man knapp unterhalb der Zellwand einen regen Partikelstrom. Die meisten dieser „Mikrosomen“ (membranzumgeschlossene Vesikel unterschiedlicher Herkunft, in Abb. 7 beispielhaft eingekreist) sind klein und rundlich mit Durchmessern unter 0,5 µm und werden von der

Cytoplasmaströmung schnell und in Bereichen ohne Hindernisse geradlinig bewegt (Kleinig & Sitte, 1984).

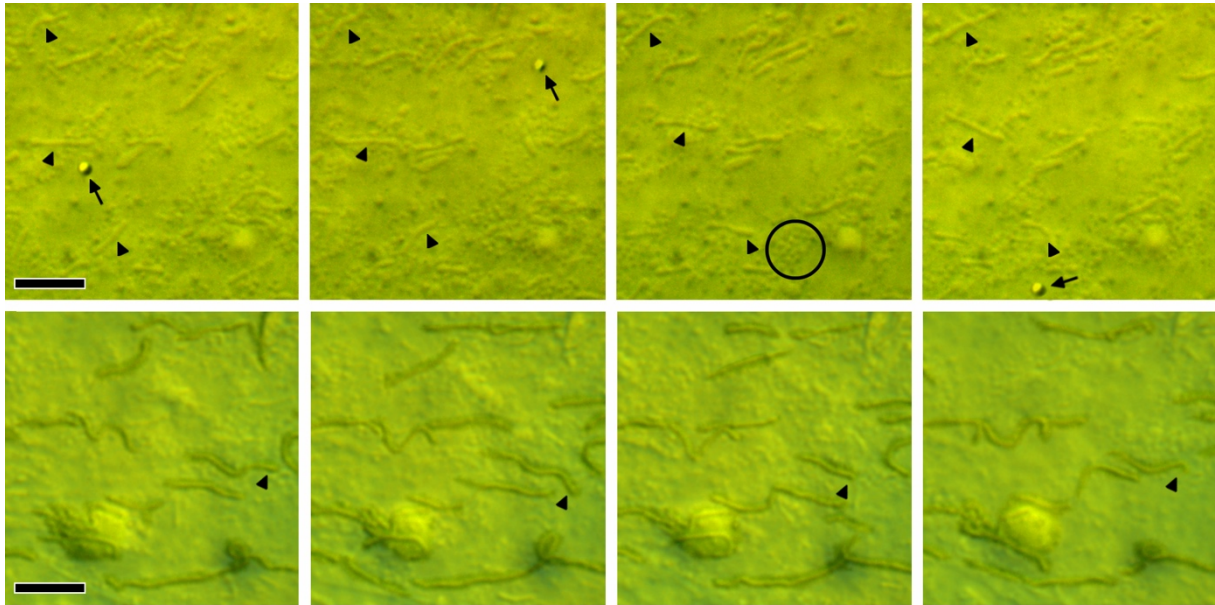


Abb. 7: Unterschiedliche Partikeltypen im Cytoplasmaström von *Micrasterias rotata*. Die Einzelbilder der beiden Aufnahmeserien sind jeweils im Sekundentakt aufgenommen worden. Pfeile = Öltröpfchen, Pfeilköpfe = Mitochondrien, Kreis = Vesikelansammlung, „Mikrosomen“. Aus Gründen der Übersichtlichkeit wurden lediglich die Bewegungsstadien einiger Mitochondrien markiert. Maßbalken: 5 μm .

Die Mitochondrien erwiesen sich in den Beobachtungen an Zellen von *Micrasterias rotata* aber als ziemlich ortstreu und wurden selten – und wenn, dann langsam und nur kurze Strecken – verlagert. Sie zeigten sich als wurmförmige, formveränderliche Gebilde, die im Partikelstrom wie Fahnen im Wind hin und her schlackerten (Abb. 7, Pfeilköpfe). Auch waren im Partikelstrom immer wieder kleine, stark lichtbrechende Assimilatkugeln (Öltröpfchen) zu sehen (Abb. 7, Pfeile).

Bei *M. denticulata* waren die Mitochondrien ebenso wie bei *M. rotata* ständig in schwingender und tanzender Bewegung (Abb. 8, untere Zeile), sie zeigten sich jedoch voluminöser, die zu beobachtende Anzahl war wesentlich geringer und sie befanden sich meist tiefer in der Zelle, in der Nähe der großen flächigen Chloroplasten. Sie waren deshalb seltener so klar fotografierbar wie diejenigen bei *M. rotata*. Die Mitochondrien von *M. apiculata* hingegen glichen in Größe und Verteilung sehr denjenigen bei *M. rotata*. (Abb. 8, obere Zeile).

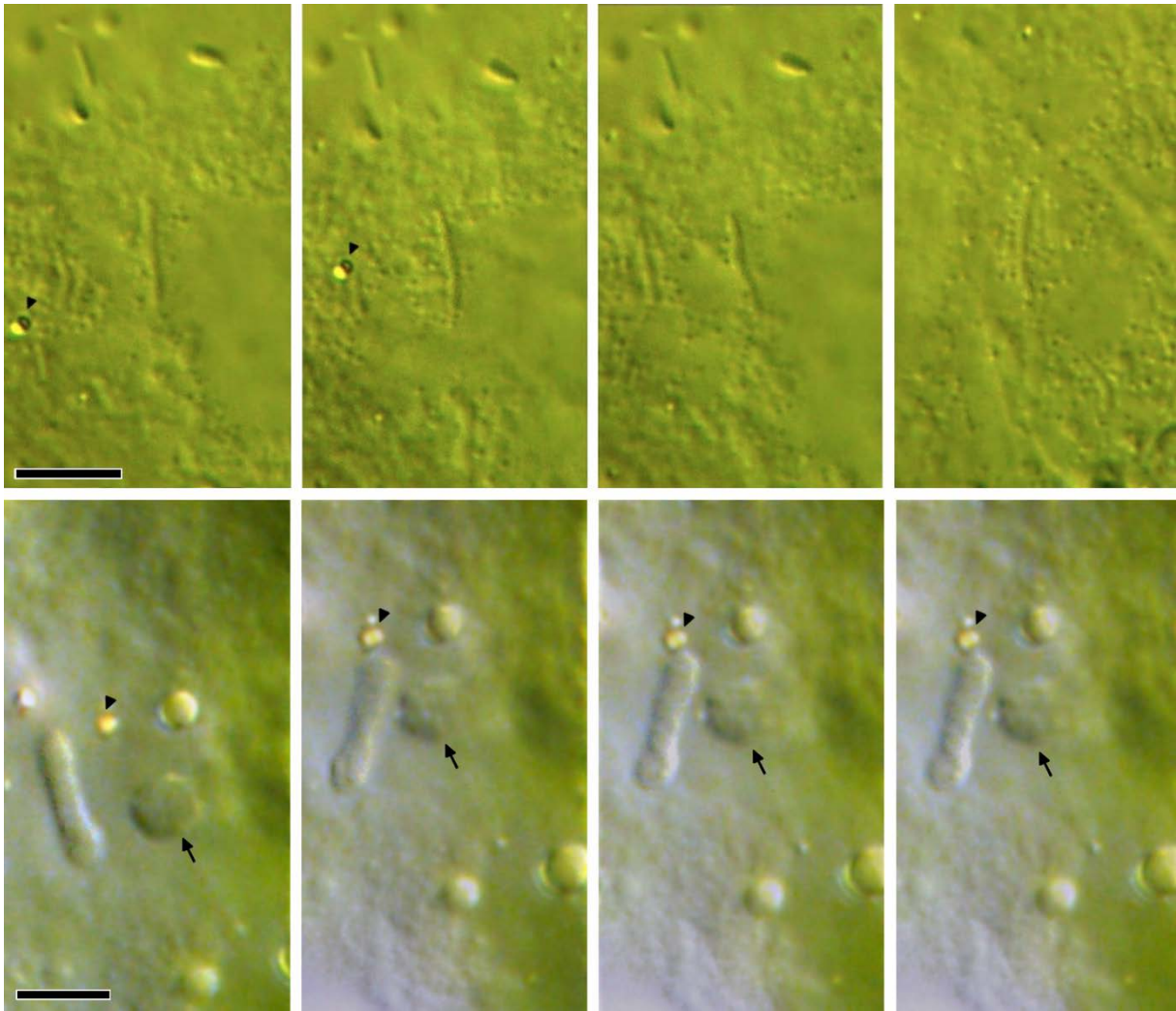


Abb. 8: obere Zeile: Mitochondrien von *Micrasterias apiculata* zusammen mit Öltröpfchen (Pfeilköpfe); untere Zeile: Serienaufnahmen von einem Mitochondrion von *M. denticulata* in schwingender Bewegung zusammen mit einem Dictyosom (Pfeile) sowie Öltröpfchen (Pfeilköpfe). Die Bilder der Serien wurden jeweils im Sekundenabstand aufgenommen. Maßbalken: 5 μm .

Beobachtung von Dictyosomen

Dictyosomen findet man in den Zellen in wesentlich geringerer Zahl als Mitochondrien. Ihre Form erscheint im Lichtmikroskop rundlich abgeflacht, Oberfläche und Rand machen den Anschein, als seien sie genoppt. Ihr Durchmesser liegt üblicherweise bei 0,5 - 2 μm , in seltenen Fällen um 5 μm (in von Denffer & al., 1971, findet man hierzu den expliziten Beobachtungshinweis auf *Micrasterias*!). Ähnlich den Mitochondrien werden sie durch die Plasmaströmung meist nicht verlagert; sollte es geschehen, schwingen sie auch wieder zurück, bleiben also in einer gewissen Umgebung. Eine Häufung ist in der Umgebung des Kerns und der Kanten der Chloroplastenflügel zu beobachten (Abb. 8, untere Zeile und 9). Selten waren auch die in der Fachliteratur beschriebenen Kippbewegungen zu sehen, in einem Fall gelangen dabei einige Profilaufnahmen (Abb. 9, obere Zeile siehe Pfeilspitzen).

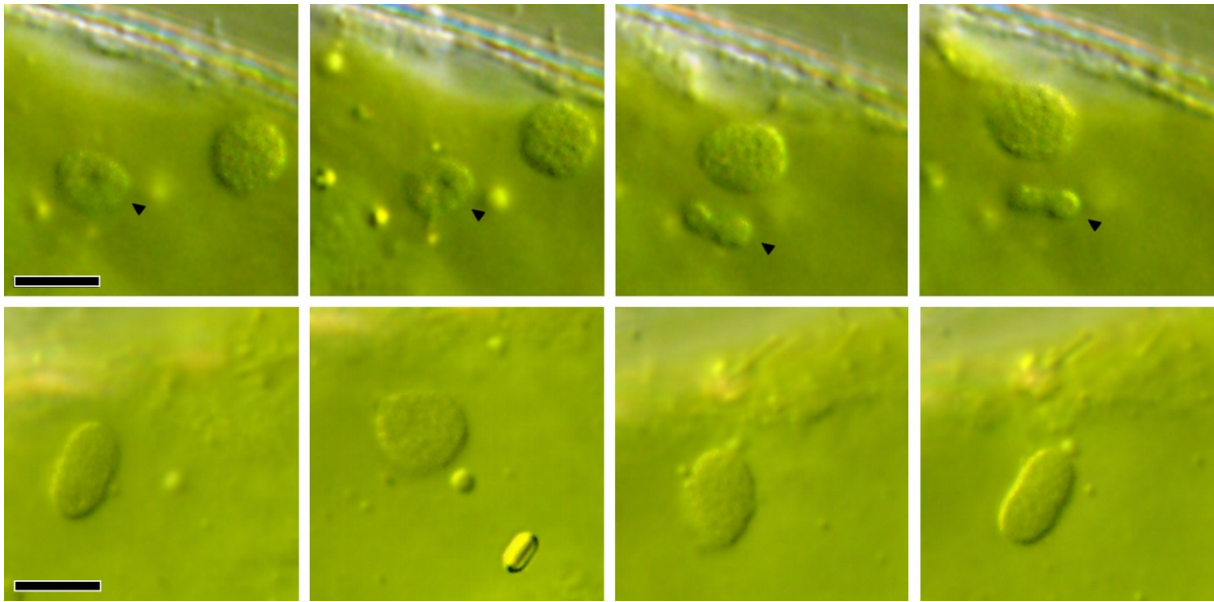


Abb. 9: Serienaufnahmen von Dictyosomen von *Micrasterias denticulata* (obere Zeile) und *M. thomasi* var. *notata* (untere Zeile). Die typischen, in der Literatur (Drawert & Mix, 1962) erwähnten Kippbewegungen sind vor allem in der ersten Zeile (Bilder 3 und 4, siehe Pfeilspitzen) gut erkennbar. Maßbalken: 5 μ m.

Zur Beweglichkeit der Desmidiaceen

Viele Zieralgenarten können sich mittels ausgestoßener Gallerte gezielt bewegen (Abb. 10). Sie haben die Fähigkeit, sich nach dem Licht auszurichten und in Richtung des Lichtes zu wandern, sogar senkrecht zum Substrat (Linne von Berg & al., 2003)! Wird es dunkel, so stellen sich *Micrasterias*-Zellen lotrecht. So haben sie die größtmögliche „Sensorfläche“ auf die zu erwartende Einfallsrichtung des Lichtes zu Beginn der nächsten Helligkeitsperiode. Zu Beginn der Morgendämmerung richten sie ihre Chloroplasten senkrecht zum Lichteinfall aus. Der IWF-Film C1496 von Wenderoth (1983) zeigt dies in eindrucksvoller Weise.

Für die Produktion der Bewegungsgallerte aus Polysacchariden haben diese Zieralgenarten einen zusätzlichen, darauf spezialisierten Dictyosomen-Typ. Wenn man im genannten Film den voluminösen Ausstoß von Schleim zu Fortbewegungszwecken sieht, fragt man sich unwillkürlich, woher die Zellen diese Materialfülle nehmen. Dies wird nur verständlich, wenn man von einer hohen Quellrate ausgeht. Tatsächlich wurde beispielsweise an Wurzelspitzen des Mais gemessen, dass der dort als Gleitmittel austretende Schleim um das 1000fache voluminöser war als die interne Zulieferung von Schleimvesikeln an die Ausströmöffnungen der Wurzelspitzen (Steer, 1985).



Abb. 10: Bild links: Gallerte zur Fortbewegung an einer Zellspitze von *Closterium moniliferum*. Bild rechts: Nach einer Dunkelpphase senkrecht mittels Gallerte auf dem Objektträger angeheftete Zelle von *Micrasterias rotata*, mit einem inversen Mikroskop aufgenommen. Maßbalken: 100 μm .

Spezielle Dictyosomen produzieren Gallerte für die Fortbewegung

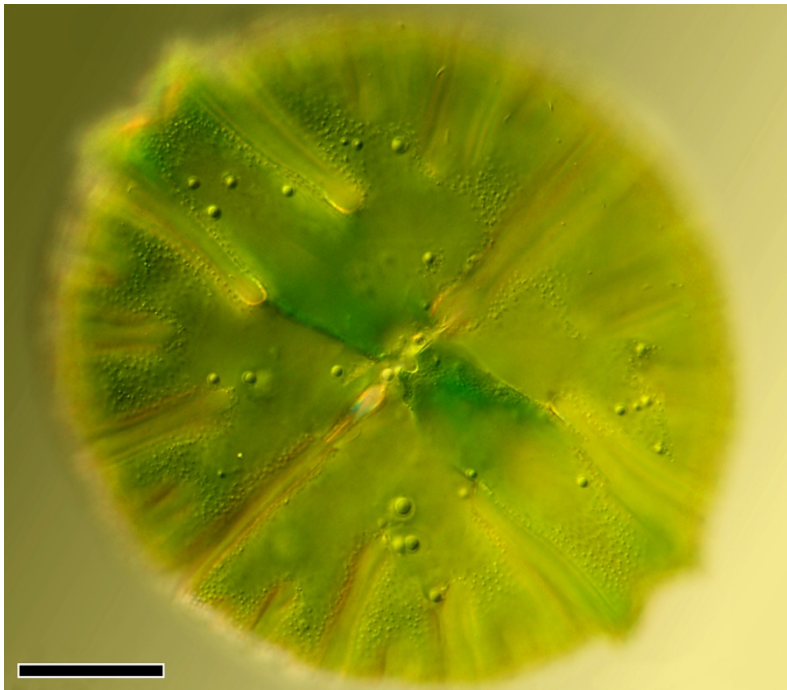


Abb. 11: *Micrasterias rotata* nach zwei Monaten in einer dunkel gestellten feuchten Kammer. Die rundlichen Körper sind die auf die Produktion von Fortbewegungsgallerte spezialisierten Dictyosomen. Maßbalken: 50 μm

Sind die oben angesprochenen Speicherlipide abgebaut, fallen beim Blick durchs Mikroskop auf Zellen von *Micrasterias rotata* wenige, auf die große Zellfläche verteilte rundliche Gebilde auf, deren Größe jenen der großen Lipidkugeln ähneln, welche das Bild bei frisch aufgesammelten Zellen dominieren. Beim genaueren Hinsehen bemerkt man aber deutliche Unterschiede, auch liegen die meisten von ihnen, anders als die genannten Speicherstoffe, nicht bewegungslos da, sie pendeln leicht um ein imaginäres Zentrum. In Abb. 11 sehen wir ein Übersichtsbild. Ein kurzes Video, welches im Internet unter

<https://www.protisten.de/protists-def/chlorophytes/> verfügbar ist, liefert einen wenige Sekunden dauernden dynamischen Eindruck der sich darbietenden Szenerie.

In Abb. 12 sind die in Rede stehenden cytoplasmatischen Körper in Aufnahmen von *Micrasterias apiculata* nebeneinander dargestellt. Die Algenprobe, aus welcher diese Zelle stammte, war nicht ganz so lang ins Dämmerlicht gestellt worden, daher befanden sich noch einige der größeren Reservestoffkugeln im Cytoplasma. Letztere haben eine hohe optische Dichte und sind auch im Hellfeld gut zu erkennen, während die zarten Dictyosomen meist nur mit Hilfe optischer Kontrastverfahren wie schräger Beleuchtung oder DIK deutlich sichtbar werden. Abb. 13 zeigt eindrucksvolle Beispiele in für lichtmikroskopische Verhältnisse maximaler Vergrößerung.

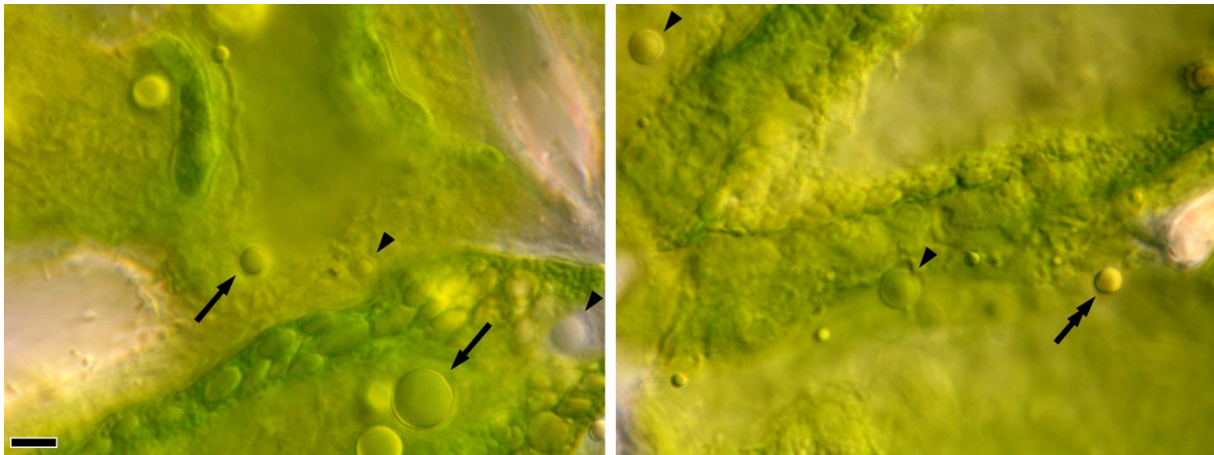


Abb. 12: *Micrasterias apiculata*, zellkernnahe Ausschnitte mit Dictyosomen (Pfeilköpfe), stark lichtbrechenden Plastoglobuli (Doppelpfeile) und Oleosomen (Pfeile). Maßbalken: 5 μm .

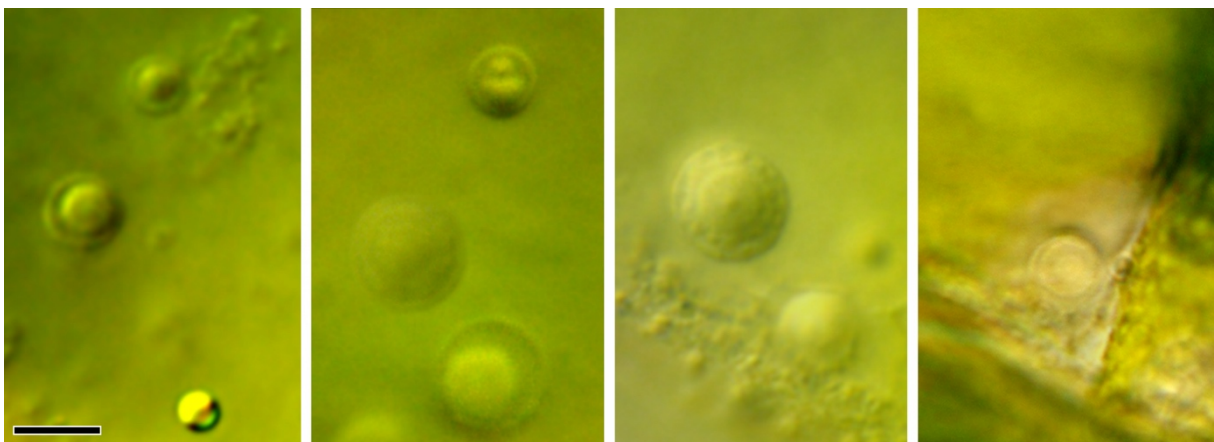


Abb. 13: Schleimproduzierende Dictyosomen von *Micrasterias rotata*, im ersten Einzelbild zusammen mit einem Öltröpfchen. Im dritten Einzelbild ist ein Muster sichtbar, welches auf Vesikelstrukturen hindeutet. Das Dictyosom im vierten Einzelbild lag so günstig, dass eine Hellfeld-Aufnahme ohne Zuhilfenahme schräger Beleuchtung gelang. Maßbalken: 5 μm .

Vesikelablösungen

Noguchi (1978) hat bei ihren elektronenoptischen Untersuchungen Bewegungsgallerte produzierender Dictyosomen von *Micrasterias americana* gezeigt, dass Riesenvesikel mit Durchmessern von 1,2 bis 1,8 μm gebildet werden. Derartige Vesikelbildungen und -ablösungen konnte ich mehrfach beobachten, von der ersten erkennbaren Ausbeulung am Rand bis zur Ablösung dauerte es im Schnitt etwa vier Minuten (Abb. 14). Ein frühes Stadium einer solchen Vesikelbildung ist auch in der oben erwähnten, von mir aufgenommenen kurzen Filmsequenz zu sehen.

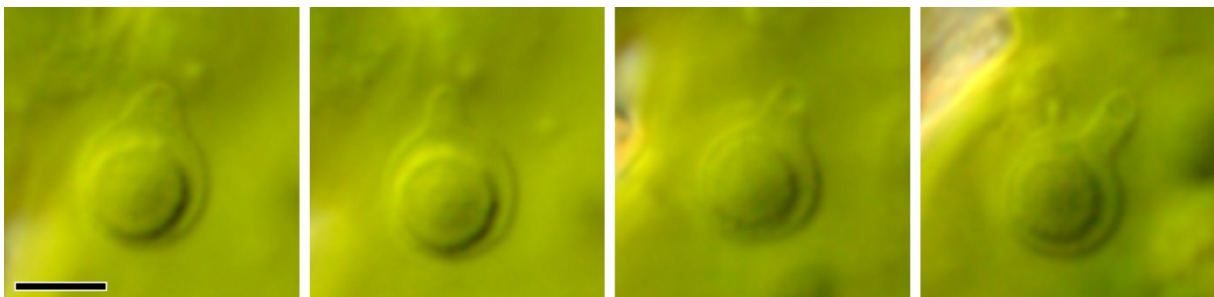


Abb. 14: *Micrasterias rotata*. Ablösung eines großen Vesikels von einem Dictyosom. Maßbalken: 5 μm .

Schlussbemerkung

Elektronenoptische Aufnahmen lassen erkennen, dass Dictyosomen grundsätzlich von einem Kranz von kleinen membranumschlossenen Bläschen, den Golgi-Vesikeln, umgeben sind. Die glattrandigen Objekte aus den obigen Abbildungen vermitteln ein etwas anderes Bild, weil die kleinen und kleinsten Abschnürungen mit dem Lichtmikroskop wegen seines beschränkten Auflösungsvermögens nicht darstellbar sind. Waren die Dictyosomen nahe am Deckglas, so konnten manchmal immerhin Ansätze von Vesikeln dokumentiert werden (Abb. 13, drittes Einzelbild). Selbst nach Umschalten von DIK auf Hellfeld blieben einige Dictyosomen sichtbar, so sie sich in günstiger Position befanden (Abb. 13, viertes Einzelbild). Ein Dictyosom zeigte eine Einschnürung im zentralen Bereich (Abb. 13, zweites Einzelbild). In der Literatur (Menge & Kiermayer, 1977; Noguchi, 1978) finden sich elektronenmikroskopische Aufnahmen, die zeigen, dass dieses Bild einem Dictyosomen-Teilungsstadium entsprechen könnte. Außerdem sei bemerkt, dass alle hier gezeigten Mikrofotografien von kleinen und kleinsten Zellorganellen an intakten Algenzellen aufgenommen werden konnten.

Danksagung

Die im Text dargestellten mikroskopischen Beobachtungen an Mitochondrien und Dictyosomen stammen aus dem Jahr 2007. Zur Sicherung meiner Befunde konnte ich damals viele fruchtbare Fachgespräche mit Dr. Detlef Kramer, Cytologe und Leiter des Elektronenmikroskopielabors an der TU Darmstadt, führen. Ihm bin ich an erster Stelle zu Dank verpflichtet, für seine Freundschaft, seine Ermutigungen, die fachliche Unterstützung und die gemeinsamen Labortage an der TU Darmstadt. Er hat auch den Kontakt zu Prof. Dr. Werner Herth, Zellbiologe an der Universität Heidelberg, hergestellt, der selbst lange Jahre Ultrastrukturforschung an Algen- und Pflanzenzellen betrieben hat. Dieser hat damals nach meinem Besuch im Institut und Gedankenaustausch über das Thema meine Befunde auf Basis eigener elektronenmikroskopischer Untersuchungen an *Micrasterias rotata* im Nachgang verifiziert. Auch ihm bin ich sehr zu Dank verpflichtet.

Was meinen Zugang zur Welt der Desmidiaceen anbelangt, so hat Prof. Rupert Lenzenweger (Ried im Innkreis) mir die Tür geöffnet und mich deren Vielfalt in öffentlichen und privaten Exkursionen erleben lassen. Ihm danke ich herzlich für die jahrelange Freundschaft und Beratung in taxonomischen Fragen.

Und ich bedanke mich bei Angie Opitz (St. Ulrich am Pillersee), die mich und viele andere Teilnehmer ihrer viele Jahre lang veranstalteten Zieralgentreffen zu einer Reihe von Mooren im Bezirk Kitzbühel mit reichhaltiger Desmidiaceenflora geführt hat.

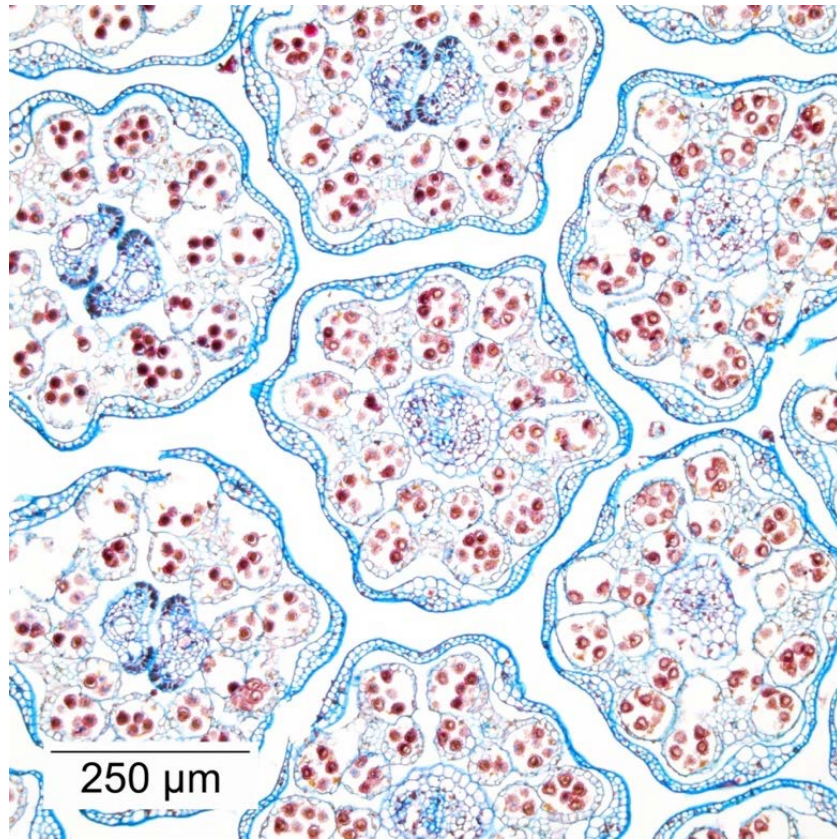
Literatur

- Bresinsky, A., Körner, C., Kadereit, J. W., Neuhaus, G., & Sonnewald, U. (2008). Strasburger, *Lehrbuch der Botanik für Hochschulen*. 36. Aufl./neu bearb. von Andreas Bresinsky. Spektrum, Akad. Verl. Heidelberg.
- Coesel, P. F., & Meesters, K. J. (2023). *Desmids of the Lowlands: Mesotaeniaceae and Desmidiaceae of the European Lowlands*. 2. überarbeitete und erweiterte Auflage: 424 Seiten, 26 Abb. und 3 Tab. im Text und 136 Tafeln. KNNV Publishing, Zeist, the Netherlands.
- Drawert, H., & Mix, M. (1962). Zur Frage von Struktur und Funktion des „Golgi-Apparates“ in Pflanzenzellen. *Marb.Sitzungsber.*, 84 (1. H), 361–382.
- Herth, W. (2007). Persönliche Mitteilungen.
- Hess, S., Williams, S. K., Busch, A., Irisarri, I., Delwiche, C. F., de Vries, S., Darienko, T., Roger, A. T., Archibald, J. M., Buschmann, H., v. Schwartzberg, K. & de Vries, J. (2022). A phylogenomically informed five-order system for the closest relatives of land plants. *Current Biology*, 32(20): 4473–4482.

- John, D. M., & Williamson, D. B. (2009). *A Practical Guide to the Desmids of the West of Ireland*: VIII, 196 Seiten, 117 Abb. im Text und 49 Tafeln. Martin Ryan Inst., National University of Ireland, Galway.
- Kleinig, H., & Sitte, P. (1984). *Zellbiologie*: XI, 488 Seiten, 482 Abb. und 87 Tabellen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.
- Kramer, D. (2007). Persönliche Mitteilungen.
- Lenzenweger, R. (1996). *Desmidiaceenflora von Österreich. Bibliotheca Phycologica. B 101*: VIII, 162 Seiten, 117 Abb. im Text und 17 Tafeln. J. Cramer in der Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Berlin – Stuttgart.
- Linne von Berg, K.-H., Hoef-Emden, K., Marin, B., Melkonian, M. (2003). *Der Kosmos-Algenführer*. 366 Seiten, 199 Grafiken im Text, 202 Grafiken im Schlüssel und 783 Farbfotos. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart.
- Menge, U. & Kiermayer, O. (1977). Dictyosomen von *Micrasterias denticulata* Breb. – ihre Größenveränderung während des Zellzyklus. *Protoplasma* 91, 115–123.
- Noguchi, T. (1978). Transformation of the Golgi Apparatus in the Cell Cycle, especially at the Resting and Earliest Developmental Stages of a Green Alga, *Micrasterias americana*. *Protoplasma* 95, 73–88.
- Ružička, J. (1981). *Die Desmidiaceen Mitteleuropas*, Band 1, 2. Lieferung: IX, 293–736, 4 Abb. im Text und 73 Tafeln. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung (Nägele u. Obermiller), Stuttgart.
- Steer, M. W. (1985): Vesicle dynamics. In: Robards, A., W. (ed): *Botanical Microscopy 1985*. Oxford University Press: 129–155.
- v. Denffer, D., Schumacher, W., Mägdefrau, K. & Ehrendorfer, F. (1971). *Lehrbuch der Botanik für Hochschulen „Strasburger“*. 30. Aufl.: VIII, 842 Seiten, 759 Abb. im Text und 1 farbige Karte. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.
- Wenderoth, K., & Inst. Wiss. Film (1983). Phototaxis bei Desmidiaceen und Diatomeen. *Film C1496 des IWF*, Göttingen.
- Wenderoth, K. (1985). Phototaxis bei Desmidiaceen und Diatomeen. *Publ. Wiss. Film., Sect. Biol., Ser. 17, Nr. 15/C1496*.

5. Paraffin – macht das Sinn?

Univ.Prof. Jürgen Stampfl



Österreichische Hundskamille (*Cota austriaca*), Paraffinschnitt der Blüte, (8 µm, gefärbt mit Wacker-Färbung), Aufnahme 10x-Objektiv am Leica DM 2000 LED

Exzerpt

Paraffinschnitte für die Mikroskopie sind ein häufig angewandtes Verfahren in der Histologie. In der botanischen Mikrotechnik bietet die Paraffintechnik ebenfalls große Vorteile, vor allem bei der Präparation nicht zusammenhängender Proben oder bei Materialien, die sehr kleine Strukturen (Pollen, Sporen, subzelluläre Strukturen ...) aufweisen. In diesem Artikel werden grundlegende Methoden und Arbeitsanweisungen präsentiert, mit denen Blüten, Mykorrhiza, Pollen und ähnliche botanische Materialien präpariert, gefärbt und mit dem Lichtmikroskop abgebildet werden können.

1. Wozu der ganze Aufwand?

Während die Paraffintechnik in der Histologie weit verbreitet ist und routinemäßig im klinischen Alltag zum Einsatz kommt, sind Paraffinschnitte in der botanischen Mikrotechnik eher eine Randerscheinung. Das hat vermutlich zwei Ursachen:

- (1) Die Probenvorbereitung ist recht aufwändig: Das zu untersuchende Material muss über mehrere Zwischenschritte vollständig entwässert werden, damit eine Einbettung in Paraffin möglich wird. Im Anschluss muss der Paraffinblock mit einem Rotationsmikrotom geschnitten werden, um die Schnitte auf Objektträger aufziehen zu können. Das Paraffin auf dem Objektträger kann dann entfernt werden, und die Probe wird wiederum über mehrere Zwischenschritte in ein wässriges Milieu übergeführt, um eine Färbung mit den

handelsüblichen Farbstoffen zu ermöglichen. Der gesamte Vorgang dauert mehrere Tage und erfordert teils gesundheitsschädliche bzw. geruchsintensive Chemikalien wie Xylol oder Methylbenzoat. Ein gut belüfteter Arbeitsplatz ist daher erforderlich. Konventionelle botanische Handschnitte bzw. Schnitte mit dem Schlittenmikrotom, die mit Frischmaterial durchgeführt werden können, liefern Ergebnisse innerhalb weniger Stunden und erfordern in der Regel nur haushaltsübliche Chemikalien.

- (2) Der Durchmesser einer typischen pflanzlichen Zelle liegt bei ca. 50 µm und ist damit deutlich größer als die meisten tierischen Zellen, deren Größe üblicherweise bei ca. 10 µm liegt. In den meisten Fällen wird man Schnittdicken wählen, welche dieselbe Größenordnung aufweisen wie die untersuchten Zellen. Bei Pflanzenproben (Sprossachse, Holzschnitte, Blätter ...) wird man deshalb Schnittdicken im Bereich von 30 - 50 µm wählen, die sich bei vorhandenem handwerklichen Geschick und mit einiger Übung recht einfach mit Hand- oder Schlittenmikrotomen umsetzen lassen. Falls dünnere Schnitte erforderlich sind, ist die Einbettung über PEG eine Option. [1] Mit in PEG eingebetteten Proben können minimale Schnittdicken von 15 - 20 µm realisiert werden.

In einigen Fällen ist man in der Botanik mit Proben konfrontiert, die entweder nicht zusammenhängende Strukturen aufweisen oder Schnittdicken zwischen 5 und 15 µm erfordern. Als Beispiele erwähnt seien hier Blüten mit ihren teils sehr kleinen Pollen oder Pilze, deren Sporen und Hyphen Durchmesser im einstelligen Mikrometer-Bereich aufweisen. Neben diesen rein geometrischen Aspekten bietet die Paraffintechnik aber auch Vorteile in Hinblick auf die Möglichkeit, interessante geometrische Formationen (z.B. Blüten- oder Blattknospen) „einzufrieren“ und so nach dem Schneiden Einblicke in einen faszinierenden Formenreichtum zu erhalten, der mit anderen Methoden nicht zugänglich ist. [2] Der technische Zusatzaufwand zahlt sich also aus und eröffnet viele Möglichkeiten, den Einfallsreichtum der Natur in farbenfrohen Bildern festzuhalten.

2. Ausrüstung und Arbeitsschritte

Die für diese Arbeit gewählte Ausrüstung wurde so gewählt, dass der Verbrauch an Chemikalien (Paraffin, Xylol ...) möglichst gering ist. Dadurch ist es ausreichend, Kleinmengen zu kaufen und zu lagern. Zusätzlich wird die Entsorgung vereinfacht, da die Abgabe von haushaltsüblichen Mengen in den meisten Gemeinden bei Problemstoffsammelstellen unkompliziert und in der Regel kostenlos ist.

25 ml-Schnappdeckelgläser sind besonders praktisch. Sie können in einem Blockthermostat bei definierten Temperaturen über eine einstellbare Zeit gelagert werden und benötigen nur geringe Füllmengen an Lösungsmittel. Die verfügbaren Einsätze für Blockthermostate nehmen vier bis sechs Proben gleichzeitig auf, was eine Verarbeitung mehrerer unterschiedlicher Proben vereinfacht. Als kostengünstige Alternative zum Blockthermostat (siehe Abb. 2-1) ist grundsätzlich jede Laborheizplatte, auf welche die Einsätze gestellt werden, geeignet. Um die Paraffinblöcke schneiden zu können, ist ein Rotationsmikrotom (siehe Abb. 2-2) erforderlich. Ein Strecktisch und Streckbad sind sehr hilfreich, können aber gegebenenfalls durch ein Wasserbad auf einer Laborheizplatte bzw. auf einem Alublock, der ebenfalls auf einer Laborheizplatte aufliegt, ersetzt werden.

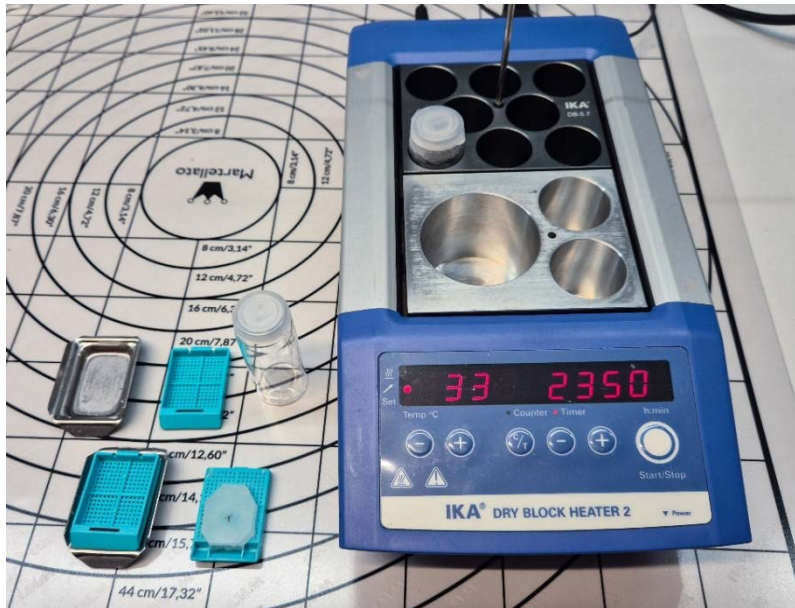


Abb. 2-1: Gerätschaften (Einbettformen, Einbettkassetten, Rollrandgläser, Blockthermostat) zur Vorbereitung der Paraffinblöcke.

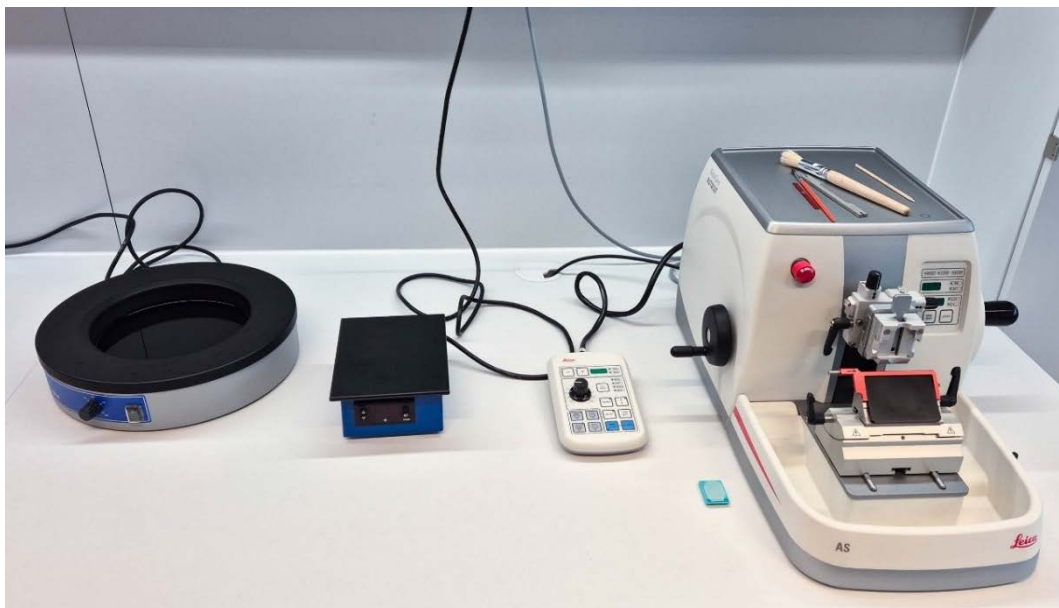


Abb. 2-2: Erforderliche Ausrüstung für das Schneiden und Strecken der Proben.

Neben den üblichen Mikroskopie-Utensilien (Mikroskopierbesteck, Bechergläser, Laborheizplatte, Ethanol, Isopropanol, Eideck- und Färbemittel) wurden somit folgende Gerätschaften für die Herstellung der hier gezeigten Präparate verwendet:

- (1) Rotationsmikrotom mit Schmalband-Einwegklingen
- (2) Streckbad und Strecktisch (optional, kann durch Laborheizplatte ersetzt werden)
- (3) Blockthermostat mit Einsätzen für Rollrandgläser (optional, kann durch Laborheizplatte ersetzt werden)
- (4) Rollrandgläser
- (5) Färbeküvetten
- (6) Exsikkator mit Vakuumpumpe zur Entfernung von Luftblasen
- (7) Chemikalien: wasserfreies Ethanol, Xylol, Methylbenzoat und Paraffin

Eine der wesentlichen Herausforderungen bei der Paraffintechnik liegt darin, dass sich Fehler in einem der erforderlichen Prozessschritte in den nachfolgenden Schritten schwer

oder gar nicht korrigieren lassen. D. h. jeder Fehler zieht sich erfahrungsgemäß bis ins fertige Präparat durch und senkt dessen Qualität. Die Paraffintechnik ist deshalb nichts für Ungeduldige, Rückschläge sind unvermeidbar. Irgendwann sitzen die einzelnen Handgriffe, und schöne Präparate sind dann der Lohn für die Mühen.

2.1 Probenvorbereitung

Ausgangspunkt für die Präparation sind frische botanische Proben (Blüten, Blätter, Wurzeln ...). Im ersten Schritt empfiehlt es sich, die Proben bereits im frischen Zustand so zuzuschneiden, wie sie im letzten Schritt in die Einbettformen eingelegt werden. D. h. der Durchmesser der Probe sollte nicht zu groß sein, und ihre Höhe sollte die Tiefe der Einbettform nicht überschreiten. Ein verbliebenes Stück vom Stängel kann hilfreich sein, um die Probe im flüssigen Paraffin leichter positionieren zu können.

Pflanzen und Pilze schützen sich mit ausgeklügelten Methoden, die verhindern sollen, dass ungewollt Medien aus der Umgebung ins Innere des Organismus eindringen. Diese Schutzschichten (z. B. Cuticula und Epidermis) erschweren damit das Durchdringen der Probe mit dem jeweiligen Medium. Es kann daher sehr hilfreich sein, die Probe mit einer Präpariernadel oder einem Skalpell an Stellen anzuschneiden, die später nicht im Paraffinschnitt zu liegen kommen (z. B. der untere Blütenboden einer Blüte).

2.2 Einbetten der Proben

Für die Einbettung der Proben wurde in dieser Arbeit ein Protokoll in Anlehnung an [3, S. 107] verwendet. Das Protokoll (siehe Tabelle 2-1) kann als Ausgangspunkt für erste Versuche gesehen werden. Je nach Probenart und -beschaffenheit können Adaptionen erforderlich sein. Ausgangsmaterial sind jeweils in AFE (Alkohol-Formalin-Essigsäure) fixierte Proben, die im ersten Schritt möglichst vollständig entwässert werden müssen. Dazu werden die Proben in ein Rollrandglas gegeben und in reinem Ethanol für kurze Zeit getränkt, um einen Großteil des Wassers zu entfernen. Bei etwas schwierigeren Proben empfiehlt sich danach ein Zwischenschritt im Vakuum, um eventuelle Luftblasen zu entfernen, die den Kontakt des Lösungsmittels mit dem Probeninneren verhindern würden.

In einem weiteren Schritt wird wiederum reines Ethanol verwendet, das über mehrere Stunden für einen gründlichen Austausch des verbliebenen Fixierungsmittels mit Ethanol sorgt. Danach ist die Probe fast wasserfrei und kann in das Intermedium (in diesem Fall Methylbenzoat) gelegt werden.

Medium	Dauer
Ethanol 100 %	20 min
* Ethanol 100 %	8 h
Methylbenzoat	20 min
* Methylbenzoat	8 - 24 h
Xylol	20 min
Xylol	2 h
Xylol : Paraffin 1 : 1 bei 55°C	2 h
Paraffin bei 62°C	30 min
Paraffin bei 62°C	12 - 24 h

*Tabelle 2-1: Typische Prozessschritte beim Einbetten botanischer Proben. Bei den mit * markierten Schritten kann es hilfreich sein, am **Anfang** des Schrittes Vakuum anzulegen, um eventuell vorhandene Luftblasen zu entfernen.*

Methylbenzoat ist sowohl mit geringen Konzentrationen an Wasser als auch mit Xylol verträglich und ist somit ein geeignetes Medium, um von den polaren Medien Ethanol/Wasser in die unpolaren Medien Xylol/Paraffin überzugehen. Methylbenzoat ist in den verwendeten Mengen nicht gesundheitsschädlich, riecht aber selbst in kleinsten Mengen sehr intensiv. D. h. man sollte in diesem Schritt sehr sorgsam arbeiten, um ein Verschütten des Mediums zu vermeiden. Methylbenzoat hat einen hohen Brechungsindex und klärt die Proben, sie werden zum Teil durchsichtig. Kleine Luftblasen lassen sich in diesem Schritt daher gut erkennen und können damit im Vakuum leichter entfernt werden.

Falls beim Übergang zu Xylol noch kleinste Reste von Wasser vorhanden sind, wird das Lösungsmittel trüb, als Indikator für eine unvollständige Entwässerung. Am Ende der Prozesskette erhält man eine in flüssigem Paraffin eingebettete Probe, die weder nach Methylbenzoat noch nach Xylol riechen sollte, wenn alle vorherigen Schritte erfolgreich verlaufen sind. Die Proben können jetzt in vorgewärmte und mit flüssigem Paraffin gefüllte Einbettformen umgelagert werden. Oft ist es hilfreich, mit einer (Nieten)Zange ein Loch in den Kasettenboden zu schneiden, um eine Halterung zur Ausrichtung der Probe (z. B. Blütenstiel) zu haben.

Zum Schluss wird die Einbettkassette auf die Form gelegt und mit etwas zusätzlichem Paraffin bedeckt. Das Paraffin erstarrt, und nach kurzer Lagerung im Kühlschrank kann der Paraffinblock recht leicht aus der Form entfernt werden. Der Block kann mit einem Messer noch etwas zugeschnitten werden und ist dann bereit für das Schneiden. Es gibt eine Reihe von Paraffin-Anbietern. Im Rahmen dieser Arbeit konnten die besten Ergebnisse mit dem Paraffin von Leica (Paraplast Plus) erreicht werden.

2.3 Schneiden der Proben

Für das Schneiden der Proben am Rotationsmikrotom (siehe Abb. 2-2) ist es hilfreich, wenn die Paraffinblöcke eine Temperatur unterhalb der Raumtemperatur haben. Das gilt besonders für härtere Proben (im Idealfall weisen Probe und Einbettmedium dieselbe Härte auf) und für dünne Schnitte ($< 5 \mu\text{m}$). Man kann dazu den Paraffinblock in einen Kühlschrank geben bzw. in ein mit Eiswürfeln und Wasser gefülltes Gefäß, das neben dem Mikrotom steht.

Nach dem Trimmen der Probe werden Schnitte mit der gewünschten Dicke angefertigt, die idealerweise ein Schnittband bilden. Vielfach rollen sich die Schnitte ein. Um das zu vermeiden, ist es wichtig, den richtigen Messer-Freiwinkel zu finden, der für verschiedene Messertypen unterschiedlich sein kann. Für die in dieser Arbeit verwendeten Schnitte wurden Einwegklingen von Leica (Typ 818) sowie von Feather (Typ S35) verwendet. Beide Messertypen lieferten gute Ergebnisse, mit leichten Vorteilen für die Messer von Feather.

Die Klingen sollten regelmäßig mit einem Pinsel von Paraffinresten gereinigt werden, damit glatte Schnitte ohne Riefen erhalten werden. Botanische Proben können das Messer recht schnell verschleifen (z. B. durch feinste Sandpartikel auf Wurzelstücken), im Normalfall wird man 20 - 50 Schnitte machen können, bevor die Klinge gewechselt werden sollte. Am kritischsten ist immer der erste Schnitt eines Schnittbandes. Um ein Einrollen zu vermeiden, ist es hilfreich, den Schnitt knapp an der Schneide der Klinge mit einem kleinen Holzstäbchen niederzudrücken. Wenn der erste Schnitt glatt aufliegt, ergeben alle weiteren Schnitte ein kontinuierliches Band, da die einzelnen Schnitte an der Blockkante aneinanderhaften.

2.4 Aufziehen der Schnitte

Die Schnittbänder bestehend aus 4 - 5 Schnitten können mit einer Pinzette oder einem Holzstäbchen aufgenommen und ins Streckbad (siehe Abb. 2-2) transferiert werden. Das Streckbad ist mit temperierten (45°C) destillierten Wasser gefüllt, sodass sich die Schnitte beim Einlegen strecken und glätten. Mit einer gekröpften Pinzette lassen sich die einzelnen Schnitte aus dem Band abtrennen, um sie dann einzeln auf einen Objektträger aufzuziehen. Das überschüssige Wasser lässt man vom Objektträger abtropfen. Danach werden die

Objektträger getrocknet, um eine gute Anhaftung der Schnitte auf dem Glas zu gewährleisten. Es hat sich bewährt, die Objektträger bei Raumtemperatur trocknen zu lassen, und sie erst am nächsten Tag weiter zu verarbeiten.

Die Schnitte sollten relativ kurz (< 2 min) im Streckbad liegen, da sich ansonsten beim Trocknen Blasen unter dem Paraffin bilden können, welche die Präparate zerstören. Das destillierte Wasser muss regelmäßig getauscht werden, weil aus dem Paraffin Substanzen herausgelöst werden, die in Kombination mit der erhöhten Wassertemperatur Pilzwachstum im Streckbad nach sich ziehen können.

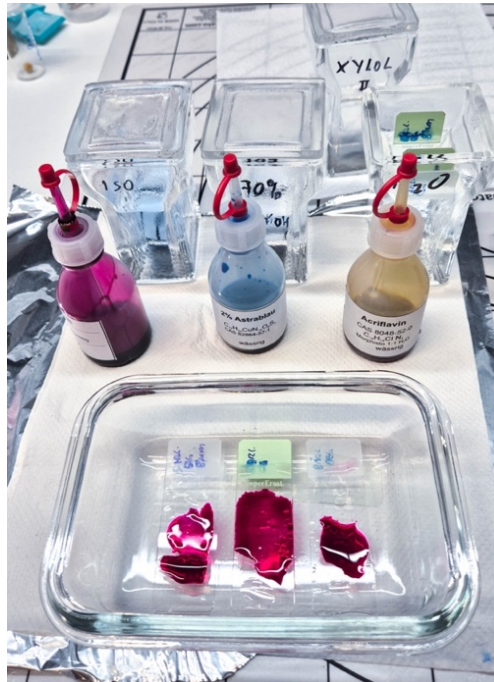


Abb. 2-3: Die Objektträger werden in Färbeküvetten entparaffiniert. Die Färbung selbst kann am einfachsten in Glasgefäßen passender Größe erfolgen.

2.4 Entparaffinieren und Färben

Im nächsten Schritt muss das im Schnitt verbliebene Paraffin aufgelöst und entfernt werden. Bevor der Objektträger in das Lösungsmittel getaucht wird, ist es empfehlenswert, ihn auf einem beheizten Strecktisch oder einer Laborheizplatte bei 45 °C für ca. 15 min vollständig zu trocknen. Durch die erhöhte Temperatur wird auch die Anhaftung des eigentlichen Objektes auf dem Glas verbessert.

Der erwärmte Objektträger kann dann in der folgenden Sequenz für die Färbung vorbereitet werden:

- (1) Xylol bei 45 °C
- (2) Isopropanol
- (3) Ethanol 70 %
- (4) Wasser

Um die Reste vom vorigen Schritt vollständig zu entfernen, ist eine vorsichtige Bewegung im Lösungsmittel hilfreich. Anhand der ablaufenden Schlieren erkennt man meistens recht gut, ob das vorige Lösungsmittel noch an der Oberfläche anhaftet. Um mehrere Objektträger gleichzeitig verarbeiten zu können, sind Färbeküvetten sehr hilfreich, auch wenn dadurch der Verbrauch an Lösungsmittel etwas höher ist.

Für die Färbung selbst ist es am einfachsten, die Objektträger horizontal in einem geeigneten Glasgefäß zu positionieren (siehe Abb. 2-3). Auf jeden Objektträger werden dann zwei

bis drei Tropfen Färbemittel aufgetropft. Nach ausreichender Einwirkzeit gemäß der jeweiligen Anleitung wird die Färbelösung abgewaschen, und im Anschluss an die Färbung kann das Präparat eingedeckt werden.

3. Mikrofotografie von Paraffinschnitten

Aufgrund der Ästhetik und des Informationsgehaltes vieler botanischer Paraffinschnitte ist es vielfach wünschenswert, die Präparate fotografisch festzuhalten. Idealerweise erhält man so eine Mikrofotografie, die visuell attraktiv ist, aber auch inhaltliche Details ohne Artefakte wiedergibt. Um dieses Ziel zu erreichen, ist es sinnvoll, einige optische Randbedingungen zu kennen und diese bei der Planung der Aufnahme zu berücksichtigen. Um diese Planung zu erleichtern, sind in Tabelle 3-1 für verschiedene Objektive optische Parameter dargestellt. In den meisten Fällen ist eine mehr oder weniger umfangreiche Bildbearbeitung notwendig, um eine optimale Bildqualität zu erreichen. Die dafür erforderlichen Schritte werden hier ebenfalls kurz dargestellt.

3.1 Optische Randbedingungen

Ausgangspunkt der Überlegungen ist es, ein Bild in einem Ausgangsformat wiederzugeben, welches eine relativ hohe Auflösung erfordert (z. B. Ausdrucke im Format DIN A2 oder Wiedergabe auf einem 8K Monitor). Für ein Foto im DIN A2-Format, welches mit einer Auflösung von 300 ppi ausgedruckt werden soll, sind beispielsweise 35 Megapixel (MPx) erforderlich, siehe [4, S. 755]. Um feststellen zu können, ob diese Pixelzahl mit einer einzelnen Mikroskopaufnahme erzielbar ist, muss bekannt sein, welche maximale Anzahl an Bildelementen mit einem gegebenen Objektiv abgebildet werden kann. Dazu kann man folgendermaßen vorgehen:

Die laterale Auflösung d des Objektivs ist gegeben durch

$$d = \frac{0,61 \lambda}{NA}$$

wobei als Lichtwellenlänge $\lambda = 550$ nm gewählt wurde. NA ist die numerische Apertur des Objektivs. Das aufgenommene Bildfeld ist ein Quadrat von 15 mm Seitenlänge, was einem Bildfelddurchmesser von 21,2 mm entspricht. Aufgerundet ist das nahe am Bildfelddurchmesser der heute meistens verwendeten Okulare (22 mm). Entsprechend dem Abtasttheorem müssen in den beiden Raumrichtungen jeweils 2 Pixel zum Abtasten von d zur Verfügung stehen. Angenommen wird weiters, dass ein Sensor mit Bayer-Matrix verwendet wird und alle 4 Pixel (rot, blau, 2mal grün) zum Abtasten des Signals zur Verfügung stehen. Unter diesen Randbedingungen wurden die Werte für die erforderliche Kameraauflösung in Tabelle 3-1 errechnet. Daraus ist ersichtlich, dass moderne Kameras mit typischerweise > 20 MPx in allen Fällen die erforderliche Anzahl an Pixeln bieten. Erkennbar ist, dass hochaperturige Objektive mit geringer und mittlerer Vergrößerung (10x, 20x) die höchsten Anforderungen an die Kamera stellen, während Objektive mit hoher Vergrößerung die geringste Kameraauflösung erfordern.

Andererseits wird auch klar, dass eine einzelne Aufnahme nicht ausreichend ist, um die oben erwähnten größeren Ausdrucke im DIN A2-Format mit ausreichender Auflösung umsetzen zu können. Hier wird es also erforderlich sein, durch Aneinanderreihen mehrerer Aufnahmen zu einem Panorama die notwendige Zahl an Pixeln zur Verfügung zu stellen. Für Aufnahmen botanischer Schnitte wird man vielfach mit 5x- oder 10x-Objektiven arbeiten, und für das oben genannte Beispiel wird dementsprechend ein 3 x 3- oder 2 x 3-Panorama erforderlich werden.

	Einheit	Fluotar 5x/0.15	Fluotar 10x/0.3	APO 10x/0.4	APO 20x/0.75	APO 40x/1.30 (ÖI)	APO 100x/1.40 (ÖI)
Objektiv- vergrößerung	-	5	10	10	20	40	100
Apertur		0,15	0,3	0,4	0,75	1,3	1,4
laterale Auf- lösung bei 550 nm	nm	2237	1118	839	447	258	240
Pixelbedarf	MPx	7	7	13	11	8	2
Brechungsindex Medium	-	1	1	1	1	1,51	1,51
Schärfentiefe	µm	31,3	7,8	4,4	1,3	0,6	0,5

Tabelle 3-1: Um die optisch erzielbare Auflösung eines Objektivs bei einem Bildkreisdurchmesser von 22 mm ausnutzen zu können, ist eine Kameraauflösung laut Tabelle erforderlich. Die Schärfentiefe des jeweiligen Objektivs ist ebenfalls angegeben.

Neben der lateralen Auflösung muss natürlich auch die axiale Auflösung und die damit verbundene Schärfentiefe beachtet werden, wenn eine Aufnahme gemacht werden soll, die über die ganze Tiefe des Objektes scharf ist. Da die Schärfentiefe von Objektiven für die Mikroskopie sehr klein ist, können Bildstapel (z-Stacking), erstellt werden, bei denen die einzelnen Bilder an verschiedenen axialen Positionen aufgenommen werden und mit Hilfe einer geeigneten Software die jeweils schärfsten Bildpartien in das finale Bild übernommen werden. Im Endergebnis erhält man so Bilder, in denen Bildelemente über einen großen Tiefenbereich detailreich dargestellt werden.

Sinnvollerweise sollte der z-Abstand zwischen den Einzelaufnahmen nicht viel kleiner sein als die Schärfentiefe des Objektivs. Ansonsten besteht die Gefahr, dass bei einer zu großen Anzahl an Einzelbildern Stacking-Artefakte im endgültigen Bild eingebaut werden. Zusätzlich steigt der Arbeits- und Rechenaufwand unnötig, wenn eine zu große Anzahl an Bildern aufgenommen und verrechnet werden muss.

Die Schärfentiefe Δz gibt an, innerhalb welchen axialen Maximalabstands zwei Objektpunkte scharf dargestellt werden können. Basierend auf folgender Formel aus [5] kann Δz abgeschätzt werden:

$$\Delta z = \lambda \cdot \frac{1,28 \cdot n}{NA^2}$$

wobei n der Brechungsindex des Mediums ist. Die entsprechenden Werte für eine Reihe von Objektiven sind in Tabelle 3-1 dargestellt. Die typische Dicke von botanischen Paraffinschnitten liegt zwischen 5 und 15 µm. Ein z-Stapel ist nur dann sinnvoll, wenn die Schärfentiefe kleiner ist als die Dicke des Schnittes. Aus Tabelle 3-1 wird klar, dass für Aufnahmen mit 5x- und 10x-Objektiven (mit Ausnahme von hochaperturigen Apo-Objektiven) z-Stapel keine zusätzliche Bildinformation (und damit verbunden Bildschärfe) liefern werden. Bei höheren Vergrößerungen, insbesondere mit 40x- und 100x-Objektiven, ist die Situation eine ganz andere: Hier ist die Schärfentiefe so klein, dass z-Stapel sehr sinnvoll sein können. In Abb. 4-5 (a) und Abb. 4-7 (d) sind Aufnahmen gezeigt, für die ein z-Stapel aufgrund der hohen Vergrößerung (100x Objektiv) hilfreich ist, um sehr kleine botanische Strukturen besser abbilden zu können. Aus Tabelle 3-1 lässt sich erkennen, dass die Zahl der Bilder im Stapel nicht sehr groß sein muss. Typischerweise wird man bei mittleren und hohen Vergrößerungen mit fünf bis fünfzehn Aufnahmen das Auslangen finden.

Angemerkt sei hier noch, dass obige Überlegungen nur eine Richtschnur sein können. Es gibt alternative physikalische Modelle zur Betrachtung der Schärfentiefe [4, S. 153], [6], [7, S. 46]. Weiters können die individuellen Ansprüche an Schärfe und Bildqualität variieren, so dass im Einzelfall eine andere Vorgangsweise als oben beschrieben angebracht sein kann.

3.2 Bildbearbeitung

Basierend auf den obigen Überlegungen soll im Folgenden exemplarisch der Workflow von der Aufnahme bis zum fertigen Bild illustriert werden. Das Präparat war ein Paraffinschnitt eines Fichtentriebs mit 8 µm Schnittdicke. Gefärbt wurde mit Hamburger Grün [8].

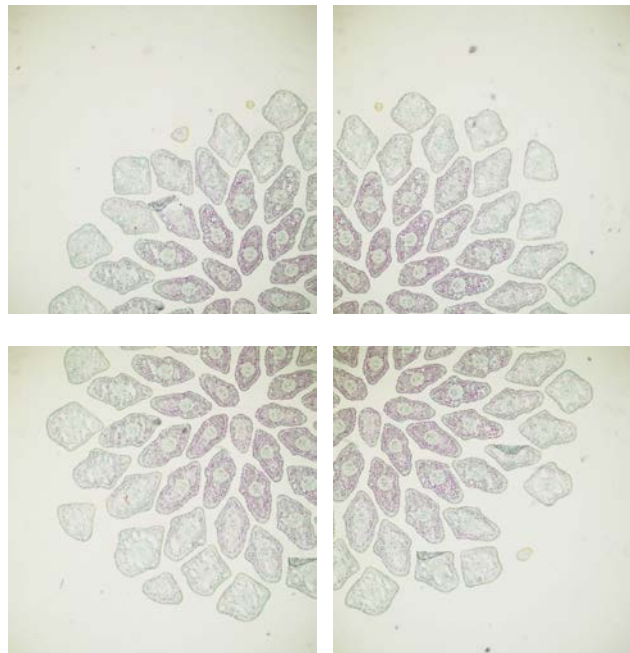


Abb. 3-1: Einzelaufnahmen für ein 2 x 2-Panorama. Objekt war ein Fichtentrieb, der als Paraffinschnitt (8 µm Schnittdicke) mit Hamburger Grün [8] eingefärbt wurde. Die Einzelaufnahmen sind mit einem 5x-Objektiv (NA 0,15) aufgenommen worden.

Aufgrund der Größe des Objektes war eine Panoramaaufnahme bestehend aus 4 Teilbildern notwendig, die mit einem Leica HC PL Fluotar 5/0.15 und einer Systemkamera (Panasonic G9) aufgenommen wurden. Um später einen reinweißen Hintergrund zu ermöglichen, wurde mit +1,66 Blendenwerten überbelichtet. Abb. 3-1 zeigt die entsprechenden Einzelaufnahmen. Die weitere Bildbearbeitung wurde mit Adobe Lightroom und Photoshop durchgeführt. Da keine speziellen Features der Software verwendet wurden, sind mit leichten Anpassungen die meisten heute verfügbaren Bildbearbeitungsprogramme in ähnlicher Weise einsetzbar.

In den Einzelbildern wird sichtbar, dass die Kamera beim automatischen Weißabgleich Probleme mit der verwendeten LED-Beleuchtung (Leica DM 2000 LED) hatte. Zusätzlich macht sich eine leichte Vignettierung bemerkbar, und einzelne Schmutzpartikel im Paraffinschnitt sind erkennbar. Um diese Bildfehler zu korrigieren, wird als erstes ein Panorama der vier Einzelbilder erstellt (siehe Abb. 3-2-a). Im nächsten Schritt kann in Lightroom der Weißabgleich angepasst werden (Abb. 3-2-b), um danach Weißpunkt und Schwarzpunkt geeignet einzustellen. Schließlich wurden Sättigung und Dynamik erhöht sowie die Tiefen herabgesetzt. Das Bild hat jetzt einen einheitlichen hellgrauen Hintergrund, und die Färbung kommt schon recht gut zur Geltung. In dieser Form wurde das Bild in Photoshop weiter bearbeitet. Mit dem Reparaturpinsel wurden die ungewollten Schmutzpartikel entfernt, und mit dem Füllwerkzeug wurde der hellgraue Hintergrund gegen einen reinweißen Hintergrund ausgetauscht. Zusätzlich wurde ein Größenbalken in das Bild eingefügt. Das Ergebnis dieser Bearbeitung ist in Abb. 4-1-a zu sehen. In diesem Beispiel war für Bildaufnahme und Bildbearbeitung ein Zeitaufwand von ca. 20 min erforderlich.

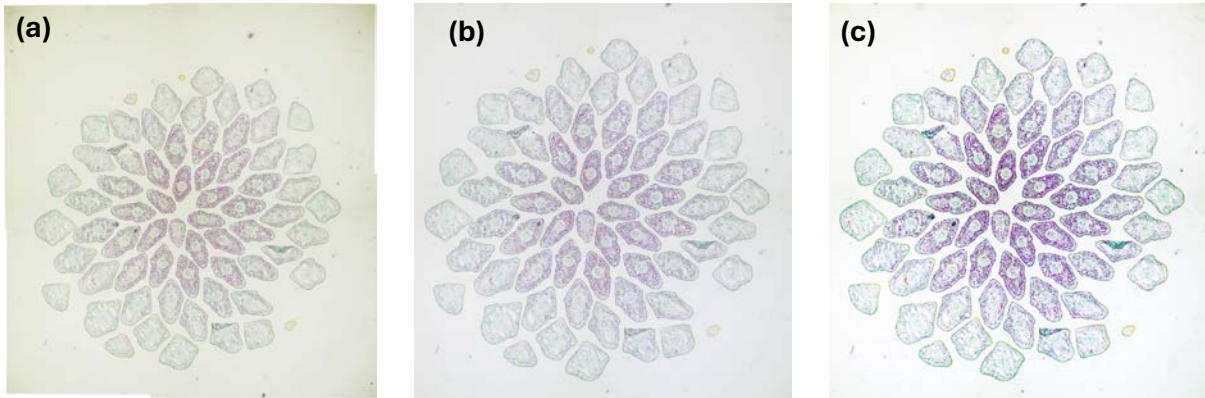


Abb. 3-2: (a) zeigt die Aufnahme nach dem Zusammenfügen als Panorama. In (b) wurde der Weißabgleich durchgeführt, und in (c) Weißpunkt, Schwarzpunkt, Sättigung und Dynamik angepasst. Zusätzlich wurden die Tiefen deutlich herabgesetzt.

4. Anwendungsbeispiele

In diesem Abschnitt werden exemplarisch einige Beispiele gezeigt, die illustrieren sollen, wie botanische Paraffinschnitte einerseits sehr ästhetische Aufnahmen des Formenreichtums in der Botanik ermöglichen, und andererseits auch inhaltliche Erkenntnisse durch detaillierte Darstellung sehr kleiner Strukturen erlauben. Ein Teil der Präparate und Aufnahmen wurde beim Treffen der MGW in Kefermarkt (August 2025) erstellt, vielen Dank an Gerhard Zimmer, Sylvia Buchta sowie an Karin und Gerhard Vlcek für die Hilfe und Ratschläge.

4.1 Nadelblätter

Der Durchmesser von Nadelblättern liegt meistens im Bereich weniger Millimeter, zum Teil sogar deutlich darunter. Daher ist es hilfreich, recht dünne Schnitte herzustellen, um ein sinnvolles Verhältnis zwischen Querschnittsfläche und Dicke zu erhalten. Abb. 4-1 und Abb. 4-2 zeigen entsprechende Darstellungen der Nadeln in der Triebspitze einer Fichte. Die „kirchenfensterartige“ Anordnung der jungen Nadeln ergibt ein schönes geometrisches Muster. In Kombination mit einer passenden Färbung erhält man so eine interessante mikrofotografische Aufnahme und zusätzlich detaillierte Informationen über den Aufbau der Nadeln.

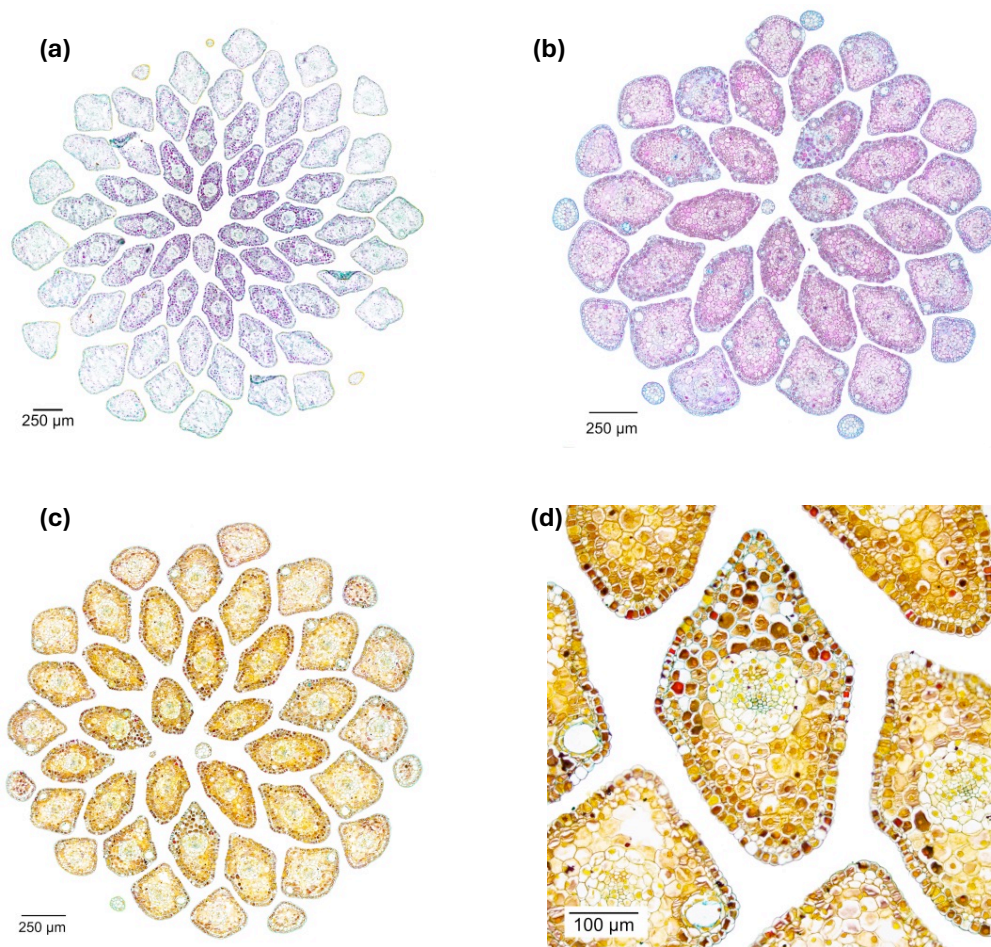


Abb. 4-1: Nadeln der Triebspitze einer Fichte (*Picea abies*). 8 µm Schnittdicke, Färbung Hamburger Grün (a), Etzold FCA (b) und Wacker Acridinrot-Acriflavin-Astrablau (c, d).

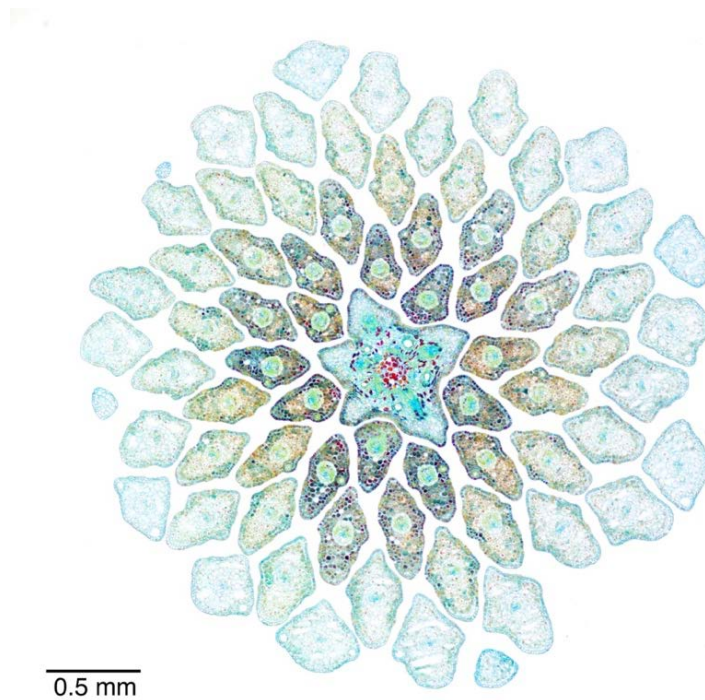


Abb. 4-2: Querschnitt durch einen jungen Nadeltrieb der Fichte (*Picea abies*). 12 µm Schnittdicke, Färbung mit Wacker Acridinrot-Acriflavin-Astrablau. Präparat: S. Buchta. Panorama aus 4 Aufnahmen mit dem 5x-Objektiv.

4.2 Blüten

Blüten sind dankbare Objekte für Paraffinschnitte: Kleine Strukturen (z. B. Pollen) erfordern dünne Schnitte, und die nicht zusammenhängenden Gewebe verhindern Schnitte an Proben, welche nicht eingebettet wurden. Zusätzlich hat der komplexe innere Aufbau der Blüten zur Folge, dass sich beim Betrachten der gefärbten Schnitte sehr interessante geometrische Formen offenbaren.

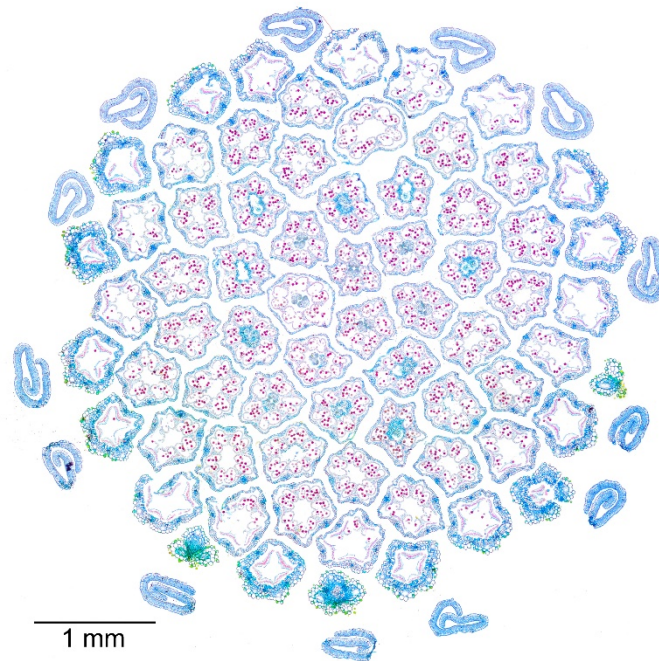


Abb. 4-3: Querschnitt der Blüte des Schmalblättrigen Greiskrauts (*Senecio inaequidens*), 10 μm Schnittdicke, Färbung Wacker Acridinrot-Acriflavin-Astrablau. Panorama aus 9 Aufnahmen mit einem 5x-Objektiv.



Abb. 4-4: Querschnitt der Blüte des Hohen Fingerkrauts (*Potentilla recta*), Präparat von K. und G. Vlcek. 12 μm Schnittdicke, Färbung mit W3A Einfachfärbung. Panorama aus 4 Aufnahmen, 5x Objektiv.

Korbblütengewächse sind ein besonders attraktives Objekt, da die zahlreichen Röhrenblüten dafür sorgen, dass die finale Aufnahme nicht zu leer wirkt. Mit entsprechend gewählten Färbungen ergeben sich auch interessante Farbmuster. Abb. 4-3 zeigt einen Querschnitt durch eine solche Blüte (Schmalblättriges Greiskraut). Natürlich bieten auch andere Pflanzenfamilien interessante Möglichkeiten, wie beispielsweise aus Abb. 4-4 ersichtlich ist.

Bei höheren Vergrößerungen werden Details der Blütenpollen erkennbar (Abb. 4-5 a und b). Interessant ist hier der Vergleich mit Aufnahmen der Pollen im Rasterelektronenmikroskop (Abb. 4-5-c). Die lichtmikroskopische Aufnahme ermöglicht Einblicke ins Innere der Pollen, während das REM eine sehr kontrastreiche Aufnahme der Oberflächentopographie erlaubt.

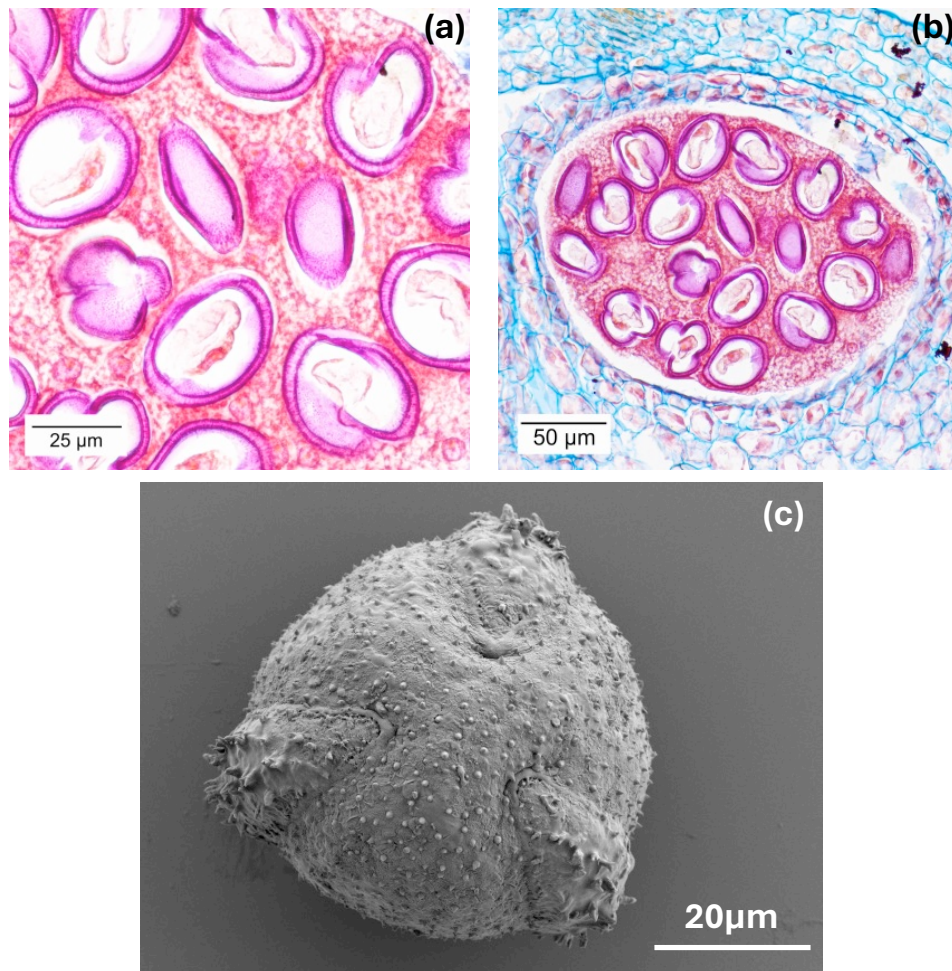


Abb. 4-5: Detailaufnahme der Blüte einer roten Spornblume (*Centranthus ruber*), (a), (b) Färbung Wacker Acridinrot-Acriflavin-Astrablau. (c) Aufnahme eines Pollenkorns am Rasterelektronenmikroskop.

4.3 Mykorrhiza

Da die Sporen und die Hyphen der meisten Pilze sehr kleine Durchmesser haben (typischerweise $< 10 \mu\text{m}$) und die lockeren Gewebe ohne Einbettung nicht gut geschnitten werden können, ist das Arbeiten mit Paraffinschnitte ein hilfreicher Ansatz. Abb. 4-6 und Abb. 4-7 zeigen Schnitte (Dicke $7 \mu\text{m}$) durch die Wurzel eines roten Waldvögleins (*Cephalanthera rubra*). Erkennbar sind Sporen und Hyphen in Abb. 4-6. In Abb. 4-7 wird sichtbar, wie sich Pilzhypen an die Stärkekörner im Inneren der Wurzel anlegen. Interessant ist hier der Vergleich zwischen lichtmikroskopischer Abbildung und der Aufnahme am Rasterelektronenmikroskop.

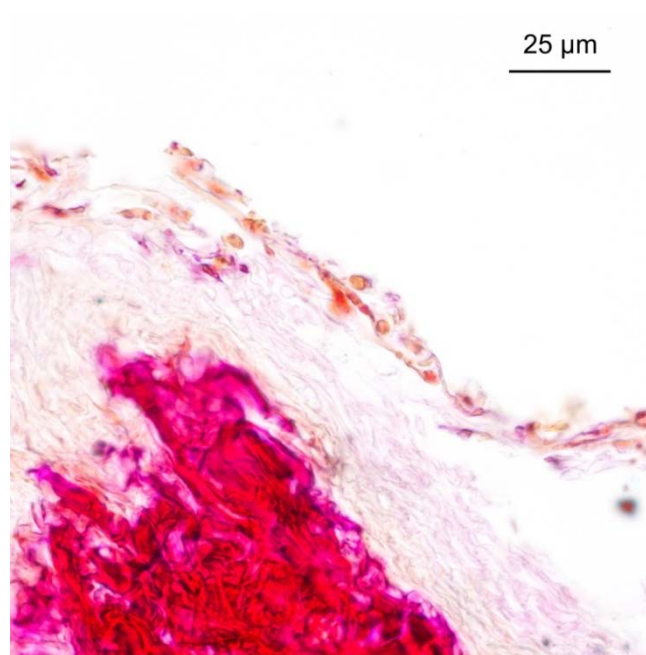


Abb. 4-6: Querschnitt durch die Wurzel eines roten Waldvögleins, welche von einem dichten Netz aus Hyphen umgeben ist. An der Oberseite sind einzelne Sporen erkennbar. Färbung: Acridinrot-Acriflavin-Astrablau.

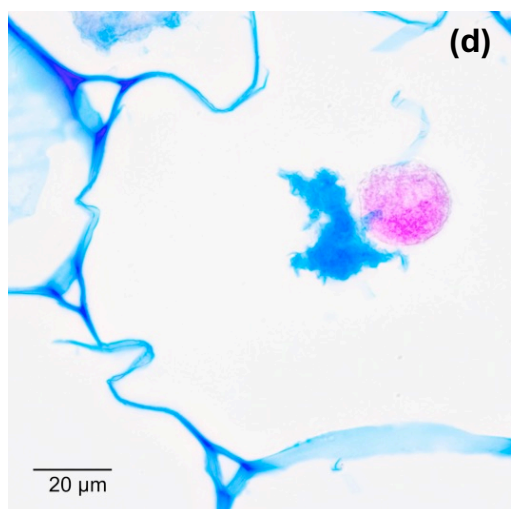
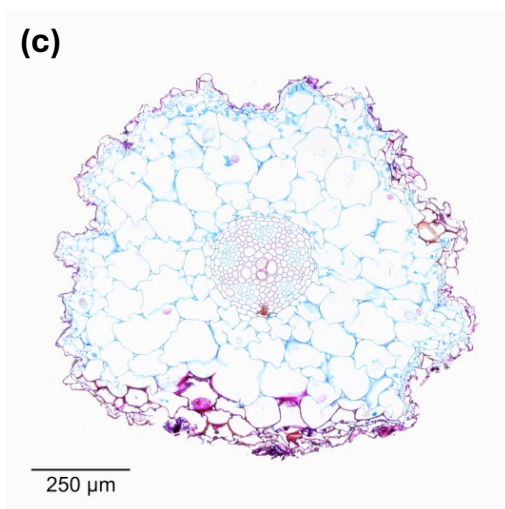
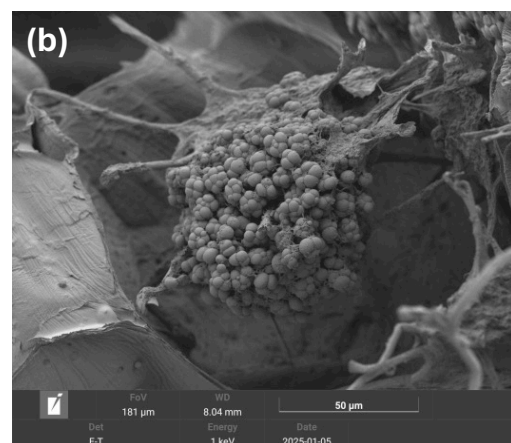
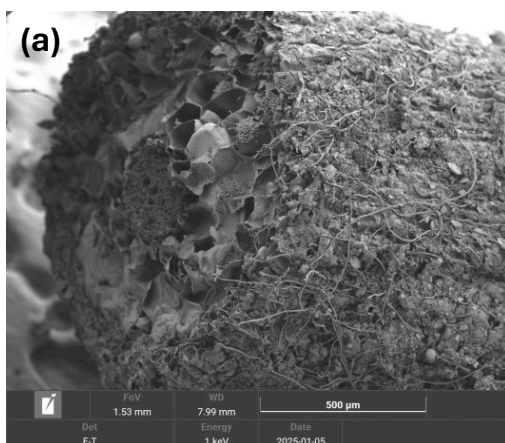


Abb. 4-7: REM-Aufnahmen (a, b) der Wurzel eines roten Waldvögleins (*Cephalanthera rubra*). (a) zeigt den Querschnitt und die Seitenansicht der Wurzel, (b) Hyphen an den Stärkekörnern innerhalb der Wurzel. (c) und (d) zeigen lichtmikroskopische Aufnahmen der Wurzelquerschnitte (Schnittdicke 7 µm). (d) ist ein z-Stapel aus 6 Aufnahmen, aufgenommen mit einem 100x-Objektiv.

5. Literatur

- [1] S. Buchta und G. Zimmert, „Schneiden und Färben von Präparaten – Mikroskopische Gesellschaft Wien“. Zugriffen: 10. August 2025. [Online]. Verfügbar unter: https://www.mgw.or.at/schneiden_und_faerben_von_praeparaten/
- [2] P. Labrot, „Visite illustrée d'un petit laboratoire amateur de microscopie“. Zugriffen: 20. August 2025. [Online]. Verfügbar unter: https://www.nirgal.net/microscopie/sub_laboratoire.html
- [3] M. Mulisch und U. Welsch, Hrsg., *Romeis - Mikroskopische Technik*. Berlin, Heidelberg: Springer, 2015. doi: 10.1007/978-3-642-55190-1.
- [4] J. Sanderson, *Understanding Light Microscopy*. Wiley, 2019.
- [5] R. Wartmann, „Depth of focus for digital microscopy“, DGaO - Deutsche Gesellschaft für angewandte Optik, Mai 2013, S. B26. Zugriffen: 18. September 2025. [Online]. Verfügbar unter: https://www.dgao-proceedings.de/archiv/114_chronologisch_d.php
- [6] „Berechnung der Schärfentiefe von Mikroskopobjektiven“, Mikro-Forum. Zugriffen: 18. September 2025. [Online]. Verfügbar unter: <https://www.mikroskopie-forum.de/index.php?topic=43795.0>
- [7] U. Kubitscheck, *Fluorescence Microscopy: From Principles to Biological Applications*. Weinheim: Wiley-Blackwell, 2017.
- [8] J. Weiß, „Rund um das Hamburger Grün“. Zugriffen: 23. August 2025. [Online]. Verfügbar unter: https://mikroskopie-bonn.de/bibliothek/botanische_mikrotechnik/388.html

5. Erfahrungsbericht: Mikroblitzwürfel

Gerhard Zimmert

Der Wunsch nach einer Beleuchtung am Mikroskop mit einem Elektronikblitzgerät begleitet mich seit über 30 Jahren. Im Laufe der Zeit hatte ich bereits unterschiedlichste Lösungen im Einsatz. Begonnen habe ich mit einer Blitz/LED-Kombination, bei der das LED-Einstelllicht durch ein Loch im Reflektor der Blitzröhre geleuchtet hat. Da die beiden Beleuchtungen aber nicht auf einer Ebene abgebildet wurden, also nicht deckungsgleich waren, war diese Kombination schnellüberholt.

Mein nächster Versuch folgte auf Basis eines Zeiss Doppelkollektors. Bei diesem werden durch Linsen die beiden Lichtquellen auf einer Ebene abgebildet und überdies konnte ich mir zusätzlich unterschiedliche Lösungen für die manuelle – das war mir wichtig – Blitzansteuerung selbst bauen. Die besten Ergebnisse erzielte ich mit der Blitzröhre eines Metz CT45-3. Diese Lösung verwende ich heute noch, denn sie ist in Zehntellichtwerten steuerbar, leider hat sie aber einen großen Nachteil, die mangelnden Dauerlastfähigkeit der Blitzröhre. Ein Stack von 300 Einzelbildern in einer schnellen Aufnahmefolge führt zur Schwärzung der Blitzröhre und damit in Folge rasch zum Defekt der Blitzröhre.

Lösung mit einem Strahlenteiler

Daher ging die Suche weiter und 2024 wurde ich über ein MGW-Vernetzungstreffen auf die Lösung von Michael Müller mit einem aktuellen Godox Blitzgerät aufmerksam. Sein Konzept basiert auf einem Strahlenteiler, der Blitz- und Einstelllicht auf eine Ebene bringt und zwischen Lampenhaus und Mikroskop montiert wird. Um seinen Entwurf für meine Arbeitsweise zu adaptieren, habe ich mit Michael einige Modifikationen seiner Lösung abgestimmt. Beispielsweise wollte ich statt eines Blitzgerätes mit rechteckigem Reflektor eines mit rundem Reflektor einsetzen und auch die Aufteilung des Lichts (Michael teilt es 50 % : 50 %) passt nicht zu meinem Wunsch möglichst viel Blitzenergie zu nutzen, um mit geringeren ISO-Werte fotografieren zu können.



Abb. 5-1: Modifizierte Mikroblitzeinrichtung

Ein Strahlenteiler vereint das Licht zweier Lichtquellen, jenes des Einstell- und jenes des Blitzlichts. Das Teilungsverhältnis des Strahlenteilers entscheidet, wieviel Prozent der jeweiligen Lichtquelle auf der Ausgangsseite vorliegen. In meiner modifizierten Version passieren 70 % des Blitzlichtes und 30 % des Einstelllichts den Strahlenteiler. Ich verwende einen Strahlenteiler von Edmund Optics (BS Plate 60 x 85 mm 70R/30T).



Abb. 5-2: Strahlenteiler mit modifizierter Befestigung und Domstrebe (Gewindestange mit Abstandsmuttern hinter dem teildurchlässigen Spiegel)

Die Konsequenz dieser Lösung, nämlich die Dämpfung des Einstelllichtes auf 30 % stört mich nicht, da das Einstelllicht nicht bildwirksam sein darf. Wenn man das Einstelllicht nicht um 8 Lichtwerte unter das Blitzlicht setzt, geht man das Risiko ein, dass das Einstelllicht bildwirksam wird, und es können sogenannte Geisterbilder, also Doppel- bis Mehrfachkonturen, entstehen.

Warum werden die Teile aus dem 3D-Drucker in Aluminium nachgebaut?

Für meine Tests erhielt ich von Michael die Einzelteile des Blitzwürfels, die im 3D-Drucker angefertigt worden waren. Damit hatte ich eine gute Basis für erste eigene Versuche. Danke an Michael!



Abb. 5-3: Mikroblitzeinrichtung mit Blitzgerät und Lampenhaus in der gelieferten Erstausführung

Um gute fotografische Ergebnisse zu erzielen ist es notwendig, dass die Strahlengangausrichtung horizontal und vertikal jeweils rechtwinkelig ist, sonst erhält man eine schiefe Beleuchtung.

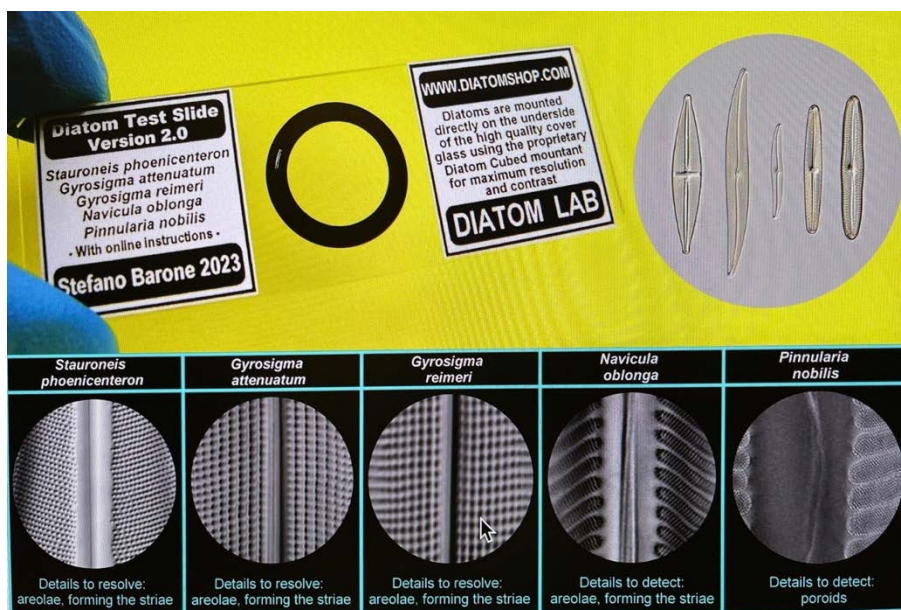


Abb. 5-4: Diatomeen-Testpräparat

Erste Tests mit den Teilen aus dem 3D-Drucker haben ergeben, dass das Ausrichten des Strahlengangs, wegen des unpräzisen Sitzes der gedruckten Teile, nicht einfach war. Am Testobjekt, einer Diatomee eines gelegten Test-Präparates (Abb. 5-4), war die Schiefelage anhand des unterschiedlichen Schattenwurfes der beiden Diatomeen Seiten gut erkennbar. Das häufige Ein- und Ausrichten ist bei mir durch wiederkehrendes Umrüsten des Mikroskops notwendig. Bei jedem Mikroskop-Wechsel muss neu eingestellt werden, was mit einem ziemlichen Zeitaufwand verbunden ist. Daher sah ich mich zu weiteren Modifikationen genötigt, in dem ich alle Anschlusssteile an der Drehmaschine aus Aluminium fertigte und – zur Vermeidung von störenden Lichtreflexen – mattschwarz eloxieren ließ (Abb. 5-5). Die präzise gefertigten Teile haben das Problem des „schiefen“ Strahlengangs, bzw. der zeitaufwändigen Justierarbeiten gelöst.



Abb. 5-5: Fertigung der Zentriernut auf der Drehmaschine

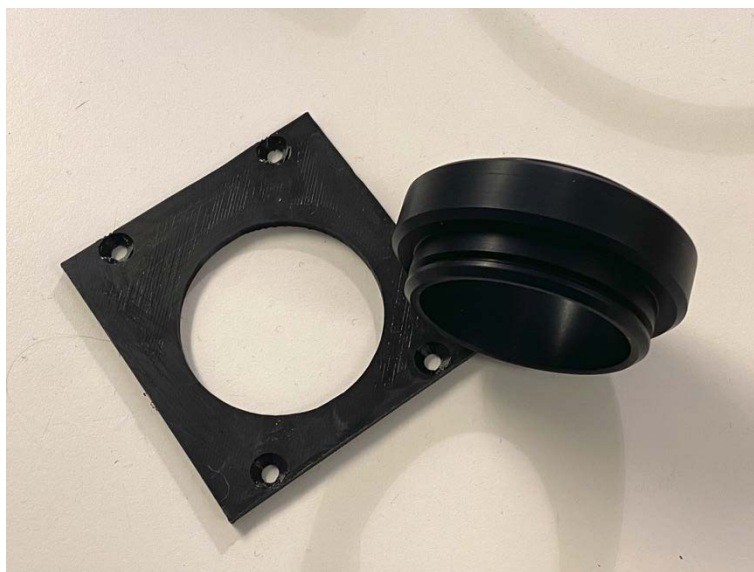


Abb. 5-6: Mikroskopanschluss des Strahlenteilers aus Aluminium - hybride Lösung, der Drehteil wird mit einem Druckteil verklebt.

Wie das Originallampenhaus am Olympus BX-60 sitzt seit diesem Zeitpunkt der Blitzwürfel richtig ausgerichtet am Mikroskop.



Abb. 5-7: Mikroblitzeinrichtung im Einsatz am Olympus BX-60.

Ein weiteres Problem der 3D-Druckteile ist deren Stabilität. Sie sind nicht verwindungssteif konstruiert und so habe ich mir einen Strahlenteiler zerbrochen, denn wegen des notwendigen Auf-/Abbaus der Mikroskope entsteht eine erhöhte Beanspruchung. Mit dem Einbau einer so genannten „Domstrebe“ – siehe (Abb. 5-2) – erreichte ich die notwendige Stabilität der Druckerteile.



Abb. 5-8: Modifizierter Blitzwürfel mit Lampenhaus und Blitzgerät

Mit dieser Ausrüstung (Abb. 5-8) –sind ein paar Tausend Bilder von botanischen Schnitten, Dünnschliffen, Diatomeen und Lebewesen aus dem Wassertropfen entstanden.

Mangelnde Auflösung wegen fehlender Filter

Bei Aufnahmen von Diatomeen und Radiolarien zeigte sich mit dem Blitzlicht des Strahlenteilers im Vergleich zur direkten Beleuchtung mit dem Halogen-Lampenhaus eine reduzierte

Auflösung. Da ich im Fotostudio beschichtete Blitzröhren verwende, die den UV- und IR-Bereich ausfiltern, entstand rasch der Verdacht, dass Licht aus dem IR-Spektrum hierfür die Ursache war. Eine Messung mit dem Sekonic Spectrometer C-800 hat diesen Verdacht schnell bestätigt (Abb. 5-9).

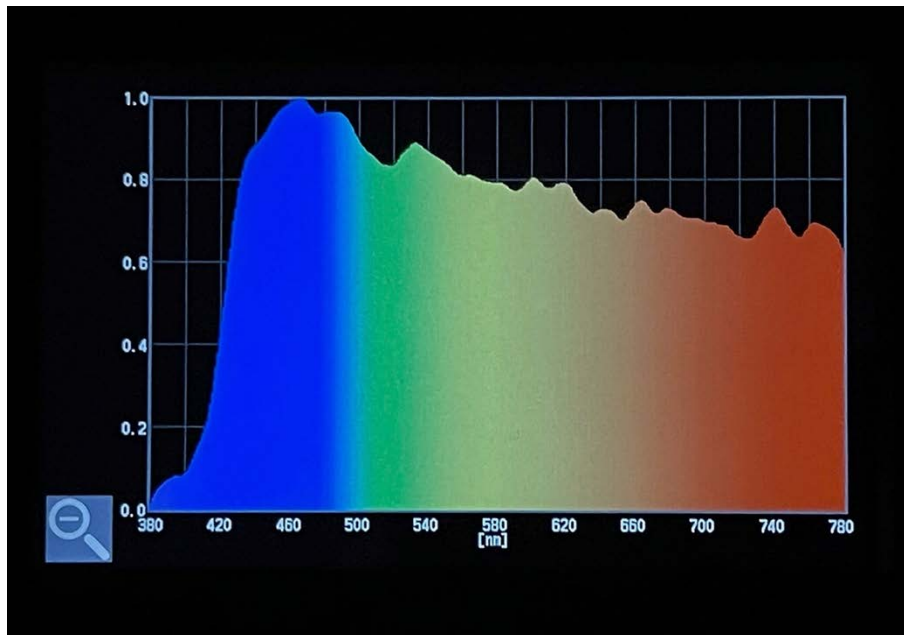


Abb. 5-9: Blitzspektrum Sekonic-Godox V100: Das abgegebene Lichtspektrum geht deutlich in den UV- und Infrarot-Bereich.

Es stellte sich heraus, dass beim Godox Blitz, im Vergleich zu anderen Herstellern wie z. B. Quantum, Broncolor, Hensel, kein Cut (zu Deutsch „Sperr“-) Filter eingebaut ist. Mit einem zusätzlichen UV/IR-Cut-Filter kann man das Problem aber lösen. Die Firma Scheider Kreuznach hat mit dem Modell B+W UV/IR-Sperrfilter 486 MRC-Basic z. B. im Durchmesser von 43 mm einen passenden Filter im Programm (Abb. 5-10).



Abb. 5-10: B+W Filterbezeichnung

Der im Olympus Lampenhaus für die BX-Serie verbaute IR-Cut-Filter liefert ein vergleichbares Ergebnis. Um die Lichtaustrittsöffnung am Mikroskop wieder freizubekommen (Abb. 5-11), habe ich einen neuen Aluminiumdrehteil mit Aussparung für den Filter und eine Befestigungsfeder angefertigt und eloxieren lassen. So kann ich einen Olympus IR-Cut-Filter so im Strahlengang platzieren, dass er auch für das Blitzlicht wirkt. Also nach dem Strahlenteiler, im Blitzwürfel.



Abb. 5-11: UV-IR Cut Filter in der Filterablage der Feldblende

Verbesserung der Lage der optischen Achse

Auch bei der Planparallelität zeigten sich Probleme. Um die Lage der optischen Achse weiter zu verbessern habe ich im nächsten Schritt begonnen, zwei kombinierte Dreh/Frästeile zu fertigen. Diese sind noch nicht fertig gestellt (siehe Abb. 5-12). Der Unterschied der Neuanfertigung ist die Sicherstellung der Planparallelität der Auflagefläche und der Zentrierungsnut, da der Teil aus einem Stück gefertigt ist. Die Klebeverbindung zum nicht planen Druckteil erreicht diese Planparallelität nicht. Durch das Fertigen aus einem Stück, kann die Genauigkeit der Ausrichtung des Lichtpfades erhöht werden.



Abb. 5-12: Lampenhaushalterung in zwei Entwicklungsvarianten (links mit Klebeverbindung, rechts Rohling aus einem Stück gedreht).

Vor- und Nachteile der Godox Blitzgeräte und der Funkfernsteuerung

Wesentliche Vorteile der Godox Blitzgeräte sind deren Thermostabilität und ihre kabellose Bedienung. Die Funkfernsteuerung (Abb. 5-13) sitzt direkt am Blitzschuh der Kamera. Ich setzte Blitzgerätemodelle mit Rundreflektor ein, Modell V100 und Modell V1 Pro, beide mit der entsprechenden Godox Fernsteuerung. Achtung: während bei den Blitzgeräten beliebig zwischen Canon, Nikon und Sony gemischt werden kann, muss der Steuersensor zur Kamera passen. In meinem Fall zu Nikon, da ich die Nikon Z9 als Kamera für Blitzaufnahmen am Mikroskop einsetze (Abb. 5-7). Mit dieser Kombination habe ich bereits mehrere Stacking-Serien á 300 Bildern angefertigt. Gleiche Erfahrungen habe ich beim Fotografieren von Wasserlebewesen gemacht. Da geht es zwar nicht um Stacking, aber um das Anfertigen von Bilderserien, in der Hoffnung, dass das „richtige“ Bild dabei ist.



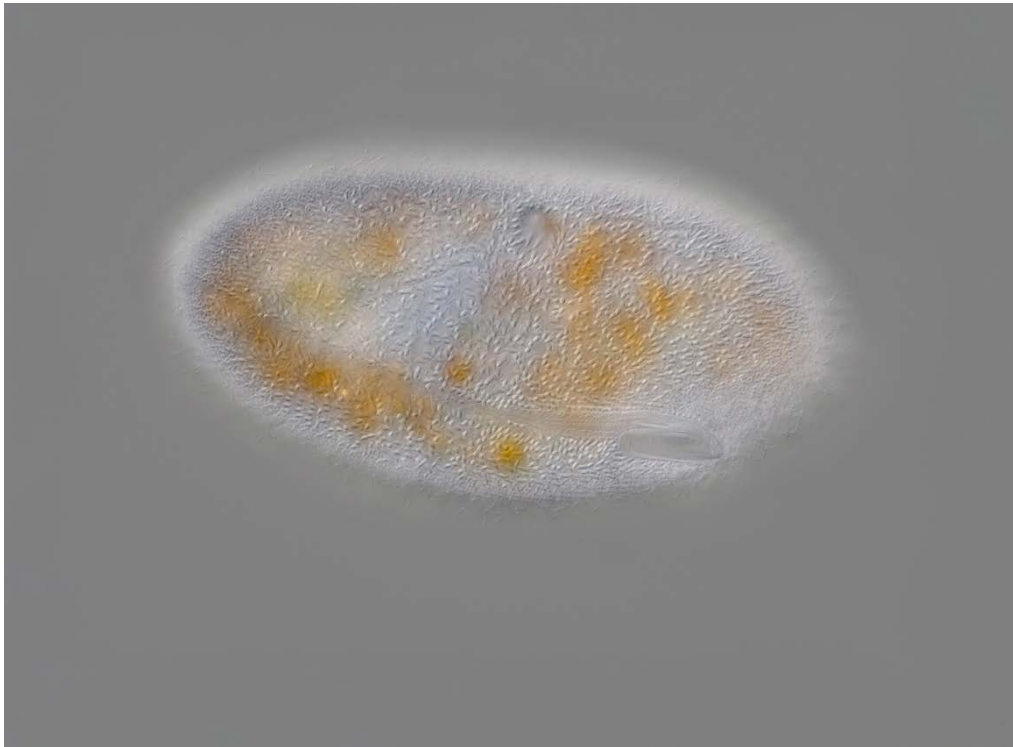
Abb. 5-13: Funkfernsteuerung für den Blitz

Bildteil

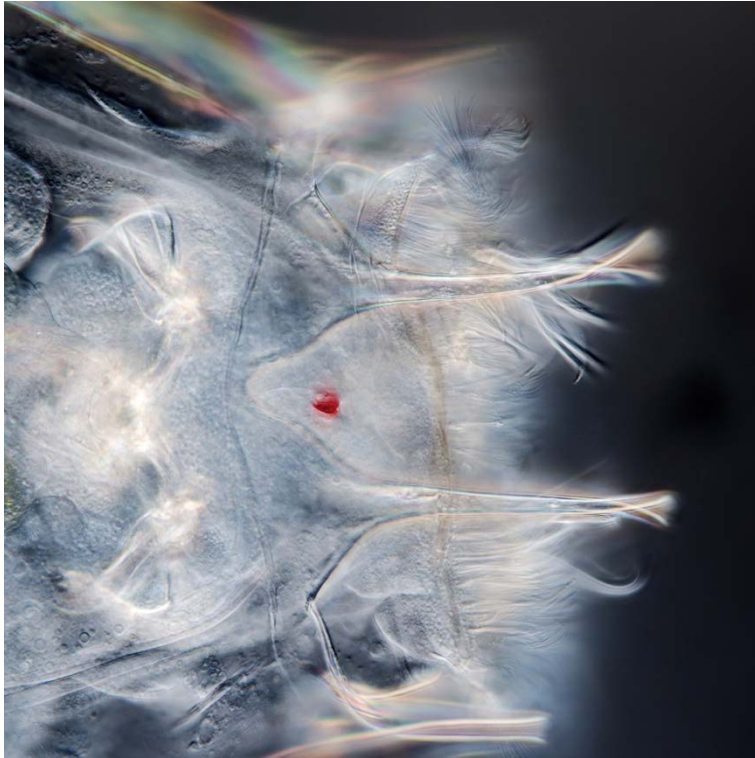
Die im folgenden Bildteil gezeigten Bilder sind alle mit meiner beschriebenen Blitzlösung entstanden, ich habe diese für 2 BX und ein BH-2 Mikroskop adaptiert. FotograflInnen in alphabetischer Reihenfolge sind:



Glockentierchen (Pseudovorticella fasciculata) Olympus BX51, UPlanSApo 100x, DIC HR, Canon R5 MarkII, Godox V1, Foto: Gerhard Loidolt



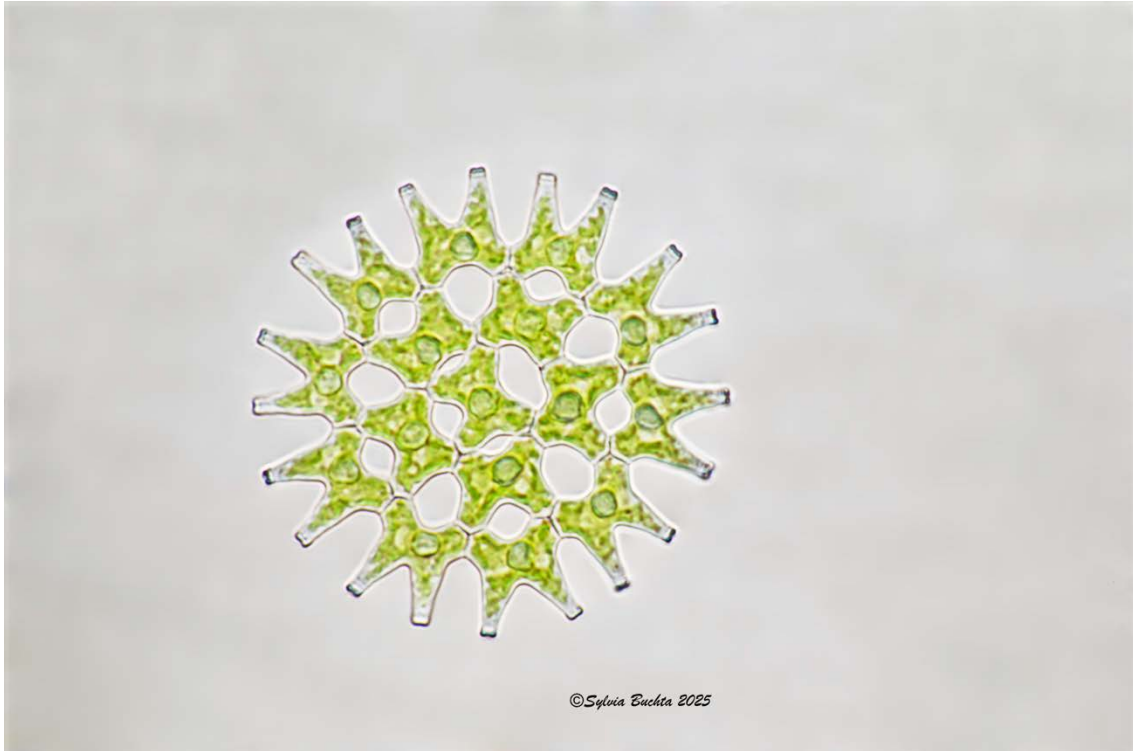
Wimpertierchen (Frontonia leucas) Olympus BX51, UPlanSApo 100x, DIC HR, Canon R5 MarkII, Godox V1, Foto: Gerhard Loidolt



Brachionus sp., Olympus BX60, UPlanSApo 40x, PE 2,0, DIC S, Nikon Z9, Godox V100 Foto: Gerhard Zimmert



Nauplius Larve, Olympus BX60, UPlanSApo 40x, PE 2,0, DIC S, Nikon Z9, Godox V100, Foto: Gerhard Zimmert



Pediatrum sp., Olympus BHS, DPlanApo 20 UV, Nikon Z6, Godox V100, Foto: Sylvia Buchta



Closterium sp., Olympus BHS, SPlanApo 20, Nikon Z6, Godox V100, Stack aus 10 Bildern, Foto: Sylvia Buchta