

Erfahrungen mit einer trockenen Silber- imprägnationsmethode zur Darstellung argyrophiler Strukturen bei Protisten ¹⁾

(Experiences with a Dry Silver Impregnation Method for Revealing Argyrophilic Structures of Protista)

Von Wilhelm Foissner²⁾

ZUSAMMENFASSUNG

Die vom Autor 1967 publizierte trockene Silberimprägnationsmethode zur Darstellung argyrophiler Strukturen bei Ciliaten, wird neu beschrieben. Die bisher gemachten Erfahrungen werden zusammengefaßt, und eine Modifikation für marines Untersuchungsmaterial wird angegeben. Die Methode ist für die Darstellung von argyrophilen Strukturen bei verschiedenen tierischen und pflanzlichen Einzellern in gleicher Weise hervorragend geeignet.

Die Vorteile gegenüber dem KLEIN'schen Originalverfahren und mögliche Anwendungsgebiete dieser Methode werden kurz diskutiert.

SUMMARY

The dry silver impregnation method of FOISSNER, 1967 for revealing argyrophilic structures of ciliates is redescribed. The experiences made until now are summarized, and a modification is indicated for marine ciliates. This method is very suitable for revealing argyrophilic structures of various protista, e. g. flagellata, euglenophyceae, sporozoa, amoebzoa, ciliata.

The advantages of this method in relation to KLEIN's original method and possible ranges of applications are discussed briefly.

¹⁾ Mit dankenswerter Unterstützung des Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung (Projekt 1838 und N 39), der Jubiläumsstiftung der Österreichischen Nationalbank, der Gesellschaft zur Förderung der Hochschule für Bodenkultur und der Naturkundlichen Station der Stadt Linz.

²⁾ Wilhelm Foissner, Zoologisches Institut der Universität Salzburg, Akademiestraße 26, A-5020 Salzburg (Austria).

EINLEITUNG

Verschiedene Silberimprägnationsmethoden haben eine überragende Bedeutung bei der Erforschung der Protozoen erlangt. Das Originalverfahren von KLEIN (1926), bei dem die Objekte ohne vorhergehende chemische Fixierung einfach eingetrocknet werden, hat aber verschiedene Nachteile, weswegen wiederholt versucht worden ist, diese Methode zu verbessern (z. B. GELEI, 1935, PARUCZ, 1939, RUZICKA, 1966). Große Beliebtheit erlangten aber vor allem die sogenannten nassen Versilberungsmethoden (z. B. CHATTON-LWOFF, 1930, GELEI, 1934, CORLISS, 1953), die durch ein chemisches Fixans die Erhaltung des Silberliniensystems erreichen. Gegen diese Methoden haben KLEIN (1942, 1958) und RAABE (1967) allerdings ebenfalls wiederholt Einwände erhoben, da sie nicht nur einen erheblichen präparativen Aufwand benötigen, sondern mit ihnen häufig auch nur Teile des KLEIN'schen Silberliniensystems befriedigend dargestellt werden können.

1967 veröffentlichte ich eine Modifikation der KLEIN'schen Originalmethode, die deren größten Nachteil, nämlich die geringe Ausbeute an gelungenen Präparaten weitgehend ausschaltet. Wegen der äußerst günstigen Resultate, die wir mit dieser Methode in den letzten Jahren bei verschiedenen tierischen und pflanzlichen Einzellern erzielt haben (vgl. FOISSNER, 1975 a), scheint es uns gerechtfertigt, sie hier noch einmal ausführlich zu beschreiben und die bisher gemachten Erfahrungen kurz zusammenzufassen. Die beigegebenen Abbildungen sollen vor allem die Brauchbarkeit und Vielseitigkeit dieser Methode demonstrieren.

DIE METHODE

a. Präparationsgang bei Süßwasser-Protisten

1. Auf einem Objektträger oder Deckglas wird mit der Fingerkuppe 24 Stunden altes Hühnereiweiß in dünner Schichte aufgetragen.

Erläuterungen: Das Hühnereiweiß wird etwa 20—30 Stunden vor dem Gebrauch einem Ei entnommen und in einem kleinen Glasfläschchen mit weiter Öffnung bei Zimmertemperatur unverschlossen aufbewahrt. Die Entnahme zur Präparation erfolgt am besten so, daß man mit der Fingerkuppe die oberste Schicht des Eiweißes leicht berührt. Das auf der Fingerkuppe klebende Eiweiß wird auf dem Objektträger gleichmäßig verteilt, wobei man diesen unmittelbar vor dem Verstreichen des Eiweißes anhaucht. Dadurch gelingt eine sehr gleichmäßige Verteilung des Eiweißes. Die aufgetragene Eiweißschichte sollte auch bei voluminösen Ciliaten (z. B. *Paramecium*, *Prorodon*) 1—3 um nicht übersteigen. Das Eiweiß kann nun etwa 2—3 Tage weiterverwendet werden, wobei aber das Aufbewahrungsgefäß verschlossen werden muß, um eine weitere Verdunstung des Wassers zu vermeiden, wodurch es nämlich sehr zäh wird und sich schlecht verstreichen läßt. Arbeitet man mit zu altem Eiweiß, hat dies meist eine Verschlechterung der Resultate zur Folge.

Eine Fettfreiheit der Objektträger oder Deckgläser ist nicht erforderlich, da durch die aufgetragene Eiweißschicht die Oberflächenspannung ohnehin stark reduziert wird, wodurch nicht nur ein Platzen der Objekte weitgehend verhindert wird, sondern auch ihre Form ganz ausgezeichnet erhalten bleibt (s. Abb. 1, 5, 7, 9, 11, 12, 13, 16, 25, 26). Diese Herabsetzung der Oberflächenspannung mag vielleicht auch ein Grund dafür sein, daß bei dem nachfolgenden Eintrocknen des Untersuchungsmaterials das Silberliniensystem so gut erhalten bleibt. Auch erfolgt der Wasserverlust des Untersuchungsmaterials durch das es umgebende Eiweiß wahrscheinlich sehr viel gleichmäßiger als bei der Entquellung ohne Eiweiß. Gerade die gleichmäßige Abgabe des Wassers der Objekte dürfte aber für die Erhaltung des Silberliniensystems von großer Bedeutung sein (KLEIN, 1942).

2. Auf dem mit Eiweiß bestrichenen Objektträger wird das Untersuchungsmaterial mitsamt dem Kulturmedium aufgebracht und bei Zimmertemperatur eingetrocknet.

Erläuterungen: Die Menge des Kulturmediums, in der man das Untersuchungsmaterial eintrocknen läßt, kann das Resultat des Verfahrens nachhaltig beeinflussen. So ist es z. B. bei Ciliaten aus stark verunreinigten Gewässern (z. B. Abwässer von Papierfabriken) häufig günstig, die Objekte mit möglichst viel Wasser eintrocknen zu lassen. Polysaprobies Aufgußmaterial sollte man dagegen mit wenig Wasser eintrocknen. Als Richtwert kann man pro cm² Eintrocknungsfläche etwa 0,01—0,1 ml Kulturmedium angeben. Oft hat es sich auch bewährt, das Untersuchungsmaterial vor dem Eintrocknen einmal kurz mit destilliertem Wasser zu waschen, besonders dann, wenn die Objekte von starken Silberniederschlägen bedeckt sind.

Im Gegensatz zur KLEIN'schen Originalmethode hat die Eintrocknungstemperatur kaum einen Einfluß auf das Präparationsergebnis. Innerhalb einer Toleranzgrenze von 16—28° C sind jedenfalls keine signifikanten Unterschiede feststellbar.

3. Nach der vollständigen Trocknung der Objekte überschichtet man das Präparat für etwa 1 Minute mit einer ca. 1%igen wäßrigen Silbernitratlösung.

Erläuterungen: Bei diesem Schritt ist keine besondere Sorgfalt notwendig. Konzentration und Dauer der Einwirkungszeit der Silbernitratlösung können in weiten Grenzen variiert werden. So kann man die Einwirkungszeit z. B. auf 10 Sekunden vermindern oder auf eine Stunde ausdehnen, ohne daß das Präparationsergebnis beeinflußt würde. Auch ist es gleichgültig, ob man die Silbernitratlösung bei Tageslicht oder im Dunkeln auf die Objekte einwirken läßt. Direktes Sonnenlicht sollte allerdings vermieden werden.

4. Die Silbernitratlösung wird kurz (ca. 3 Sekunden) mit dest. Wasser abgespült und die Präparate unter Schrägstellung abermals bei Zimmertemperatur getrocknet.

5. Nach vollständiger Trocknung werden die Präparate in einem Abstand von 3—10 cm für 5—60 Sekunden an eine 40—60 Watt Glühbirne gehalten.

Erläuterungen: Durch diese „Vorreduktion“ des an die argyrophilen Strukturen gebundenen Silbernitrat lässt sich die Stärke der Imprägnation weitgehend steuern. Bei kurzer Belichtungszeit oder weitem Abstand von der Glühbirne erhält man blasser, sehr feine, bei längerer Belichtungszeit oder geringem Abstand von der Glühbirne sehr kräftige Imprägnationen. Die Stärke der Imprägnation ist aber auch von der Art des Untersuchungsmaterials, den Eintrocknungsverhältnissen und der Entwicklerlösung (s. Punkt 6) abhängig.

6. Nun werden die Präparate für ca. 20 Sekunden mit einem Reduktionsgemisch überschichtet.

Erläuterungen: Das Reduktionsgemisch besteht aus folgenden Komponenten:

a) Feinkornentwickler A: 20 g Borsäure, 20 g Borax, 10 g Hydrochinon, 200 g Natriumsulfit und 5 g Metol, in der angegebenen Reihenfolge in zwei Liter 40° C warmem Leitungswasser gelöst.

b) Feinkornentwickler B: Die Erfahrungen der letzten Jahre haben gezeigt, daß hier jeder beliebige im Handel befindliche *höchstkonzentrierter* Feinkornentwickler (z. B. Para 10, Rodinal, Vestinal) verwendet werden kann. Diese Entwickler werden unverdünnt gebraucht.

c) 10%ige wäßrige NaOH-Lösung.

Diese drei Komponenten werden unmittelbar vor Gebrauch in folgendem Verhältnis gemischt: zu 20 ml Feinkornentwickler A gibt man je 1 ml Feinkornentwickler B und 10%ige Natronlauge hinzu. Diese Gebrauchslösung ist etwa eine Woche haltbar und muß dann erneuert werden, wenn sie sehr stark braun wird oder sich Kristalle abscheiden. Setzen sich bereits wenige Stunden nach dem Ansetzen dieser Lösung Kristalle ab, so wird sie auf ca. 40° C erwärmt, wobei die Kristalle in Lösung gehen und das Gemisch wieder verwendet werden kann.

Dieses Reduktionsgemisch wurde in langwierigen Versuchen ermittelt. Läßt man irgendeine Komponente weg, erhält man meist ungünstigere Resultate; vor allem erscheinen die imprägnierten Strukturen dann sehr grobkörnig. Das Verhältnis der drei Komponenten bestimmt ebenfalls weitgehend die Stärke der Imprägnation. Nimmt man z. B. mehr Feinkornentwickler A, so erhält man blassere, nimmt man mehr Feinkornentwickler B oder NaOH, so erhält man kräftigere Imprägnationen. Meist hat man dann die richtige Imprägnationsstärke, wenn der Eiweißbrand schwarzbraun imprägniert erscheint. Ist der Eiweißbrand gelb oder die Versilberung ziemlich grobkörnig, so füge man noch ca. je 0,2 ml Komponente b und c hinzu. Erscheint der Eiweißbrand aber ganz schwarz und die Versilberung zu kräftig, so fügt man noch ca. 5—10 ml Feinkornentwickler A hinzu.

Die Reduktion kann auch im Sonnenlicht vorgenommen werden. Die Präparate werden dann direkt nach dem Abspülen der Silbernitratlösung (s. Punkt 4) in einer mit destilliertem Wasser gefüllten Porzellanschale dem Sonnenlicht ausgesetzt. Die Reduktionszeit beträgt mehrere Stunden. Leider blassen solche Präparate im Laufe der Zeit manchmal aus. Künstliches UV-Licht hat sich ebenfalls nicht bewährt.

7. Das Entwicklergemisch wird nun kurz (1—10 Sekunden) aber kräftig mit destilliertem Wasser oder auch gewöhnlichem Leitungswasser abgespült und sofort durch 96%igen Alkohol ersetzt, der innerhalb von 5 Minuten zweimal gewechselt wird.

Erläuterungen: Durch das schnelle Übersichten der Präparate mit Alkohol wird eine abermalige Quellung der Objekte vermieden (s. FOISSNER, 1968). Läßt man das Wasser zu lange einwirken, so platzen voluminösere Einzeller, wodurch die Qualität der Präparate verschlechtert wird. Die kurze, gründliche Spülung mit Wasser ist jedoch sehr wichtig, da das Entwicklergemisch im Alkohol unlöslich ist und daher vorher entfernt werden muß. Die früher gehandhabte Fixierung der Präparate mit Natriumthiosulfat (FOISSNER, 1967) hat sich als überflüssig erwiesen.

8. Der Alkohol wird abgegossen und die Präparate unter Schrägstellung abermals bei Zimmertemperatur getrocknet.

9. Einschluß in Kunstharz (z. B. Caedax).

Erläuterungen: In Caedax eingeschlossene Präparate scheinen unbegrenzt haltbar zu sein. Jedenfalls sind Präparate, die wir vor 10 Jahren angefertigt haben, bisher unverändert erhalten geblieben.

b) Präparationsgang bei marinem Untersuchungsmaterial

Mit der folgenden geringen Modifikation kann die Methode auch mit Erfolg bei marinem Untersuchungsmaterial eingesetzt werden (s. Abb. 11). Man verdünnt hierfür lediglich die Entwickler-Gebrauchslösung 1 : 10. Erscheinen die Präparate trotzdem zu stark imprägniert, also ganz dunkelbraun und von starken Silberniederschlägen bedeckt, so wendet man folgendes Verfahren an: Die Präparate werden nach dem Eintrocknen (mit möglichst wenig Kulturmedium!) (s. Punkt 2) 2—3mal mit einer 0,1%igen Silbernitratlösung gespült. Die Anlagerung des Silbernitrates an die argyrophilen Strukturen erfolgt während des Spülens. Die Präparate werden dann nach Punkt 4—9 weiterbehandelt. Durch das Spülen mit dieser schwach konzentrierten Silbernitratlösung werden ein Großteil der Salze entfernt, wodurch die Präparate reiner werden.

DISKUSSION

a) Vorteile der Methode gegenüber dem KLEIN'schen Originalverfahren

Es sei nachdrücklich darauf hingewiesen, daß mit der hier angegebenen Methode genau dieselben Strukturen wie mit dem KLEIN'schen Originalverfahren (KLEIN, 1926, 1942, 1958) dargestellt werden. Sie bietet ihr gegenüber jedoch einige wesentliche Vorteile: 1. Weitaus größere Anzahl an gelungenen Präparaten und bessere Formerhaltung der Objekte durch die Eintrocknung mit Eiweiß. 2. Unabhängigkeit vom Sonnen(UV)-Licht durch die Reduktion

mit einem Entwicklergemisch. 3. Schnellere Ausführbarkeit, da die Reduktionszeit im Entwicklergemisch nur wenige Sekunden beträgt (bei Sonnenlicht oder UV-Licht dagegen oft viele Stunden!).

b) Mögliche Anwendungsgebiete der Methode

Die hier beschriebene Methode hat sich nicht nur zur Darstellung argyrophiler Strukturen bei Ciliaten hervorragend bewährt, sondern wurde auch schon mit Erfolg bei anderen tierischen und pflanzlichen Einzellern eingesetzt (FOISSNER, 1971, 1975a). Die Abbildungen 22, 23, 25 und 26 bringen Beispiele für *Amöben*, *Oscillatorien*, *Euglenophyceen* und *Sporozoen*. Gerade bei den *Euglenophyceen* könnten trockene Versilberungsmethoden sicherlich auch mit Erfolg für die systematische Forschung eingesetzt werden. Wir haben bisher bei etwa 20 Arten dieser Gruppe gute bis sehr gute Imprägnationen erhalten. Bei *Amöben*, *Sporozoen* und verschiedenen tierischen und pflanzlichen *Flagellaten* ist die Ausbeute an guten Präparaten allerdings wesentlich geringer.

Bei Ciliaten haben wir bisher bei folgenden Ordnungen gute bis sehr gute Resultate erhalten: Gymnostomatida (Abb. 1, 2, 3, 5), Trichostomatida (Abb. 7), Chonotrichida, Suctorida (Abb. 11), Astomatida (Abb. 9), Hymenostomatida (Abb. 6, 8, 10, 18, 20, 24), Scuticociliatida (Abb. 13), Thigmotrichida, Peritrichida (Abb. 16, 19, 21), Heterotrichida, Oligotrichida (Abb. 4), Odontostomatida (Abb. 17), Hypotrichida (Abb. 12, 14, 15). Für die Ordnungen Apostomatida, Tintinnida und Entodiniomorphida liegen bisher keine Erfahrungen vor.

Auch mit dieser Methode bereitet die Darstellung der sehr engmaschigen Silberliniensysteme vieler Gymnostomatida, Heterotrichida, Oligotrichida und Hypotrichida oft große Schwierigkeiten. Dies dürfte aber weniger in einem Versagen der Methode oder im Fehlen eines Silberliniensystems seine Ursache haben, wie vielfach angenommen wird (s. z. B. VILLENEUVE-BRACHON, 1940), sondern in der außerordentlich geringen Maschenweite dieser Silberliniensysteme, die bereits an der Grenze des lichtmikroskopischen Auflösungsvermögens liegt. Eine geringe präparationsbedingte Dissoziation der Silberlinien führt hier zwangsläufig zu einem völligen Verschwinden eines strukturierten Silberliniensystems. Es erscheint lichtmikroskopisch in diesen Fällen als homogene argyrophile Schichte. Wie die Abb. 3 und 4 aber beweisen, kann man mit einiger Geduld auch hier befriedigende Imprägnationen erreichen, sogar bei so fragilen Ciliaten wie *Halteria* und *Acinertia*!

Wegen ihrer raschen Ausführbarkeit — verglichen mit den nassen Silbermethoden und den Protargolmethoden — wäre das hier beschriebene Verfahren auch die Methode der Wahl bei öko-systematischen Untersuchungen.

c) Trockene und nasse Versilberungsmethoden

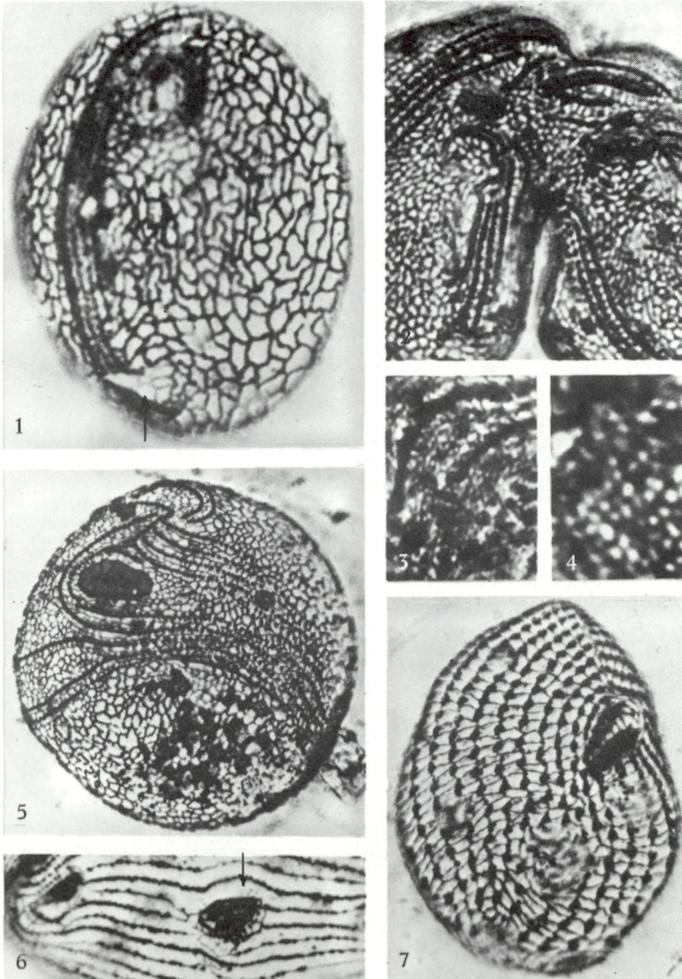
Ohne hier auf die Vor- und Nachteile der trockenen gegenüber den nassen Versilberungsmethoden, einschließlich den Protargolmethoden (s. z. B. TUFFRAU, 1964) näher eingehen zu wollen, kann aber doch übereinstimmend mit KLEIN (1942, 1958) und RAABE (1967, Seite 34!) festgestellt werden, daß

in vielen Fällen nur mit den trockenen Methoden eine wirklich befriedigende Darstellung des Silberliniensystems gelingt. Ein großer Vorteil ist auch ihre rasche und einfache Ausführbarkeit sowie die Möglichkeit einer guten photographischen Wiedergabe der imprägnierten Strukturen wegen der Abflachung der Objekte (CHATTON-LWOFF, 1930, die Begründer der nassen Versilberungsmethoden, haben fast keine Mikrophotographien von den Präparationsergebnissen ihrer Methode veröffentlicht). Prinzipiell stellen beide Verfahren jedoch in den meisten Fällen dieselben Strukturen dar (s. FOISSNER et al., 1975b). Die nassen Methoden haben unserer Ansicht nach den großen Vorteil, daß so präparierte Protisten auch für die Weiterverarbeitung zur Elektronenmikroskopie geeignet sind, und dadurch die genaue Lage der argyrophilen Elemente problemlos ermittelt werden kann (FOISSNER et al. 1975b).

LITERATUR

- CHATTON E. und A. LWOFF, 1930: Imprégnation, par diffusion argentique, de l'Infra-ciliature des Ciliés marins et d'eau douce, apres fixation cytologique et sans dessiccation. Compt. rend. Soc. Biol. 104, 834—836.
- CORLISS J. O., 1953: Silver impregnation of ciliate protozoa by the Chatton-Lwoff technic. Stain Technol. 28, 97—100.
- FOISSNER W., 1967: Wimpertiere im Silberpräparat. Ein verbessertes „trockenes“ Verfahren zur Darstellung des Silberliniensystems. Mikrokosmos 56, 122—126.
- 1968: Die Ausstoßung und Regeneration der Schleuderorganellen bei Ciliaten, beobachtet am Silberlinien- oder neuroformativen System. Mitteilungsbl. der Mikrograph. Ges. Wien 3, 30—40.
- 1971: Ein argyrophiles Fibrillensystem bei *Amoeba villosa* (Wallich). Protoplasma 72, 191—201.
- 1975a: Die Wimpertiere (Ciliata) und ihr Silberliniensystem. Das neuroformative System als Urstufe des Nervensystems in der Haut Einzelliger (Protozoa). Ausstellungskatalog des Oberösterreichischen Landesmuseums Nr. 89, 1—67.
- FOISSNER W. und P. SIMONSBERGER, 1975b: Elektronenmikroskopischer Nachweis der subpelliculären Lage des Silberliniensystems bei *Colpidium colpoda* (Ciliata Tetrahymenidae). Protoplasma 86, 65—82.
- GELEI J. v., 1934: Eine mikrotechnische Studie über die Färbung der subpelliculären Elemente der Ciliaten. Zeitschr. wiss. Mikrosk. und mikrosk. Techn. 51, 103—178.
- 1935: Eine neue Abänderung der KLEIN'schen trockenen Silbermethode und das Silberliniensystem von *Glaucoma scintillans*. Arch. Protistenk. 84, 446—456.
- KLEIN B. M., 1926: Über eine neue Eigentümlichkeit der Pellicula von *Chilodon uncinatus* Ehrbg. Zool. Anz. 67, 1—2.
- 1942: Das Silberlinien- oder neuroformative System der Ciliaten. Ann. Naturhist. Mus. Wien 53, 156—336.
- 1958: The "dry" silver method and its proper use. J. Protozool. 5, 99—103.
- PARDUCZ B., 1939: Körperbau und einige Lebenserscheinungen von *Uronema marinum* Duj. Arch. Protistenk. 92, 284—314.
- RAABE Z., 1967: Ordo Thigmotricha (Ciliata-Holotricha). Acta Protozool. 5, 1—36.
- RUZICKA F., 1966: Eine neue Silbermethode für Ciliaten. Mikrokosmos 55, 180—183.
- TUFFRAU M., 1964: Quelques variantes techniques de l'imprégnation des Ciliés par le Protéinate d'argent. Arch. Zool. exp. gén. 104, 186—190.
- VILLENEUVE-BRACHON S., 1940: Recherches sur les ciliés heterotriches. Arch. Zool. exp. gén. 82, 1—180.

- Abb. 1: *Trochilia minuta*. Silberliniensystem der Ventralseite, das sich auch in den „Griffel“ (Pfeil) fortsetzt.
- Abb. 2: *Chilodonella uncinata*. Teil des Silberliniensystems der Ventralseite konjugierender Individuen. Die Silberliniensysteme der Partner sind nahtlos miteinander verwachsen.
- Abb. 3: *Acineria incurvata*. Teil des sehr engmaschigen Silberliniensystems der Ventralseite.
- Abb. 4: *Halteria grandinella*. Teil des sehr engmaschigen Silberliniensystems.
- Abb. 5: *Phascolodon vorticella*. Silberliniensystem der Ventralseite während der Cystenbildung.
- Abb. 6: *Colpidium campylum*. Teil der Ventralseite eines sich teilenden Tieres. Der Töchter-Oralapparat (Pfeil) ist fast fertig ausgebildet und läßt die typische tetrahymenide Organisation deutlich erkennen.
- Abb. 7: *Colpoda cucullus*. Ventrolaterale Ansicht des Silberliniensystems.



- Abb. 8: *Tetrahymena pyriformis*. Lateralansicht eines sich teilenden Tieres. Im Gebiet der Teilungsfurche wird zur Abtrennung der Cilienmeridiane ein gitterförmiges Silberliniensystem aktiviert.
- Abb. 9: *Radiophyra* sp. Zwischen den meridional verlaufenden Cilienreihen breitet sich ein sehr engmaschiges Silberliniensystem aus.
- Abb. 10: *Paramecium caudatum*. Ausschnitt aus dem Silberliniensystem des Oral-feldes.
- Abb. 11: Silberliniensystem des Schwärmers eines marinen Suktors.

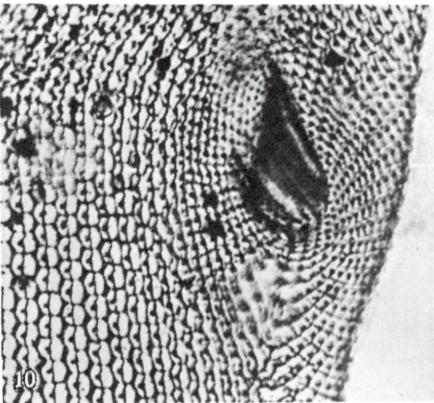
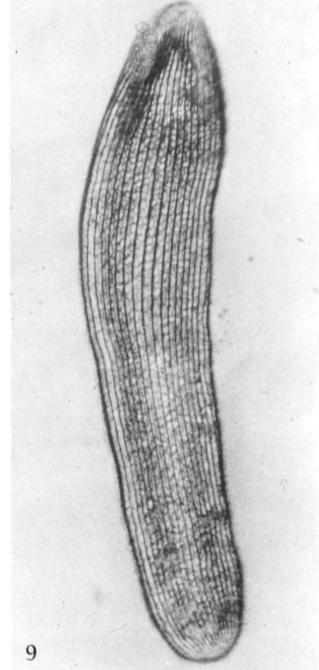
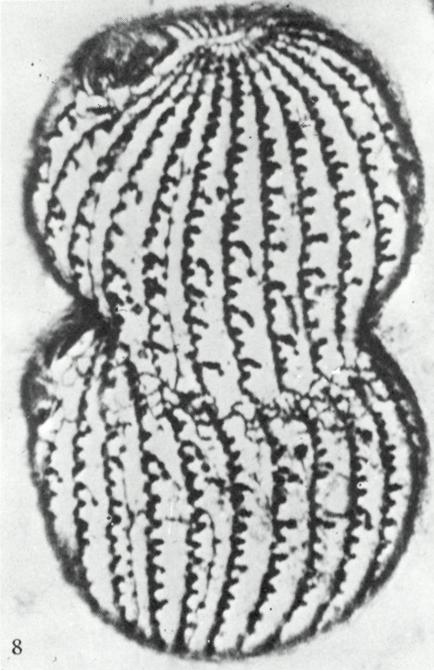
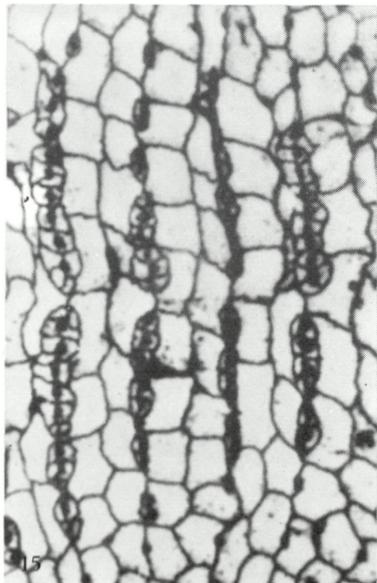
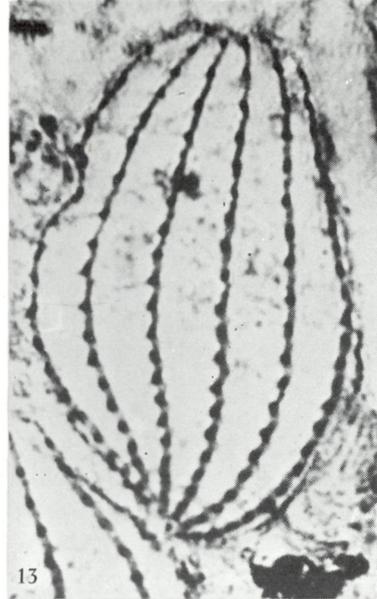
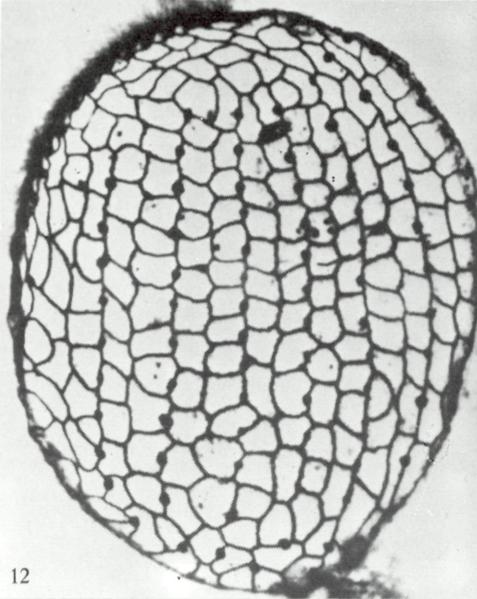
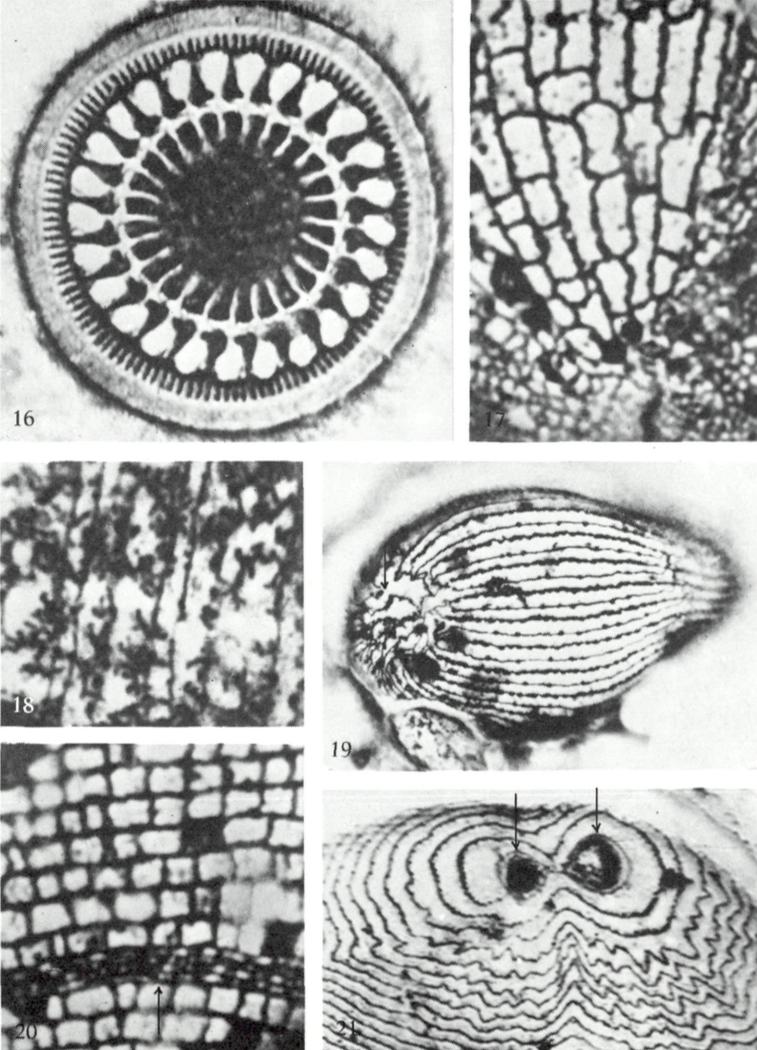


Abb. 12, 14, 15: *Euplotes moebiusi* f. *quadricirratus*. Silberliniensystem der Dorsalseite eines normalen (Abb. 12), eines sich teilenden (Abb. 15) und eines durch Pressen geschädigten Tieres (Abb. 14).
Abb. 13: *Lembus pusillus*. Silberliniensystem der Dorsalseite.



- Abb. 16: Versilberung des Haftorganells von *Trichodina* sp.
Abb. 17: *Caenomorpha medusula*. Teil des Silberliniensystems.
Abb. 18: *Colpidium kleini*. Teil eines durch Pressen geschädigten Silberliniensystems.
Abb. 19: *Pseudovorticella sphagni*. Teil des Silberliniensystems mit der Anlage des hinteren Wimperkranzes (Pfeil).
Abb. 20: *Colpidium campylum*. Silberliniensystem eines durch Pressen geschädigten Tieres. Die nach der Regeneration im Silberliniensystem verbliebene Narbe ist am hinteren Pol (Pfeil) deutlich erkennbar.
Abb. 21: *Opisthonecta minima*. Teil des Silberliniensystems eines sich teilenden Tieres. Die Tochter-Oralapparate (Pfeile) sind bereits getrennt.



- Abb. 22: Silberliniensystem einer Hochmoor-Amoebе.
Abb. 23: Silberliniensystem von *Oscillatoria limosa*. Der charakteristische Wabenbau der Zellen ist nach Versilberung gut erkennbar.
Abb. 24: *Lembadion lucens*. Teil des Silberliniensystems, das bei dieser Art normalerweise von der kongruent verlaufenden, ebenfalls argyrophilen Pellaculastruktur (Pfeil) überlagert wird. In günstigen Fällen werden durch die Präparation beide Systeme jedoch um einen geringen Betrag gegeneinander verschoben, so daß die Dualität erkennbar wird.
Abb. 25: Silberliniensystem von *Peranema trichophorum*. Die Geißelrinne (Pfeil) und die Aufzweigung der Silberlinien am caudalen Pol sind auffällig.
Abb. 26: Silberliniensystem von *Rhynchocystis pilosa*. Die haarförmigen Plasmaanhänge sind ebenfalls argyrophil.

