



Erschienen im MIKROKOSMOS 99, 100-109 (2010)

Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee IV

Der Amöbenteich

Neben dem Bodden mit seiner interessanten Kleinlebewelt ist es insbesondere das von unserem österreichischen Mikro-Freund Hermann Hochmeier „Frooschdeich“ getaufte Kleingewässer südlich der Gaststätte Heiderose zwischen Vitte und Neuendorf, welches uns alljährlich anzieht und immer Interessantes zu bieten hat.

Dieser fast vollständig verlandete Teich, in welchem sich mehr Pflanzen (breitblättriger Rohrkolben *Typha latifolia* und Schilfrohr *Phragmites communis*) als Wasser befinden, war uns 2006 beim ersten Hiddenseer Treffen während einer Spazierfahrt zum südlichen Leuchtturm aufgefallen. Da Mikroskopiker auch bei Spazierfahrten Probenbehälter dabei haben, wurde etwas Wasser daraus zur biologischen Station mitgenommen. Dieses kleine Feuchtgebiet erwies sich als Dorado für Amöben. Zahlreiche Schalenamöbenarten sowie *Amoeba proteus* in hoher Individuendichte machen die Untersuchungen des Wassers immer wieder zum besonderen Erlebnis.



Abb. 1: Während der Probenahme im Herbst 2006. Der Teich wird von den Hiddenseern *Suploch* genannt. *Sup*, Niederdeutsch für *Saufen*, steht für dessen frühere Verwendung als Viehtränke.

Amoeba proteus

Amoeba proteus ist unter dem Mikroskop eine imposante Erscheinung. Die Zellen sind meist 400 – 700 μm lang und poly-podial, bildet also gleichzeitig eine größere Anzahl Scheinfüßchen aus. Da Protoplasma- und Kernvolumen gekoppelt sind (Kern-Plasma-Relation, siehe Kleinig und Maier, 1999), ist auch der Kern verhältnismäßig groß. Wenn man, wie in Abb. 3

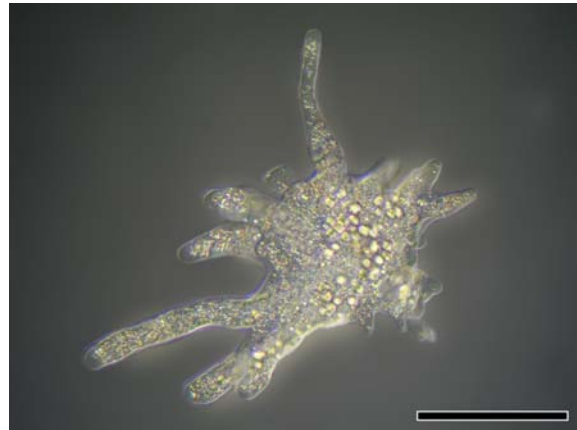


Abb. 2: *Amoeba proteus* mit zahllosen Kristallen im Plasma. Digitale Zeichnung aus 14 Ebenen. Maßbalken 200 μm .

gezeigt, das fast 50 μm lange ellipsoide Gebilde links neben der kontraktile Vakuole sieht und das Aussehen des Kerns von *A. proteus* nicht kennt, denkt man vielleicht erst einmal an eine Nahrungsvakuole.

Von oben betrachtet ist der Kernquerschnitt kreisrund, der Kern ist oft noch deutlicher bikonkav abgeplattet, als es in den Abb. 3 und 4 zu sehen ist. Die Nucleolenstückchen verteilen sich nahezu gleichmäßig unter der gesamten Kernmembran, man spricht von parietaler Anordnung.

Rechts vom Kern beginnt die Zone des relativ zur Gesamtgröße der Zelle kleinen Uroids, jener zottigen Zellregion, welche bei der Bewegung nachgeschleppt wird. Zwischen Kern und der kontraktile Vakuole (kV) erkennt man Nahrungsvakuolen, im Plasma leuchten eine Menge kleiner Kristalle.

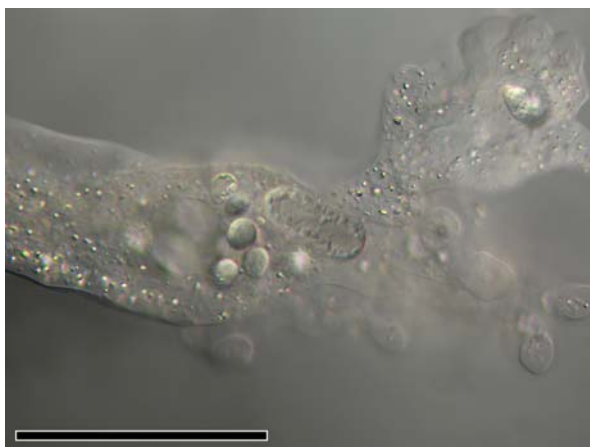


Abb. 3: *Amoeba proteus*. Uroid, Kern und kV. Maßbalken 100 μm .

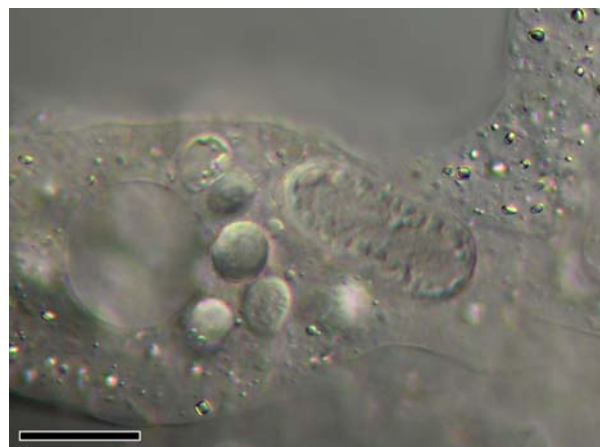


Abb. 4: *Amoeba proteus*, kV, Nahrungsvakuolen, Kern und Kristalle. Maßbalken 25 μm .

Schalenamöben der Ordnung Arcellinida

Die Arcelliniden stellen die größte Gruppe der Schalenamöben (Testaceen) dar. In ihr werden ca. 75% der bekannten Arten der Testaceen vereinigt. Bei ihnen finden sich zwei Schalentypen: proteinös oder verkittet. Die Schalen der Familie Arcellidae sind aus regulär gebildeten Facetten (Areolen) aufgebaut, wie es von den *Arcella*-Arten bekannt ist. Die anderen Familien wie z. B. Diffugiidae, Lesquereusiidae und Centropyxidae bauen auf der Basis einer organischen Zementmatrix mineralische und organische Fremdkörper oder/und selbst hergestellte Silikatschuppen ein.

Die Familie Lesquereusiidae und ihre Silikatschuppen

Die Abbildungen 5 und 6 zeigen *Lesquereusia modesta*, die viele Schalenteile im Golgi-Apparat selbst herstellt (Idiosomen), aber auch gerne Xenosomen (Fremdkörper, bevorzugt Quarzkörner) in die Schalenkonstruktion einbaut. Die Einblendung links unten in Abb. 5 zeigt das Exemplar bei schwacher Vergrößerung, wobei die spezielle Form und der leicht abgeknickte Hals besser zur Geltung kommen als in der digitalen Zeichnung.

Auf dem in Richtung der Symmetrienachse der Schale ausgestreckten Pseudopodium sind Protoplasmaknötchen zu sehen. Diese sprießen gewöhnlich dann aus den Pseudopodien, wenn diese sich verkürzen, um z. B. das Gehäuse nachzuziehen. In Abb. 6 ist das Exemplar in Kopfstand auf einem Spezial-Objekttträger für das inverse Mikroskop zu sehen. Die Schalenöffnung (Pseudostom oder Apertur genannt) und die Querschnittsform der Schale wird sichtbar. In der Apertur steht eine Defäkations-



Abb. 5: *Lesquereusia modesta*. Das eingesetzte Bild in kleinerem Maßstab zeigt die Schalenform. 14 Ebenen. Maßbalken 100 µm.



Abb. 6: *Lesquereusia modesta* in Aperturansicht. 33 Ebenen. Maßbalken 50 µm.

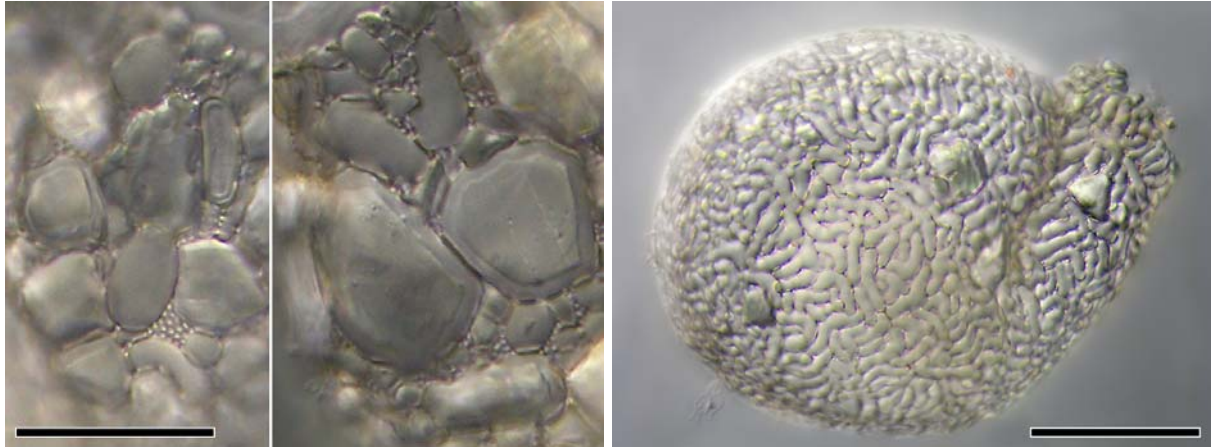


Abb. 7: *Lesquereusia modesta*. Schalendetails. Maßbalken 25 µm.

Abb. 8: *Lesquereusia spiralis*. Übersichtsbild. 32 Ebenen. Links unten sind aufgewachsene Choanoflagellaten zu sehen (siehe auch Abb. 9). Maßbalken 50 µm.

vakuole. Deren Inhalt, nicht verdaubare Reststoffe, wurde im Laufe der Beobachtung ausgeschieden.

Die Feinstruktur der *Lesquereusia*-Schale

In Abb. 7 werden Schalenregionen vergrößert dargestellt, in welchen Idiosomen gehäuft auftreten. Einige Bereiche sehen wie ein Sieb aus. Dies sind Stellen, wo weder Xeno- noch Idiosomen aufgelagert sind und die Pseudochitin-Kittsubstanz, welche bei allen *Lesquereusiidae* die Schalenmatrix bildet, deutlich hervor tritt. Die teils sehr großflächigen Silikatplatten der *Lesquereusia modesta* unterscheiden sich deutlich in Form und Größe gegenüber den Schuppengebilde der meisten anderen Mitglieder der Gattung *Lesquereusia*.

Diese Testaceengattung wurde ursprünglich als *Lecquereusia* beschrieben (Schlumberger, 1845), es hat sich aber die bekannte Schreibweise durchgesetzt. Das in Abb. 8 gezeigte Exemplar von *Lesquereusia spiralis* befand sich infolge von Nährstoffmangel in der Probenschale im Ruhezustand. Charakteristisch für diese Art sind die

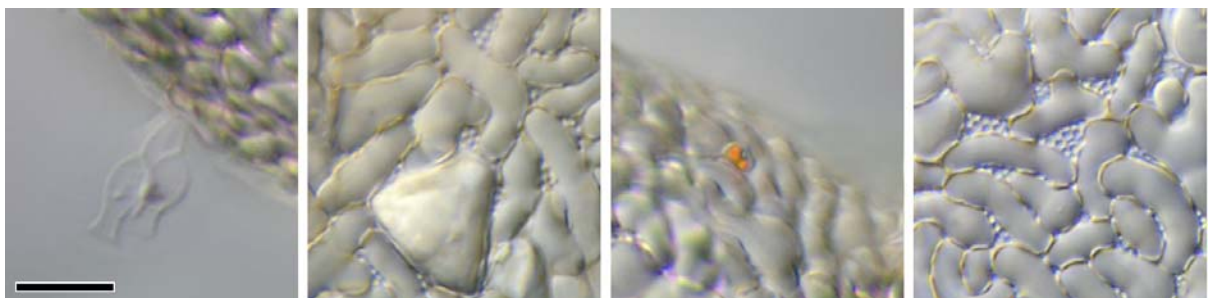


Abb. 9 bis 12: *Lesquereusia spiralis*, Schalendetails. Choanoflagellaten als blinde Passagiere (Abb. 9), ein großer, mit Silikatmaterial überzogener Fremdkörper (Abb. 10), ein kleines auffällig gefärbtes Xenosom (Abb. 11), Idiosomen mit Protein-Grundmatrix der Schale (Abb. 12). Maßbalken 10 µm (für alle Abbildungen).



Abb. 13: *Lesquereusia spiralis*. Übersichtsbild mit optischem Schnitt durch den Plasmakörper. 20 Ebenen. Maßbalken 50 μm .

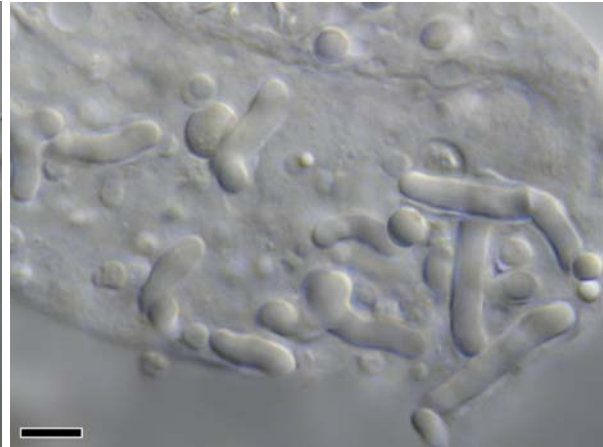


Abb. 14: *Lesquereusia spiralis*. Detail des Protoplasten. 6 Ebenen. Maßbalken 5 μm .

länglich gebogenen Idiosomen. Einige wenige Xenosomen sind ebenfalls in die Schale eingebaut. Links unten werden Choanoflagellaten als Epibionten sichtbar (siehe auch Abb. 9). *Lesquereusia* baut als Xenosomen vornehmlich Quarzkörner ein (Abb. 10). In der Nähe des Halsansatzes ist jedoch ein Korn sichtbar, welches aus Lehm bestehen könnte. Man kann erkennen, dass es in eine Hülle eingebettet ist (Abb. 11). Alle Xenosomen werden bei den Lesquereusiiden mit Silikatmaterial überformt. In Abb. 12 sind die gebogenen Silikatplättchen sowie die Proteinmatrix mit ihrer ultrafeinen Areolenstruktur zu sehen. Sie bietet maximale Festigkeit bei minimiertem Materialeinsatz (\rightarrow Bionik).

Wegen der knappen Nahrungsressourcen in dem kleinen Hälterungsbecken (12x12x5cm), in welchem die Aufsammlung bereits 5 Monate lag, hatten sich die meisten Testaceen in die Ruhephase begeben. In der Ölimmersion werden die im Protoplasten liegenden und für die Teilung im Golgi-Apparat vorproduzierten Silikatplättchen sichtbar (Abb. 14).

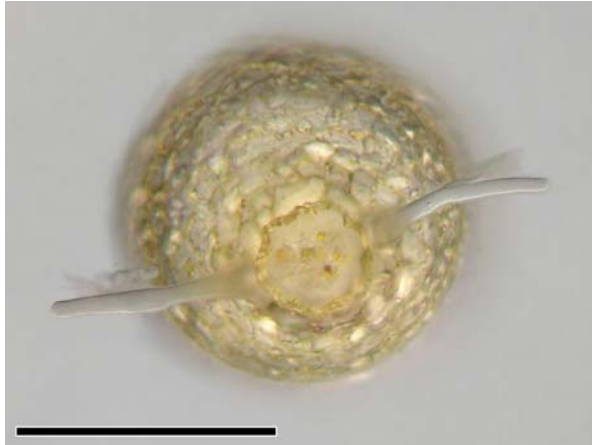


Abb. 15 *Netzelia tuberculata*. Aperturansicht, Stadium der langsamen Fortbewegung. 43 Ebenen. Maßbalken 100 µm.



Abb. 16 *Netzelia tuberculata*. Stadium der schnellen Fortbewegung, die Schale wird geschleppt. 30 Ebenen. Maßbalken 100 µm.

Netzelia* oder *Diffflugia

Die Arten der heutigen Gattung *Netzelia* war noch in den 80er Jahren unter der Gattung *Diffflugia* subsummiert. Ihr Schalenbau weicht aber sehr von *Diffflugia* ab. Elektronenmikroskopische Untersuchungen der Ultrastruktur der Schalen und die dabei erkannten Ähnlichkeiten mit der Feinstruktur mit den Lesquereusiidae führten zur Erhebung einer neuen Gattung und Eingliederung in die genannte Familie (Ogden, 1979).

Die Mitglieder der Gattung sind fähig, auch in einer Xenosomen-armen Umgebung regelmäßig geformte Schalen zu bauen. Diffflugien können unter solchen Randbedingungen, wie sie z. B. in Hochmooren anzutreffen sind, nur sehr ungleichmäßig geformte Schalen bilden. Die Abbildungen 15 und 16 zeigen Exemplare der Art *N. tuberculata* aus Hochmooren (Bergenusener Moor, Dosenmoor bei Neumünster) mit ihren Xenosomen-armen Schalen. Der geschwungene Kragen des Pseudostoms ist besonders in Abb.15 gut sichtbar, es treten Defäkationsvakuolen an die Protoplasma-Oberfläche.

Abb. 17 zeigt in hoher Auflösung die beerenartige Schalenoberfläche, ein sicheres Erkennungsmerkmal von *N. tuberculata*. Abb. 18 eröffnet eine detaillierte Sicht auf die in unterschiedlicher Größe hergestellten Idiosomen und die wenigen mit Silikatmaterial überformten Xenosomen (siehe Pfeile).



Abb. 17: *Netzelia tuberculata*. 40 Ebenen. Maßbalken 25 µm.

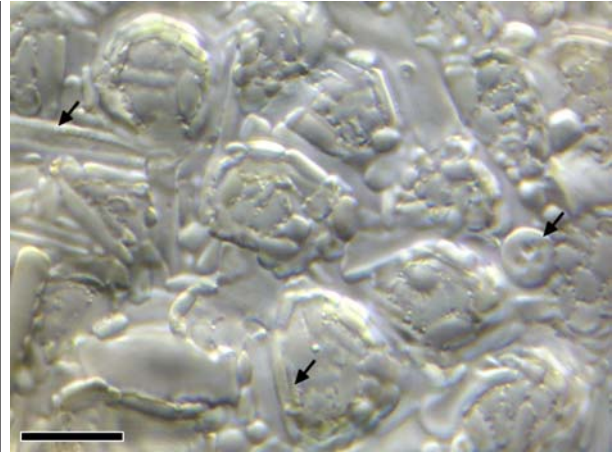


Abb. 18: *Netzelia tuberculata*. Detaildarstellung der Schale, Die Pfeile weisen auf mit Silikatmaterial überformte Xenosomen hin. Planapo 63/1,4. Maßbalken 10 µm.

Anfang 2010 hatte ich Gelegenheit, einige Stunden im Labor des langjährigen Mikroforum-Lesers, Biologen und Material-Sachverständigen Dr. Karl-Heinz Schäffner zu Gast zu sein und Präparationen von Testaceenschalen aus dem Suploch in den Beobachtungskanal eines der dort eingesetzten Raster-Elektronenmikroskope zu legen. Es fand sich auch eine *Netzelia tuberculata* im mit einem Hauch Gold bedampften Probenmaterial (Abb. 19 und 20). Wie die Bilder zeigen, liegt jenseits des Lichtmikroskops noch viel an Detail-Information. Andererseits ist auch zu sehen, dass die digitalen Zeichnungen aus Abb. 17 und 18 im Rahmen der Möglichkeiten realistische Bilder wiedergeben.



Abb. 19: *Netzelia tuberculata* aus luftgetrocknetem Sediment.



Abb. 20: *Netzelia tuberculata*. Schalendetail. Die mit Silikatmaterial überformte Xenosomen (Schalenteile pennater Diatomeen) sind gut zu erkennen.

Familie Arcellidae

Prüft man eine Froschteichprobe unter der Präparierlupe, so fallen neben größeren mit Quarz und Diatomeenschalen besetzten Diffflugien sofort viele orangefarbene Punkte auf. Da die Hiddenseer Steilküsten und Strandwälle sehr reichlich mit Sanddornbüschen bewachsen sind, die im Herbst ihre wohlschmeckenden orangefarbenen Früchte tragen, kann spontan die Assoziation zu diesen Beeren (Abb. 21) entstehen. Bei Beobachtung in höherer Vergrößerung tritt zu Tage, dass es sich hierbei ausschließlich um Vertreter der Art *Arcella gibbosa*



Abb. 21: *Hippophae rhamnoides*, ein Ölweidengewächs, stammt ursprünglich aus dem Himalayaraum. Der Durchmesser der Beeren liegt bei 7-10mm.

handelt. Abb. 22 zeigt ein Exemplar von der Pseudostomseite aus betrachtet (apertural). Die Areolen der Pseudochitinschale (dem Keratin ähnliches Albuminoid; Schönborn, 1966) sind klar sichtbar, ebenso der nach außen umgeschlagene Pseudostomrand. In Abb. 23 ist eine digitale Zeichnung einer Draufsicht (abapertural) auf *A. gibbosa* dargestellt. Der wabenartige Aufbau der Schale minimiert bei hoher Festigkeit den Materialeinsatz.



Abb. 22: *Arcella gibbosa*, apertural. 33 Ebenen. Maßbalken 50 µm.



Abb. 23: *Arcella gibbosa*, abapertural. 45 Ebenen. Maßbalken 50 µm.

In Abb. 24 ist die Schärfeebene vom Boden ein Stück weit in die Zelle hinein versetzt, um das Protoplasma mit einem Kern, Nahrungsvakuolen und zwei kontraktile Vakuolen darzustellen. *Arcella gibbosa* hat wie die meisten anderen *Arcella*-Arten zwei Kerne, welche sich in der vegetativen Phase in maximalem Abstand in der Schale gegenüberstehen. Sind mehrere Kerne in einer vegetativen Zelle, so ist das zugehörige, von den Kernen kontrollierte Plasma inklusive Cytoskelett im Allgemeinen zu mehr oder weniger gleichen Teilen aufgeteilt. Die Kerne halten im Raum den maximalen Abstand zu den Nachbarkernen (Baluska et al, 2004).



Abb. 24: *Arcella gibbosa*, apertural. Detaildarstellung des Cytoplasmas mit Kern, kVs und Nahrungsvakuolen. Digitale Zeichnung aus mehreren Ebenen. Maßbalken 25 µm

Arcellen mit Wendevorrichtung

Die Schalen von *Arcella gibbosa* formen nahezu eine Halbkugel. Sollten Individuen dieser Art so auf dem Substrat zu liegen kommen, dass die Apertur von der Unterlage weg weist, so ist es ihnen mit etwas Scheinfüßchen-Gymnastik üblicherweise möglich, die Schale zu drehen. Für eher diskusförmig aufgebaute Arten wie *Arcella discooides* sind die Hebelverhältnisse wesentlich ungünstiger. Um zu vermeiden, durch „Fallen auf den Rücken“ in eine Bewegungsunfähigkeit hinein zu gelangen, haben sich bei einer Reihe von *Arcella*-Arten spezielle Mechanismen zur Steuerung des Auftriebs entwickelt.

Beim Fotografieren der in Abb. 25 gezeigten Amöbe waren vier helle Areale aufgefallen, die etwas an Luftblasen erinnerten. Und es war unzweifelhaft auszumachen, dass sich diese innerhalb der Zelle befanden. Was hatte dies zu bedeuten? Martin Schneider, ein befreundeter Biologe und Testaceen-Spezialist, gab Hinweise zur Lösung des Rätsels. Es handelt sich in der Tat um Gasblasen, deren Größe die Protisten willkürlich steuern können, um das Wenden der Schale zu unterstützen. M. Schneider hat dieses Verhalten bei Versuchen an *Arcella vulgaris* verifiziert. In der Literatur wird außerdem eine schnelle Flucht aus sauerstoffarmen Wasserschichten diskutiert (Schönborn, 1966).

Die Aufnahme zeigt eindrucksvoll die Art, wie der Protoplast in der Schale mittels dünnen Pseudopodien am Schalenrand fixiert ist. Drei kontraktile Vakuolen sind sichtbar (Pfeilkopf-Konturen), die Zelle besaß noch mehr davon. Beim Kern ist zu



Abb. 25: *Arcella discoidea*, apertural. 22 Ebenen. Detaillierte Darstellung des Protoplasten mit den beiden Kernen (Pfeile), den Nivellierungs-Luftblasen (Pfeilköpfe) und von drei kontraktile Vakuolen (Pfeilkopf-Konturen). Maßbalken 50 μ m.

bemerken, dass zu ihm auch die hyaline (lichtoptisch leere) Zone gehört, in welche der riesige, stärker kontrastierte Nucleolus eingebettet ist. Die Hinweispeile sind genau so positioniert, dass sie mit ihren Spitzen jeweils an den Rändern der Kerne enden.



Abb. 26: *Diffflugia* cf. *venusta*. 38 Ebenen.
Maßbalken 50 µm.



Abb. 27: *Diffflugia* cf. *venusta*. Gegenüberliegende Seite der
Schale. 31 Ebenen. Maßbalken 100 µm.

Unterordnung Diffflugina

Familie Difflugiidae

Die Abbildungen 26 und 27 zeigen eine Diffflugienart, bei welcher große Bereiche der Schale nicht mit Xenosomen bedeckt sind. Nach den Informationen von Dr. Ralf Meisterfeld (persönlichen Mitteilung) könnte es sich um *Diffflugia venusta* handeln; zur sicheren Identifikation wäre eine genauere Inaugenscheinnahme des Pseudochitin-Zements der Schale mittels REM nötig. Anders als z. B. bei den Lesquereusiiden ist hier der Zement nicht areolar gekammert, sondern bildet solide Schichten, die stabil genug sind, auch ohne Partikelbesatz die Zelle zu schützen.

Die Zusammenstellung in Abb. 28 zeigt zwei Bewegungsphasen, in welchen die Gehäuse-Längsachse jeweils parallel zur Blickrichtung ausgerichtet war. Man er-



Abb. 28: *Diffflugia* cf. *venusta*. 19 Ebenen.
Maßbalken 50 µm.

kennt den elliptischen Querschnitt der Schale im Bereich des abaperturalen Bulbus, das Pseudostom ist nahezu rund. In der Mitte des Pseudostoms befindet sich eine Defäkationsvakuole mit unverdaulichen Nahrungsresten, welche kurz nach den Aufnahmen ausgestoßen wurde.



Abb. 29: *Diffflugia* cf. *pyriformis*. 22 Ebenen.
Maßbalken 100 µm.

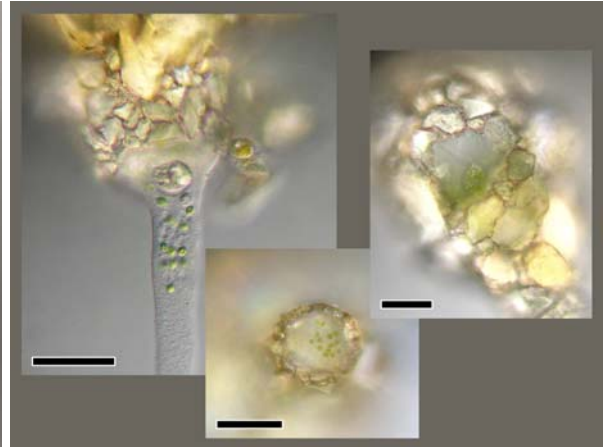


Abb. 30: *Diffflugia* cf. *pyriformis*. Schalendetails und
Zoochlorellen. Maßbalken 50 µm.

Die Diffflugie aus Abb. 29 mit gut sichtbaren Zoochlorellen (der Form nach tatsächlich Mitglieder der Gattung *Chlorella*) könnte nach Leidy (1879) *Diffflugia pyriformis* sein. Die Abbildungen 30 und 31 zeigen, dass sich gelegentlich ein Teil der Zoochlorellen im Pseudostomraum befinden und bei starker Protrusion der Pseudopodien sogar nach außerhalb der Schale gespült werden. Der größere Durchmesser der diskoiden Algenzellen beträgt ca. 4 µm.

Bei der Defäkationsvakuole oberhalb der Zoochlorellen hebt sich deutlich sichtbar die Vakuolenmembran vom Kotballen ab. Das Pseudostom ist kreisrund und hat einen Durchmesser von ca. 60µm.



Abb. 31: *Diffflugia* cf. *pyriformis*. Defäkationsvakuole
und Zoochlorellen. Maßbalken 10 µm.

Algen als Symbiosepartner

Die Alge als der kleinere Symbiosepartner erhält von der Amöbe einen geschützten Lebensraum. Aus Untersuchungen an Ciliaten ist bekannt, dass die Zoochlorellen dem Host-Organismus vor allem Zucker (Maltose; Reißer, 1992) liefern. Ob sich die Untersuchungsergebnisse der Symbioseverbindung Chlorelle - Ciliat auf die Verhältnisse bei anderen protistischen Hostorganismen verallgemeinern lassen, wäre zu prüfen.

Untersuchungen über die Vorgänge bei der Aufnahme der Chlorellen als Symbionten von Ciliaten brachten Erstaunliches zu Tage. Man könnte sich ja vorstellen, dass die Algen bei oder unmittelbar nach der Phagozytose durch den Host-Organismus als potenzielle Symbionten erkannt und in vor Verdauungsenzymen schützende Spezial-Vakuolen eingeschlossen würden. Die Vorgänge können aber komplizierter sein, wie die Experimente von Kodama und Fujishima (2009) an *Paramecium bursaria*, dem Paradeorganismus für das Studium der Zoochlorellensymbiose, zeigen. Bringt man symbiontenfreie Host-Organismen mit den passenden Chlorellen (jeweils aus Reinkulturen) zusammen, werden die Algen gruppenweise in Nahrungsvakuolen aufgenommen. Es lässt sich dann cytochemisch nachweisen, dass der Prozess der Nahrungsverarbeitung (Ansäuern des Vakuoleninhalts, Anreichern mit Verdauungsenzymen) ganz normal und ohne Rücksicht auf die potenziellen Symbionten abläuft. Ein gewisser Prozentsatz der Algen widersteht dem Verdauungsvorgang eine gewisse Zeit und es kommt zur Abschnürung von Klein-Vakuolen, in welchen sich jeweils eine Chlorelle befindet.

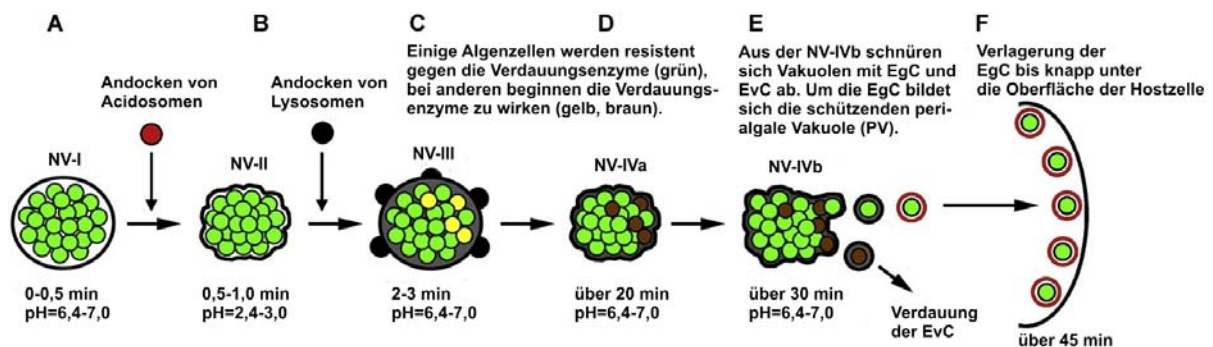


Abb. 32: Stadien der Nahrungsvakuolen (NV-I bis NV-IVb) bei *P. bursaria* sowie der Differenzierung von perialgalen Vakuolen (PV) als Lebensraum für endosymbiontische Chlorellen. EgC=einzelne grüne Chlorelle, EvC= einzelne verdauten Chlorelle. Nach Kodama und Fujishima (2009), verändert.

Im hier zitierten Experiment konnten folgende Abläufe nach der Vereinzelung von Chlorellen in Kleinvakuolen beobachtet werden (siehe auch Abb. 32, E):

1. Verpackung einer intakten und zur Symbiose fähige Chlorelle:

- Die Vakuole wandelt sich in eine perialgalen Schutzvakuole um und wird bis knapp an die Zelloberfläche transportiert. Dies ist die Region, in welcher die Symbionten bei *P. bursaria* positioniert werden.
- Die Vakuole bleibt eine Nahrungsvakuole, die Alge wird verdaut.

2. Verpackung einer bereits geschädigten oder nicht zur Symbiose fähigen Chlorelle:

- Die Vakuole wandelt sich **nicht** in eine perialgalen Schutzvakuole um, sondern bleibt eine Nahrungsvakuole, und die Alge wird verdaut.

Die Untersuchungen konnten nicht sicher ergründen, ob Stoffemissionen der Algenzelle bei der umschließenden Vakuolenmembran aktiv eine Veränderung induzieren, die diese zu einer schützenden Hülle machen, oder ob die Hostzelle die Tatsache erkennt, dass eine einzelne potenzielle Symbiontenzelle in einer Kleinvakuole eingeschlossen ist und daraufhin die Qualität der perialgalen Membran ändert.

In den Augen der Autoren liefert die Beobachtung der Knospungen von Einzel-Algenzellen-Vakuolen aus den Nahrungsvakuolen mit „falschen“ Inhalten, nämlich (a) geschädigten Chlorellen oder (b) Zellen von nicht zur Symbiose fähigen *Chlorella*-Arten Indizien dafür, dass die Abschnürungsvorgänge nicht durch Diagnoseaktivitäten des Host-Organismus zum Erkennen eines potenziellen Symbiosepartners getriggert werden.

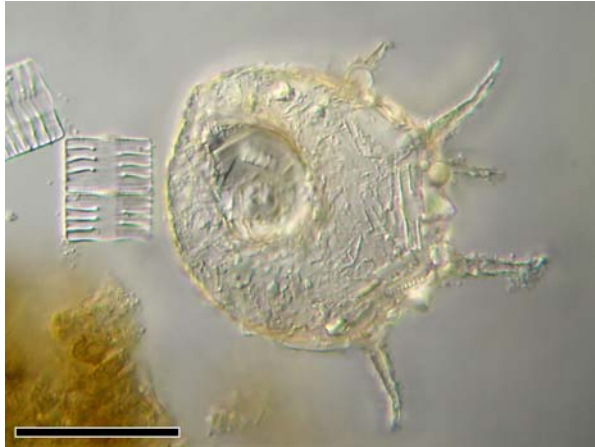


Abb. 33: *Centropyxis* cf. *aculeata*. 25 Ebenen.
Maßbalken 50 µm.



Abb. 34: *Centropyxis* cf. *aculeata*. Detaildarstellung der
feinporigen Kittsubstanz. 10 Ebenen. Maßbalken 10 µm.

Familie Centropyxidae

In Abb. 33 ist ein *Centropyxis*-Gehäuse mit Ähnlichkeit zur *C. aculeata* zu sehen. Nach Meisterfeld (2000) werden über 130 *Centropyxis*-Arten unterschieden, deshalb ist eine genauere Identifikation ohne Verwendung eines Artenschlüssels riskant. *Centropyxis* baut Kieselalgen-Gehäuse, organisches und mineralisches Material in ihre Schale ein. Bei älteren Exemplaren ist die Schale durch Einlagerung von Mangan- und Eisensalzen bräunlich gefärbt.

Die Basis der Testaceenschalen stellt eine Proteinmatrix dar, die bei den Centropyxidae eine äußerst kleinkammerige Areolenstruktur aufweist. Erst in höchster lichtmikroskopischer Auflösung ist sie bei *Centropyxis* befriedigend darstellbar (siehe Abb. 34).



Abb. 35: *Nitzschia* spec. Optischer Schnitt auf der Apikalebene. 5 Ebenen. Maßbalken 100 µm.



Abb. 36: *Nitzschia* spec. in Gürtelbandansicht. 36 Ebenen. Maßbalken 100 µm.

Leben in Glasgefäßen

Untersucht man einige Tropfen des Probenwassers an Ort und Stelle auf der Handfläche mit einer 10fach-Einschlaglupe, erkennt man üblicherweise eine große Anzahl kleiner bräunlicher Stifte. Es handelt sich dabei um relativ große Diatomeen der Gattung *Nitzschia*.

Die Abbildungen 35 und 36 zeigen Gürtelbandansichten, Abb. 37 die Valvaransicht mit dem Blick auf die Raphe, welche bei *Nitzschia* kompliziert gebaut ist; man nennt den Typ „Kanalraphe“. Im Kanal befindet sich das Fortbewegungsorganell mit einem fibrilläres Band aus Motorproteinen, welches sich rhythmisch kontrahieren kann. Dieses Organell veranlasst die Ausscheidung einer

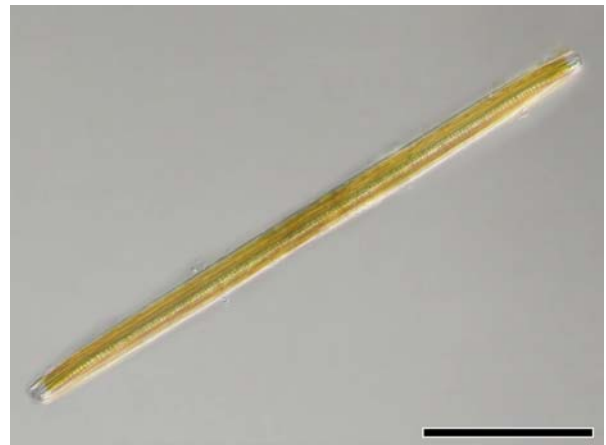


Abb. 37: *Nitzschia* spec. in Valvaransicht. 28 Ebenen. Maßbalken 100 µm.

klebrigen Substanz und den Transport derselben entlang der Raphe (Lauritis et al. 1968, Lind et al. 1997, Edgar und Pickett-Heaps 1982).

Die Kanalraphe

Bei den Kanalraphen laufen Verstärkungsspannen (Fibulae) in der Nähe des Öffnungsschlitzes von einer Flanke zur anderen. Die Aufnahme mit dem Durchstrahlungs-Elektronenmikroskop (TEM) eines Querschnitts durch die Kanalraphe (Pfeilkontur) von *Nitzschia alba* aus Lauritis et al. (Abb. 38) zeigt eine Fibula (Doppel-Pfeilkopf) und die klebrige fibrilläre Ausscheidung (Pfeil) aus Polysacchariden. Im

Raphenbereich befinden sich stets eine größere Menge von Mitochondrien, im Bild ist ein Schrägschnitt durch ein solches zu sehen (Pfeilkopf).

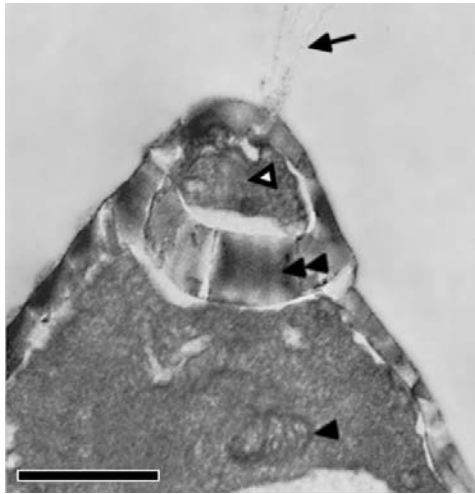


Abb. 38: *Nitzschia alba*, TEM-Aufnahme aus Lauritis et al. (1968). Maßbalken 0,5 μm .

Der Motor und die Details der Kraftübertragung auf die Unterlage sind lange Zeit nur sehr unvollständig verstanden worden. Durch Untersuchungen in den letzten zehn Jahren hat man mit Hilfe depolymerisierenden Wirkstoffen und Fluorochromierung bei lichtmikroskopischen Lebenduntersuchungen feststellen können, dass der Motor der Bewegung ein Actin/Myosin-System ist und darin dem Muskelsystem der Tierwelt ähnelt. Die Kraft wird durch klebrige Fasern auf die Unterlage übertragen. Die Myosinkörper bewegen sich aktiv

auf den stationären Actinfilamenten nahe der Raphe im Zellinneren, spezielle Verbindungsmoleküle in der Zellmembran verbinden die Myosinkörper mit den vorab ausgeschiedenen klebrigen Fasern aus Glycoproteinen (Poulsen et al, 1999; Dugdale et al, 2006).

Eine Vielzahl von Untersuchungen zur Fortbewegung der Diatomeen wurden an der School of Botany der Universität Melbourne durchgeführt. Dort hat schon Jeremy Pickett-Heaps geforscht und gelehrt, der bereits in den 1980er beim Verständnis der Ultrastruktur des Bewegungsapparats der Diatomeen Pionierarbeit geleistet hat (Edgar und Pickett-Heaps, 1984).

Die Bildausschnitte Abb. 39 bis 41 stellen Details der Kieselsäureschale und des Protoplasten dar. Neben dem Kern mit Nucleolus und dem granulösen Karyoplasma sieht man Teile der durch das akzessorische Pigment Fucoxanthin goldbraun gefärb-



Abb. 39: *Nitzschia* spec. Chloroplast mit eingelagerten Öltröpfchen, Zellkern mit Nucleolus. Abb. 40: Zellende mit Kanalraphen und Gürtelband. Abb. 41: Valvaransicht mit Blick auf die Kanalraphe. Maßbalken 10 μm (für alle Abbildungen).

ten Chloroplasten sowie Lipidtröpfchen, die sowohl als Reservestoff als auch als Auftriebskörper dienen. Akzessorische Pigmente unterstützen die Photosynthese durch die Absorption von Licht mit Wellenlängen, welche vom Chlorophyll selbst nicht absorbiert werden. Die Energie wird dann auf das Chlorophyll übertragen und ist dadurch photosynthetisch nutzbar.

Die dicken hellen Striche, welche vom Schalenrand jeweils 3-5 µm ins Zelllumen ragen, sind die optisch geschnittenen Fibulae der Raphe. Auch das feine Streifenmuster der Valven sowie die noch feineren Streifen auf dem Gürtelband ist erkennbar. Die Dimension der lichtmikroskopisch beobachteten Fibulae passt gut zum TEM-Bild. Die von Lauritis untersuchten *Nitzschia alba* hatten nur ca. 1/8 der Größe der von mir beobachteten Art.

Was bringt die Zukunft?

Während der Kurswoche 2009 erfuhren wir von Frau PD Dr. Irmgard Blindow, der Leiterin der Biologischen Station, dass das *Suploch* Anfang 2010 ausgebaggert werden sollte. Durch die starke Verlandung sei zu wenig Platz für die Molche und Ringelnattern im Biotop. Das geplante radikale Ausbaggern hätte höchstwahrscheinlich zum Zusammenbruch der Mikro-Lebensgemeinschaft geführt. Die Ergebnisse unserer Beprobungen überzeugten Frau Blindow, dass es sinnvoll wäre, einen Randstreifen nennenswerter Breite stehen zu lassen und so den Grundstock für eine Neubesiedlung zu sichern. Wir werden die Entwicklung dieses Amöben-Hotspots nach der Umgestaltungsmaßnahme beobachten und hoffen, dass sich der Bestand schnell erholen wird.

Autor: Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, D-24111 Kiel,
email: wolfgang.bettighofer@gmx.de

Literatur

- Baluska, F., Volkmann, D., Barlow, P. W.: Eukaryotic cells and their cell bodies: Cell Theory revised. *Annals of Botany* 94, 9-32 (2004).
- Chiappino, M., Volcani, B.: Studies on the biochemistry and fine structure of silica shell formation in diatoms VII: Sequential cell wall development in the pennate *Navicula pelliculosa*. *Protoplasma* 93, 205-221 (1977).
- Dugdale, T. M., Willis, A., Wetherbee, R.: Adhesive modular proteins occur in the extracellular mucilage of the motile, pennate diatom *Phaeodactylum tricornutum*. *Biophysical Journal* 93, L58-L60 (2006).
- Edgar, L., Pickett-Heaps, J.: Ultrastructural localization of polysaccharides in the motile diatom *Navicula cuspidate*. *Protoplasma* 113, 10-22 (1982).
- Edgar, L., Pickett-Heaps, J.: Diatom locomotion. In: Round, F. E., Chapman, D. J. (eds.): *Progress in phycological research*, Vol. 3, pp 47-88. Biopress, Bristol 1984.
- Foissner, W., Korganova, G.: The *Centropyxis aerophila* complex (Protozoa: Testacea). *Acta Protozool.* 39, 257-273 (2000).
- Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: *Protistology*, 3rd Ed. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
- Kleinig, H., Maier, U.: *Kleinig/Sitte Zellbiologie*, 4. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1999.
- Kodama, Y., Fujishima, M.: Timing of perialgal vacuole membrane differentiation from digestive vacuole membrane in infection of symbiotic algae *Chlorella vulgaris* of the ciliate *Paramecium bursaria*. *Protist* 160, 65-74 (2009).
- Lahr, D., Bergmann, P., Lopes, S.: Taxonomic identity in microbial eukaryotes: A practical approach using the testate amoeba *Centropyxis* to resolve conflicts between old and new taxonomic descriptions. *J. Eukaryot. Microbiol.*, 55, 409-416 (2008).
- Lahr, D., Lopes, S.: Ultra-structure and biometry of three lobose testate amoebae of the family Lesquereusiidae (Tubulinea: Arcellinida) based on specimens from São Paulo, Brazil. *Acta Protozool.* 46, 339-348 (2007).
- Lauritis, J., Coombs, J., Volcani, B.: Studies on the biochemistry and fine structure of silica shell formation in diatoms. *Archiv für Mikrobiologie* 62, 1-16 (1968).

- Lind, J. L., Heimann, K., Miller, E. A., van Vliet, C., Hoogenraad, N. J., Wetherbee, R.: Substratum adhesion and gliding in a diatom are mediated by extracellular proteoglycans. *Planta* 203, 213-221(1997).
- Leidy, J.: *Fresh-Water Rhizopods of North America*. Government Printing Office, Washington 1879.
- Meisterfeld, R.: „Order Arcellinida Kent 1880“. In: Lee, J., Leedale, G., Bradbury, P. (eds.): *The illustrated guide to the protozoa*, 2nd edition, pp. 827-860. Society of Protozoologists, Lawrence (Ka.) 2000.
- Ogden, C.: Siliceous structures secreted by the subclass Lobosia (Rhizopoda: Protozoa). *Bull. Brit. Mus. nat. Hist. (Zool.)* 36, 203-207 (1979).
- Ogden, C., Meisterfeld, R.: The taxonomy and systematic of some species of *Cucurbitella*, *Diffflugia* and *Netzelia* (Protozoa: Rhizopoda); with an evaluation of diagnostic characters. *Europ. J. Protistol.* 25, 109-128 (1989).
- Poulsen, N. C., Spector, I., Spurck, T. P., Schultz, T. F., Wetherbee, R.: Diatom gliding is the result of an actin-myosin motility system. *Cell Motility and the Cytoskeleton* 44, 23-33 (1999).
- Reier, W. : „Endosymbiotic association of algae with freshwater protozoa and invertebrates.“ In: Reier, W. (ed.): *Algae and Symbioses*, pp. 1-14. Biopress Ltd., Bristol 1992.
- Schönborn, W.: *Beschalte Amöben*. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg 1966.
- Streble, H., Krauter, D.: *Das Leben im Wassertropfen*, 10. Auflage. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2006.
- Wasik, A., Grebecka, L., Grebecki, A.: Cytoskeletal Connections between the Nucleus and Cell Cortex in *Amoeba proteus*: A Scanning Electron Microscope Study. *Acta Protozool*39, 253-256 (2000).