© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Phyllopodenstudien

von

Dr. **Nicolaus v. Zograf,**
ord. Professor der Zoologie an der Kaiserlichen Universität zu Moskau.

Mit Tafel XXI—XXIV und zwei Figuren im Text.

Seit einigen Jahren opferte ich meine Aufmerksamkeit den Phyllopoden, welche mich besonders wegen ihrer Anpassung an das ganz eigentümliche, mit dem frühen Aufschmelzen der Frühlingsgewässer, mit dem Ertragen der Hitze im Sommer und der stärksten Fröste im Winter verknüpfte Leben interessierten.

Ich glaubte erkennen zu können die Art und Weise, in welcher sich die Eihüllen, die den Embryo schützen, bilden, die Ursachen, warum die »Nauplius«, welche bei vielen andern Crustaceen eine ziemlich lange Zeit zur Ausbildung brauchen, bei den Phyllopoden so schnell aus dem Ei ausschlüpfen, die Rolle, welche in dem Eiaufbau die Nährzellen spielen. Das waren die Hauptprobleme meiner Studien.

Aber im Laufe der Untersuchung berührte ich noch einige nicht uninteressante Fragen, so z. B. den Hermaphroditismus der Männchen der Apodidae, einige neue Facta im Baue des Eierstockes und noch andre Seiten der Organisation dieser interessanten Crustaceen.

Das ist die Ursache, warum ich meinen Untersuchungen, welche ich »Untersuchungen über den Bau und die Bildung der Eier und der Eihüllen bei den Phyllopoden« nennen wollte, einen weiteren Titel gegeben habe, um so mehr, als ich die Untersuchung der Phyllopoden mit dieser Schrift nicht abschließen will, sondern ihr noch mehr Zeit zu widmen gedenke.

Als Untersuchungsmaterial brauchte ich folgende Tiere:

1) *Apus cancriformis* Schäf. Sie stammten aus der Umgebung von Serpuchow, einer großen Fabrikstadt, ungefähr 100 Kilometer

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

südlich von Moskau liegend, wo diese Crustaceen an den Ufern des großen Stromes Oka während einer Exkursion des Studentenvereins zur Erforschung der Natur Rußlands an der Moskauer Universität gesammelt waren. Auch lieferte mir einige Exemplare Herr N. W. Woronkow, Laborant an der hydrobiologischen Station zu Glubokoje Osero (Tiefe See) im Moskauer Gouvernement. Herr Woronkow sammelte die *Apus* in den Pfützen bei Borschom (Borjom), einem bekannten Kurorte in Transkaukasien. Die *Apus* waren alle mit Weingeist fixiert.

2) *Lepidurus productus* Bosc. Diese Tiere, auch in Weingeist fixiert, stammten aus der Umgebung von Rasdelnaja, einer Eisenbahnstation in der Nähe von der großen südrussischen Stadt Woronesch (Woronej), wo sie vom Herrn Professor G. A. Koschewnikow (Kojewnikow) gesammelt waren. Außerdem bekam ich im April dieses Jahres durch die Liebenswürdigkeit eines meiner Zuhörer, Herrn Studenten Bogdan Lipinsky, drei Exemplare dieses Krustentieres. Diese Crustaceen wurden mir lebendig geliefert und ich fixierte sie mit den Flüssigkeiten von Zenker, Flemming (starkes Gemisch) und Tellyesnitzsky. Eins von den drei Exemplaren erwies sich als ein Männchen und lieferte mir viel Interessantes. Sie stammten aus Nemtschinowka, einer Station der Bahn Moskau-Brest.

3) *Chirocephalus Josephinae* Gr. Diese Branchipoden stammten aus der unmittelbaren Umgegend von Moskau, wo sie meistenteils in den Teichen und Pfützen mit jurassischem Lehmgrunde wohnen. Der größte Teil des Materials war mir von meinem Schüler und Freunde Herrn Wladimir Lepeschkin geliefert. Er sammelte es in den Teichen der Worobjewy Gory (Sperlingsgebirge), einem Dorfe in der nächsten Umgebung von Moskau, und fixierte es mit allen ihm zugänglichen Mitteln. Das beste Resultat gab das Fixieren in den Flemmingschen und Hermannschen Gemischen, sowie die Sublimatbehandlung und die Behandlung mit einem sehr komplizierten, von Herrn Lepeschkin zusammengesetzten Gemisch aus Platinchlorid, Überosmiumsäure, Essigsäure und Pikrinsäure. Außer diesem Material, welches im Jahre 1904 gesammelt war, brauchte ich noch von mir persönlich im Jahre 1905 gesammeltes und von Herrn Studenten B. Lipinsky im Frühjahr von 1906 geliefertes Material, welches ich mit den Sublimatlösungen von Gilson, Apáthy und Zenker, sowie mit den Gemischen von Flemming, Hermann und Tellyesnitzsky fixierte.

4) *Chirocephalus carnuntanus* Br. Diese ungarische Art war

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

während einer Exkursion des Studentenvereins in den Pfützen an den Oka-Ufern, ungefähr 12 km östlich von Serpuchow gefangen und in Spiritus konserviert.

5) *Chirocephalus diaphanus* Prevost. Die Exemplare dieser weitverbreiteten, aber aus der Umgegend von Moskau noch nicht beschriebenen Art waren mir von Herren Studenten Natzewitsch und Kastratowitsch, meinen Zuhörern, geliefert. Sie sammelten diese Crustaceen in einem Teiche des Bergmassives Komsim Montenegro, auf einer Höhe von ungefähr 1800 m über dem Meere. Die Tiere waren in Weingeist konserviert.

6) *Branchipodopsis affinis* Sars. Die Exemplare, in Spiritus konserviert, stammten aus der Umgebung von La-May-Tei-Tsy, einem Dorfe, ungefähr 20 km westlich von der mandschurischen Stadt Fyn-Chua liegend. Sie waren mir von Herrn Andreas Martynow, meinem Schüler und Freunde, welcher den letzten russisch-japanischen Krieg als Reserveoffizier durchmachen mußte, aus der westlichen Mandschurei geliefert.

7) *Streptocephalus auritus* Sars. Diese Krustentiere stammten aus den Frühjahrsgewässern aus der Umgebung der großen Stadt im russischen Südosten Saratow, an den Ufern des größten Stromes des europäischen Rußland, der Wolga. Das Material wurde mir von meinem Zuhörer, Herrn Student Boldyrew geliefert. Später sammelte mir noch viele Exemplare dieses höchst interessanten Krustentieres die Saratowsche Naturforscher-Gesellschaft. Die Tiere waren in den Flüssigkeiten von Flemming, Gilson, Zenker, Hermann und Tellyesnitzsky fixiert. Die Gemische von Zenker und Gilson hatten die besten Erfolge.

8) *Artemia salina* Leach. Alle Exemplare waren in den Aquarien des zoologischen Museums der Moskauer Universität gezüchtet. Sie entwickelten sich aus den Eiern, welche mir Herr Professor G. Koschewnikow und mein Schüler und Freund Herr Sergius Zernow, der Hauptlaborant der biologischen Station zu Sewastopol, lieferten. Die von Herrn Professor Koschewnikow gelieferten Eier stammten aus dem Kujalnitzkyschen Liman bei Odessa, die von Herrn Zernow aus den Salzseen am Meeresufer in der Umgegend von Sewastopol. Die Eier waren in 8 %igen Lösungen des gebräuchlichen Kochsalzes, des Meersalzes und des Salzes aus den Odessaschen Limanen gezüchtet. Alle Lösungen gaben gute Resultate, aber nur in den Lösungen des Salzes der Odessaschen Limane gelang es mir, die Tiere bis zur Geschlechtsreife zu züchten.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

9) *Leptestheria siliqua* Sars (*dahalacensis* Rüpp.). Die Tiere waren von Herrn N. W. Woronkow in den Umgebungen von Borchom in Transkaukasien gefangen und in Weingeist konserviert.

10) *Estheria tetracera* Kryn. Diese Krustentiere waren von Herrn A. Martynow, wie die *Branchidopsis affinis* in der Umgebung von La-May-Tei-Tsy in der Mandschurei gesammelt und in Spiritus konserviert.

11) *Limnetis brachyurus* Gr. Die Exemplare waren meistenteils in meinem Landgute Mytniki unweit von Rusa, einer Distriktstadt des Moskauer Gouvernements, gesammelt. Im Frühjahr findet man hier diese Crustaceen massenhaft in den Teichen und Pfützen, wo sie bis zum Austrocknen der letzten wohnen. Ich fixierte die Tierchen mit allen mir zugänglichen Mitteln, finde aber, daß mir die Flemmingsche Flüssigkeit und verschiedene Sublimatgemische die besten Dienste lieferten. Im Frühjahr von 1906 lieferte mir einer meiner Zuhörer, Herr Student Alexander Nowikow, sehr gut konserviertes mit Sublimatlösung fixiertes Material, worin ich viele eigentümliche *Limnetis*-Nauplien, sowie verschiedene ältere Entwicklungsstadien gefunden habe. Die Tierchen stammten aus einer Pfütze unweit von Tschuchlinka, einer kleinen Bahnstation der Linie Moskau-Nishnij Nowgorod, ungefähr 5 km in südöstlicher Richtung von Moskau. Sie konnten aber wegen des zu frühen und zu heißen Sommers dieses Jahres nicht bis zur Geschlechtsreife gelangen, da die Pfütze schon Mitte Mai ganz ausgetrocknet war.

Es war der geehrte Christiania-Forscher, Herr Professor G. O. Sars, welcher die Güte hatte, das ihm geschickte Material zu bestimmen, und hier spreche ich ihm meinen besten Dank dafür aus. Auch der geehrten Gesellschaft der Naturforscher in Saratow, dem Studentenvereine zur Erforschung der Natur Rußlands, dem Herrn Professor G. A. Koschewnikow und den Herren Studenten Boldyrew, Kastratowitsch, Wladimir Lepeschkin, Lipinsky, Andreas Martynow, Natzewitsch, Alexander Nowikow, Nicolaus Woronkow und Sergius Zernow spreche ich hier meinen besten Dank aus.

Die Tiere wurden unter einem ziemlich starken Zeissschen stereoskopischen Präpariermikroskop anatomiert oder mittels des Mikrotoms von Zimmermann in möglichst vollständige Schnittserien zerlegt.

Für die anatomische Präparation der Spiritusobjekte waren diese zuerst in ein Gemisch von 50 % Glyzerinlösung und 70 % Spiritus in gleichen Mengen eingelegt, worin sie von 3 Tagen bis

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

zu einer Woche blieben. Später war das Glas, in dem die Objekte lagen, geöffnet, und der Lösung noch etwa 50% Wasser zugegossen. Das Objekt wurde dann weich genug, um es mit Erfolg anatomieren zu können.

Die kleineren Objekte wurden in Paraffin eingeschmolzen; was aber die größeren Objekte betraf, z. B. ganze Exemplare von *Apus*, *Lepidurus*, *Estheria*, *Leptestheria* oder die weichen im Spiritus lange liegenden Exemplare von *Branchipodopsis*, *Chirocephalus carnuntanus*, so wurden diese Objekte zuerst in ein Gemisch von Kollodium duplex und Nelkenöl (in gleichen Teilen), bei vorhergegangener Aufklärung in Nelkenöl, eingelegt, und da etwa 2 Tage gelassen. Nachdem wurde das Glas offen gehalten und das Papierkästchen, wohinein das dick werdende Gemisch eingegossen war, nachdem das Objekt in entsprechende Lage gebracht war, in Xylol eingelegt. Da blieb das Kästchen bis das gehärtete Kollodium ganz kristallklar geworden war, dann wurde es auch in Paraffin eingeschmolzen.

Die Schnitte waren mit Wasser aufgeklebt (molekuläre Aufklebung) und mit verschiedenen Farben gefärbt. Die besten Resultate gaben Boehmers Hämatoxylin, Hämalaun, Heidenhains Eisenhämatoxylin, Ehrlich-Biondi-Heidenhains Dreifarbenmischung. Auch die Färbungen mit Boraxkarmin, Pikrokarmin und Alaunkarmin gaben vortreffliche Resultate, doch taugten sie wenig zu Photographieaufnahmen. Die mit Flemmings, Hermanns oder andern Osmiumgemischen fixierten Objekte tingierten sich mit vollständigem Erfolge mit Safranin oder Dahlia, auch Ehrlich-Biondi-Heidenhainsche Farbe lieferte hier vortreffliche Resultate.

Alle Präparate waren photographiert mit Hilfe eines einfachen vertikalen Apparates von Leitz. Die meisten Photographien sind mit Reichertschem Photographie-Stativ beim Anwenden des Zeissschen Apochromat F. D. 4 mm, Ap. 0,95 und seines Kompensationsoculars 4 aufgenommen. Manchmal brauchte ich dasselbe Objektiv mit dem Kompensationsocular 6, oder kombinierte Leitz' Objektiv Nr. 4 oder Hartnacks Objektiv Nr. 2 mit dem Kompensationsocular 4. Diese Kombinationen gaben mir Vergrößerungen von etwa 30, 100, 260 und 350 mal.

Alle Photographien sind bei Auers Gasglühlampe und Zettnowschem Filter aufgenommen.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

1. Einige Bemerkungen über den Bau des Eierstockes der Phyllopoden.

Wie bekannt, kennen wir zwei Typen von Phyllopoden-Eierstöcken. Der eine Typus, für die Branchipoden charakteristisch, besteht aus einem cylindrischen, am hinteren Ende blind endenden Tubus, welcher am vorderen Ende in einen kurzen Oviduct einmündet.

Diese Röhren, welche man an unsern Präparaten mehrmals sieht (Taf. XXI, Fig. 1, 2, 3, 4, 6, 7, 9 u. 13, Taf. XXII, Fig. 17 u. 18), verlieren bald ihre kreisrunden Konturen (Fig. 1, Taf. XXI) und werden zu platten, dicken Streifen, welche stellenweise durch vollständig entwickelte Eier stark aufgetrieben werden (Taf. XXI, Fig. 2, 9, 13, Taf. XXII, Fig. 17). Bei *Chirocephalus carnuntanus* Br. dehnen die Eier die Wände des Eierstockes derart aus, daß die letzteren in diesen Stellen ganz kugelig erscheinen, was man auch an Schnitten deutlich sieht (Fig. 68, Taf. XXIV). Viele frühere Verfasser haben es bemerkt und beschrieben. So bildet z. B. Claus (40) solche ausgedehnte Eierstöcke bei *Chirocephalus Braueri* und *Chirocephalus carnuntanus* ab, und man sieht an seinen Abbildungen die sich rosenkranzförmig folgenden Eier. Zwischen den großen, den Eierstock ausdehnenden Eiern, sowie an einer von ihren Seiten liegen zahlreiche Nährzellen. Bei den Formen, welche flache, platte Eierstöcke besitzen, z. B. bei *Chirocephalus Josephinae* Gr. sind diese Nährzellen viel zahlreicher, als bei denen, welche ausgebuchtete Eierstöcke haben. Man hat nur die Figuren Taf. XXI, Fig. 2, 3, 6, welche die Querschnitte von *Chirocephalus Josephinae* darstellen, mit den Figuren Taf. XXIV, Fig. 64 (*Streptocephalus auritus*) und Taf. XXIV, Fig. 68 (*Chirocephalus carnuntanus*) zu vergleichen, um das eben Gesagte zu verstehen.

Es ist ganz unmöglich zu sagen, wieviel Nährzellen einer Eizelle in diesen Eierstocksformen entsprechen; und es ist auch nicht möglich hier von einer Regelmäßigkeit zu sprechen. Bei einigen Formen, wie bei *Chirocephalus Josephinae* kann man direkt beobachten, daß das eine Ei mehr, das andre weniger Nährzellen verschlingt. Doch sind die Eierstockswandausbuchtungen manchmal so geometrisch regelmäßig, und ihre Zwischenräume so untereinander gleich, wie ich es besonders schön bei den russischen Formen von *Chirocephalus carnuntanus* gesehen habe, daß man hier die Vermutung aussprechen kann, daß in diesen Formen vielleicht eine gewisse Beziehung zwischen den Mengen der Eizellen und der Nährzellen existiert.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Der andre Typus des Eierstockes, welcher für die schalentragenden Phyllopoden charakteristisch erscheint, stellt eine Unmasse von verzweigten Kanälen vor, welche in sekundäre Kanäle einmünden und durch diese ihre Produkte in die Oviducte schicken.

Dieser Typus, welchen man sehr gut bei *Apus* beobachtet, ist mehrmals, seit dem 18. Jahrhundert beschrieben. Denselben Charakter hat auch der Hode dieser Tiere, was vor einem Halbjahrhundert Kozubowsky (9) gezeigt hat, wie auch bei den Branchipoden dieses Organ ganz dem Bau des Eierstockes entspricht.

In diesem Typus entsprechen jeder Eizelle gewisse Mengen von Nährzellen. Diese Zellen gruppieren sich mit der Eizelle zu einem Follikel, was schon von Kozubowsky (9) beschrieben war und später von vielen Verfassern, wie von v. Siebold (21), A. Weismann (27, 30), Bernard (58), A. Brauer (59), Nowikoff (88) bestätigt war. Es entsprechen nämlich jeder Eizelle drei Nährzellen, und da diese Zellen, was schon A. Brauer glänzend bestätigt hat, sich so scharf voneinander durch den Bau des Kernes unterscheiden, daß man sie bei *Apus* und den Branchipoden nie verwechseln kann, so kann man diese Beziehungen immer sehr gut beobachten (Taf. XXII, Fig. 20 u. 32, Taf. XXIII, Fig. 41, 48, 52 u. 54).

Wir haben fast gar keine Untersuchungen über die embryonale Entwicklung der Genitalorgane von Phyllopoden. Nur bei Claus (20 u. 40) finden wir einige Andeutungen über das Entstehen, nicht aber über die weitere Entwicklung der Eierstöcke und Hoden bei *Apus*, *Artemia* und *Branchipus*. Die ersten Anlagen der Genitalorgane erscheinen als lange, cylinderförmige Gruppen von Zellen embryonalen Charakters, und wir stellen uns die weitere Entwicklung einer Gonade bei schalentragenden Phyllopoden in der Art vor, daß die Wandungen dieser Genitalanlagen nach außen taschenförmige Auswüchse senden, welche noch vielen andern ebensolchen Auswüchsen Ursprung geben und so verzweigte Gonaden, welche bei den Apodiden so gut ausgesprochen sind, bilden.

H. M. Bernard (58) bildet bei *Lepidurus glacialis* Gonaden ab, welche einen primitiveren Typus vorstellen, indem ihre Auswüchse nicht so zahlreich, wie bei *Lepidurus productus* oder *Apus cancriformis* und auch nicht so stark verzweigt erscheinen. Bei den Arten mit sehr verzweigten Eierstöcken, wie z. B. bei *Lepidurus productus* oder *Leptestheria siliqua* begegnen wir Hoden, welche viel weniger verzweigt sind, wie wir es auf unsern Abbildungen der

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Längsschnitte vom Männchen des *Lepidurus productus* sehen (Taf. XXIII, Fig. 42).

Soviel ich weiß, sind Übergangsformen zwischen den Genitalorganen des Branchipodentypus und zwischen denen der schalentragenden Phyllopoden noch nicht beschrieben, obgleich sie schon Nitsche (25) bei *Branchipus Grubii* Dyb. gesehen und auf seiner Fig. 10 der Taf. XXII abgebildet hat. Bei diesem *Branchipus*, ganz ebenso, wie bei *Chirocephalus Josephinae* Gr. (Taf. XXII, Fig. 18) wachsen die Eier auf der inneren, dem Darmkanal zugewandten Wand des Eierstockes. So bekommt man, wenn man einen ganz reifen Eierstock herauspräpariert, die innere Wandung des Eierstockes mit zapfenartigen Auswüchsen bedeckt zu sehen.

Die Eier können aber nicht nur an der inneren Wand gebildet werden. Auch die äußere Wand kann alles zur Eibildung Nötige besitzen. Das sehen wir z. B. bei den ostasiatischen *Branchipodopsis affinis* Sars, welche Sars nicht nur aus der Mandschurei, sondern auch aus der Mongolei beschrieben hat.

Bei diesen Crustaceen treiben die reifen oder reifenden Eier die Ovariumwand beiderseits hoch hervor, wie man es z. B. auf unsrer Fig. 74 der Taf. XXIV sieht. Diese Ausstülpungen schließen von einem bis vier, fünf Eier ein. An wahre Follikel ist hier noch nicht zu denken, doch macht dieser Eierstockbau die Entstehung der Follikel einerseits, der verzweigten Eierstöcke und Hoden anderseits verständlich.

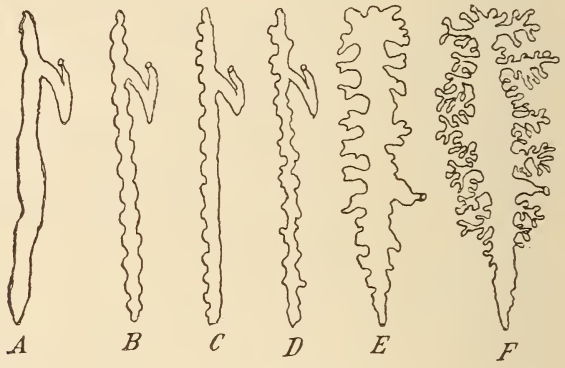
Wir können uns also folgende Reihe der Eierstockformen bei den Phyllopoden vorstellen. Die Stammform, in welcher auch der verzweigte Eierstock bei der Larve von *Apus* nach Claus (20) erscheint, ist die cylindrische Röhre wie bei vielen Branchipoden (Textfig. 1 *A*); ihr folgt die rosenkranzförmige Form des *Chirocephalus carnuntanus* (Textfig. 1 *B*); wenn die Eier sich einseitig entwickeln, kommen wir zum Eierstock von *Branchipus Grubii* und im kleineren Maße von *Chirocephalus Josephinae* (Textfig. 1 *C*). An diese Form knüpft sich der beiderseitig entwickelte Eierstock von *Branchipodopsis affinis* an (Textfig. 1 *D*). Wenn man sich die zweiseitigen Auswüchse verlängert vorstellt, so kommt man zum Schema der Gonade des *Lepidurus glacialis*, wie sie von Bernard (58) dargestellt und auf unsrer Textfig. 1 *E* abgebildet ist. Endlich, wenn man sich diese Auswüchse noch mehr verzweigt vorstellt, kommt man leicht zum gewöhnlichen Typus der beschalten Phyllopoden.

Es bleibt noch ein Unterschied zwischen den Gonaden der

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Branchipoden und der schalentragenden Phyllopoden, nämlich der, daß die Eierstöcke des ersten Typus nur aus einem hinteren, ins Abdomen sich herabsenkenden Ast bestehen, während die Eierstöcke der schalentragenden Phyllopoden zwei gleichartige Zweige tragen. Der hintere Eierstockast ist aber bei diesen Tieren meist schwächer entwickelt als der vordere.

Dieser Unterschied muß aber nicht zu hoch verwertet werden. Die Branchipoden besitzen auch oft kleine vordere Eierstockäste, wie



Textfig. 1.

Verschiedene Typen der Eierstöcke der Phyllopoden. *A, Branchipus stagnalis; B, Chirocephalus carnuntanus; C, Branchipus Grubei; D, Branchipodopsis affinis; E, Lepidurus glacialis*; *F, Lepidurus productus.*

es z. B. Claus (20) bei *Chirocephalus carnuntanus* und *Branchipus Braueri* abbildet.

Typisch haben also die beiden Gruppen zweiästige Eierstöcke, nur wird bei den Branchipoden hauptsächlich der hintere, bei den schalentragenden Phyllopoden der vordere Ast entwickelt.

2. Die Bildung und das Wachstum der Eier bei Phyllopoden.

Ich spreche in diesem Abschnitte nicht über die Entstehung der Phyllopodeneier, sondern über deren Ausbildung aus dem jüngsten Stadium im Eierstocke, bis zum definitiven, zur Ablage fertigen Eie. Wie wir aus dem folgenden sehen werden und wie wir es von früheren Verfassern kennen, erleidet das Ei der Phyllopoden bis zu seiner vollständigen Ausbildung viele Vorgänge, von denen einige interessant, aber nicht unerwartet erscheinen.

Es waren hauptsächlich E. van Beneden und Bessels (19), Weismann (28) und H. Nitsche (25), welche auf die Fähigkeit der Eizellen bei den Phyllopoden und Cladoceren Nahrung aufzunehmen

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

ihre Aufmerksamkeit gerichtet haben. Schon im Jahre 1870 fütterten E. van Beneden und Bessels die Lernaeideneier mit Erfolg mit Karminkörnchen (19, S. 35) und im Jahre 1875 hat Weismann gezeigt, daß bei *Leptodora* jede vierte Eizelle zum Ei wird, während die drei folgenden Zellen ihr zur Nahrung dienen. Nitsche (25) hat im Jahre 1875 auch bei *Branchipus* Nährzellen gefunden, welche in demselben Jahre Spangenberg (26) für Abortiveier hielt. Aber noch 10 Jahre später bestreitet ein so berühmter und ausgezeichneter Forscher, wie Claus, die Existenz der Ei- und Nährzellen bei den Branchipoden (40). Er will auch keinen Unterschied zwischen dem Baue der Kerne der Eizellen und Nähr-, oder, wie sie Spangenbeg nennt, Abortivzellen erkennen. Erst nach der vortrefflichen Arbeit von A. Brauer (59), welche 1892 erschien, — Brauer untersuchte *Branchipus Grubei* und *Apus cancriformis* — kennen wir ganz genau die Existenz von Ei- und Nährzellen bei den Phyllopoden und auch den Unterschied im Bau der Kerne dieser beiden Zellenarten.

Wenn man aber aufmerksam die Literatur über die Eibildung bei Crustaceen studiert, so findet man, daß diese Unterschiede zwischen Ei- und Nährzellen und die Fähigkeit der Eier, auf die eine oder andre Weise Nahrung aufzunehmen, auch vielen andern Crustaceengruppen zukommen.

Ich habe diese Erscheinungen hauptsächlich bei *Chirocephalus Josephinae* studiert, und fange die Darlegung meiner persönlichen Beobachtungen mit der Beschreibung der Eibildung und Einährung bei dieser Art an.

Der Eierstock des *Chirocephalus Josephinae* gleicht sehr dem des *Branchipus Grubei*, wie ihn Nitsche (25) beschreibt.

Er ist nur an seinem hinteren Ende gewölbt (Fig. 1, Taf. XXI), weiter nach vorn seitlich komprimiert (Taf. XXI, Fig. 7), und zwar in der Weise, daß die freie, als Eileiter dienende Seite lateralwärts gerichtet erscheint, indem die die Eier bereitenden, als Keimlager dienenden Teile der Bauchmittellinie zugewendet erscheinen.

Die Dimensionen des Eierstockes sind in seinen verschiedenen Teilen sehr verschieden. So mißt der Durchmesser des hinteren, gerundeten Endes etwa 0,046 mm, die größere Breite des Querschnittes im hinteren Teile, wo der Eierstock schon komprimiert zu erscheinen anfängt (Taf. XXI, Fig. 7) 0,146 mm, und die größere Breite des vorderen Eierstockendes, wo der Eierstock sich zu krümmen anfängt um in den Oviduct einzumünden (Taf. XXI, Fig. 6) 0,339 mm.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Die kleinere Breite bleibt fast ohne Veränderung (Taf. XXI, Fig. 1, 2, 3, 4, 6, 7, 9, Taf. XXII, Fig. 17). Nur da, wo wir reife Eier treffen, finden wir scharf ausgesprochene Wandausdehnungen.

Der Eierstock besitzt eine gut ausgebildete Epithelwandung, welcher eine sehr feine Bindegewebsbekleidung anliegt. Die Epithelzellen sind gut an der freien, als Eileiter dienenden Seite des Eierstockes zu sehen, überhaupt da, wo im Eileiter ein nicht zu großes Ei liegt, oder da, wo die Eizelle eigentümlich degeneriert und zu einer halbflüssigen körnigen Masse geworden ist (Taf. XXI, Fig. 13 *oz*). Da, wo im Eileiter ein größeres, ausgestoßenes reifes Ei durch ein kleineres, noch nicht vollständig reifes Ei ersetzt ist, macht die durch das Bindegewebe gebundene Epithelwandung zahlreiche, manchmal regelmäßig sich legende Falten (Taf. XXI, Fig. 2 *ep.od*). An einigen Schnitten, wo die Eierstockwand schräg zerschnitten ist, sieht man die Epithelzellen sehr gut ausgesprochen (Taf. XXII, Fig. 17 *ep.od*).

Was den inneren Bau des Eierstockes betrifft, so steht derselbe dem Bau des Eierstockes von *Branchipus Grubei*, wie ihn Nitsche beschreibt (25), und *Branchipus stagnalis*, wie ihn Claus (40) abbildet, sehr nahe.

An dem ventralwärts gerichteten Ende befindet sich das Keimlager (Fig. 4, 7, Taf. XXI, Fig. 18, Taf. XXII *kl*). Hier sind die Zellen, wie es schon Nitsche (25) und Claus (40) gezeigt haben, so dicht aneinander gedrängt, daß man ihre Konturen schwer unterscheidet, und daß, wie Claus bemerkt »der Anschein erweckt wird, als sei eine Ansammlung feinkörnigen Protoplasmas von einer großen Zahl von Kernen dicht erfüllt«[1]. Die Kerne sind im Keimlager noch sehr klein und messen etwa 0,006 mm. Man kann noch in den Kernen keinen Unterschied zwischen den künftigen Ei- oder Nährzellenkernen bemerken.

Das Keimlager bildet, wie es schon Nitsche (25) gezeigt hat, keinen langen ununterbrochenen Strang, wie es Spangenberg (26) meint, sondern besteht aus kurzen, spindelförmig aussehenden Zellengruppen (Taf. XXII, Fig. 18 *kl*), ganz so, wie es Nitsche (25) auf seiner Fig. 10, Taf. XXII zeichnet.

Auch kann man hier nicht von einer langen, ununterbrochenen Eierschnur, wie es Spangenberg will, sprechen, sondern wir sehen bei *Chirocephalus Josephinae*, ebenso wie es Nitsche (25) bei *Branchipus Grubei* gezeichnet hat, gruppenweise geordnete Eizellen, welche

[1] 40, S. 82 (348).

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

sich vom Keimlager abtrennen und später zu schnurartigen Gruppen auswachsen (Taf. XXII, Fig. 18).

An Querschnitten sieht man, wie es schon bei *Branchipus stagnalis* Claus (40) und bei *Branchipus Grubei* August Brauer (59) gezeigt haben, daß die Zellengruppen um so größere Zellen haben, je weiter sie vom Keimlager entfernt sind (Taf. XXI, Fig. 3, 4, 6, 7, Taf. XXII, Fig. 18). Auf denselben Abbildungen sieht man auch ganz gut, daß die Zellengruppen durch gut ausgesprochene Spalträume begrenzt erscheinen. Hier finden wir ganz dasselbe, was Claus (40) bei *Branchipus stagnalis* beschreibt, und so können wir mit demselben wiederholen, daß bei *Chirocephalus Josephinae* »zur Bildung einer ventralen Zellensäule, die sich durch weitere Differenzierung in den gewundenen Zellenstrang verwandelt, kommt es überhaupt nicht, vielmehr ordnet sich die Zellenmasse des Stranges mit dem fortschreitenden Wachstum durch Bildung von Spalträumen in der Weise, daß in dorsoventraler Richtung Columnen von Zellen auseinanderweichen, welche den Eindruck von einfachen oder doppelten, durch eine helle Zwischensubstanz gesonderten Zellreihen machen und im optischen Längsschnitt das Bild gewundener Zellenstränge bieten«[1]. Nur die Richtung ist bei *Chirocephalus Josephinae* etwas geändert, da hier die Keimlager nicht an der ventralen, sondern an der medialen Wand des Eierstockes liegen.

Im ganz hintersten Ende des Eierstocks, wo, wie es auch Nitsche (25) für *Branchipus Grubei* zeichnet, sich nur die Keimlagerschicht befindet (Taf. XXI, Fig. 1), finden wir nur indifferente Keimzellen. Schon in kürzester Entfernung vom hinteren Ende, etwa 0,3 mm entfernt, sehen wir schon einige Zellenreihen, und in der Höhe eines Halbmillimeters finden wir Zonen, wo man schon die typischen Nährzellen unterscheiden kann (Taf. XXI, Fig. 7 *nz*).

Schon Spangenberg (26) und Nitsche (25) haben den Unterschied zwischen den Eizellen und Nährzellen bei den Branchipoden kennen gelernt. Es war aber August Brauer (59) und später Woltereck (82), die dieser Frage mehr Aufmerksamkeit widmeten. Brauer zeigte, daß der größte Teil der Eierstockszellen zu Nährzellen wird, und nur der kleinste zu Eizellen (82, S. 100—102). Brauer bestätigt gegen die Meinungen von Claus die älteren Angaben Nitsches und Spangenbergs und findet, daß bei *Branchipus*

[1] 40, S. 83 (349).

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Grubei zwischen den Kernen der Ei- und Nährzellen ebensolche Verschiedenheiten existieren, wie sie v. Siebold (20) und H. Ludwig (24) für *Lepidurus productus* konstatiert haben. »Während in den zu Eizellen werdenden Keimzellen der Kern nach kurzem Ruhezustand zur Ausbildung der Chromosomen schreitet, der eine Nucleolus bald verschwindet oder wenig hervortritt, und der ganze Kernraum homogen erscheint und sich wenig färbt, bleiben diese Veränderungen beim Kern der Nährzellen aus, dagegen treten hier andre ein. Er wächst rasch und übertrifft bald die auf gleicher Höhe mit ihm liegenden Keimbläschen, der ganze Inhalt färbt sich intensiv, außer dem einen von Anfang an vorhandenen Nucleolus, der auch zu wachsen scheint, treten im Kernraum zerstreut viele andre, meist unregelmäßig gestaltete, sich ebenso stark färbende Chromatinbrocken auf, oder es liegen überall zerstreut zahlreiche kleine Chromatinkörner, die in einem sich ebenfalls stärker als in andern Kernen färbenden Netz gelagert sind[1].«

Fast dasselbe Bild zeigen die Ei- und Nährzellen bei *Chirocephalus Josephinae*. Auf der Fig. 28 (Taf. XXII) finden wir eine typische Eizelle mit ihrem typischen, an Chromatin armen Kerne (*oz*), sowie zahlreiche, mit lebhaft gefärbten Kernen versehene Nährzellen (*nz*). Der Durchmesser des Kernes der Eizelle oder des Keimbläschens mißt etwa 0,008 mm, während der der Nährzellenkerne etwa 0,015 mm lang erscheint. In dem Keimbläschen unterscheiden wir ein stärkeres und drei bis vier schwächere Chromatinkörperchen, während die Kernsubstanz der Nährzellen zu größeren Massen der sich lebhaft färbenden Substanz zerteilt ist, die sich größtenteils in der Mitte und an der Peripherie des Kernes sammelt. Denselben Typus des Baues der Kerne der Nährzellen finden wir an andern Bildern von *Chirocephalus Josephinae*, was man auf den Fig. 2, 3, 4, 6, 7, 9 Taf. XXI und Fig. 17, 18, 22, 25 und 28 Taf. XXII sehen kann.

Die früheren Verfasser geben nicht die Weise an, auf welche die Nährzellen die Eizelle bei den Branchipoden ernähren. Nur A. Brauer (59) schreibt, daß die Nährzellen »dem Ei wie eingepreßt sind«. Auf seiner Fig. 101 der Taf. VI sieht man auch ein Ei, welches der Nährzelle so dicht anliegt, daß man schon zwischen ihnen keine Grenze bemerken kann. Es war Woltereck (82), welcher dem Schicksale der Nährzellen viel Aufmerksamkeit geschenkt

[1] 59 (S. 7).

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

hat. Er untersuchte zwar keine Phyllopoden, sondern Ostracoden, doch zeigen hier viele Erscheinungen große Ähnlichkeit mit dem, was wir bei *Streptocephalus auritus* gesehen haben, und ich werde später dieser höchst interessanten Arbeit noch manche Zeilen widmen.

Wenn wir sorgfältig ganze Schnittserien der Eierstöcke von *Chirocephalus Josephinae* studieren, so finden wir öfters die von A. Brauer (59) gesehenen ins Ei eingepreßten Nährzellen (Taf. XXII, Fig. 22 und 25). Die »eingepreßten« Nährzellen stellen zwei Formen vor. Entweder sie unterscheiden sich gar nicht von den massenhaft im Eierstocke sich befindenden Zellen (Fig. 25), oder sie unterscheiden sich von diesen durch Schwäche, kleinere Größe, endlich vollkommenes Verschwinden der Kerne.

Wie kann man solche Erscheinungen erklären? Wir sehen hier die Nahrungsaufnahme der Eizellen durch die Nährzellen. Die »eingepreßten« Zellen haben im Anfange ihres festen Anklebens an die sie zum Teil umfassende Eizelle eine Form und einen Bau, womit sie von denen andrer Nährzellen in nichts differieren. Aber später dient die Zelle zur Nahrungsbeschaffung für die Eizelle. Wir können diese Art noch nicht vom chemischen Standpunkt erklären, obgleich wir seit langer Zeit wissen, daß bei den Apodiden die Nährzellen ebenso funktionieren. Die sich so intensiv färbende Substanz, welche Woltereck mit vollem Recht vom Chromatin, wie es von Brauer angesehen wird, unterscheidet, verschwindet allmählich. Wahrscheinlich wird sie durch die chemische Tätigkeit des Organismus flüssig, wie es Woltereck (82) auch für die Ostracoden annimmt und wird in diesem flüssigen Zustande von der Eizelle absorbiert.

Die Kerne der Nährzellen wachsen sehr bedeutend. Beim *Streptocephalus auritus*, wie wir später sehen werden, wachsen sie so enorm, daß die ganze Zellmasse schließlich zum Kerne wird. Eben dasselbe schreibt Woltereck auch für die Ostracoden (82). Wenn in der Zelle keine sich intensiv färbende Kernsubstanz bleibt und die Nährzelle nicht mehr für ihre Nährаufgabe fähig erscheint, werden ihre Reste abgestoßen; in der Eizellenwand bleibt noch für einige Zeit eine scharf ausgesprochene Einbuchtung, welche später bei dem reifen Ei vollständig verschwindet. Unsre Fig. 25 zeigt uns einen Schnitt durch eine Eizelle, in welche die Nährzelle eingepreßt ist, aber in ihrem Bau sich von den übrigen Nährzellen noch nicht unterscheidet. Auf der Fig. 22 (Taf. XXII) sehen wir eine Eizelle, in welche zwei Nährzellen eingepreßt sind. Bei diesen

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Nährzellen sind aber die Kerne schon ganz verschwunden, und eine von diesen Zellen, nämlich die der linken Seite der Abbildung, von denen nur kleine, wie ausgepreßte Reste bleiben, wird von der Eizelle abgeworfen.

Solche Nahrungsaufnahmeweise wird auch in andern Tierklassen beschrieben. So finden wir in der schönen Abhandlung von Korschelt über *Ophryotrocha puerilis* Angaben über die Nahrungsaufnahme des wachsenden Eies. Auch hier wird dem Ei eine Nährzelle in der Weise angeklebt, daß selbst zeitweise die Grenzen zwischen diesen Zellen verschwinden. Der Kern der Nährzelle wird enorm groß, er färbt sich höchst intensiv. Bei reiferen Eiern finden wir den dem Ei ansitzenden winzigen Rest der Nährzelle, welcher vom Ei scharf abgegrenzt erscheint[1].

Diese Art Nahrungsaufnahme wird bei noch reifenden, ziemlich großen Eizellen beobachtet, ungefähr von demselben Entwicklungsstadium, wie die größten auf der Fig. 18 unsrer Taf. XXII abgebildeten Eier.

Reife, aber noch nicht ausgeworfene Eier, sowie der vollständigen Reife schon sehr nahe, große Eier, ernähren sich auf eine ganz andre Weise.

Sie nehmen ihre Nahrung auf phagocytäre Weise ein.

Wenn die Eizelle groß genug ist und genug Nahrungssubstanzen aufgenommen hat, wird sie zum Ei. Diese Verwandlung fängt an mit dem Erscheinen von Dotterkörnchen in der Mitte der Zelle, und schon bald kann man im Ei scharf zwei Zonen unterscheiden, eine peripherische, keine Dotterkörnchen enthaltende und aus feingranulierter Substanz bestehende (Taf. XXII, Fig. 29 *pz*), und eine innere aus Dotterkörnchen bestehende (Fig. 29 *dt*). Im Anfang sind die Dotterkörnchen noch sehr fein, so daß man sie wohl zu unterscheiden, aber noch nicht zu messen im stande ist (Taf. XXI, Fig. 3 *oz*), und nur an der Grenze zwischen dem Dotter und der peripherischen Zone unterscheidet man klar genug die sich hier etwas lebhafter färbenden Körnchen; später aber werden die Dotterkörnchen viel klarer, man ist imstande sie zu messen, und ihr Durchmesser hat die Länge ungefähr von 0,0012 mm. Die Grenze zwischen der peripherischen Zone und der Dottermasse ist sehr scharf zu sehen. Es ist dadurch bedingt, daß an dieser Grenze sich eine

[1] E. Korschelt, Über Kernteilung, Eireifung und Befruchtung bei *Ophryotrocha puerilis*. Diese Zeitschr. 1895. Bd. LX.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Reihe von sich sehr intensiv färbenden Strichen bildet (Fig. 29 *gr.st*). Diese Streifchengrenze ist sehr gut auch in den Eiern von andern Phyllopoden zu beobachten, z. B. bei *Lepidurus productus* (Taf. XXII, Fig. 30 *gr.st*), bei *Chirocephalus carnuntanus* zerfließen die einzelnen Streifchen stellenweise zu größeren, ununterbrochenen Streifen, welche sich an einigen Stellen auf eine gewisse Länge sehen lassen (Taf. XXIV, Fig. 68 *gr.st*).

So gebaute Eier trifft man auf der ganzen Länge des mittleren Drittels des Eierstockes, sowie auch stellenweise in seinem hinteren Drittel; im vorderen Drittel aber sind die Eier so voll von Dotter gepfropft, daß die Keimbläschen und die Grenzstreifchen dort nicht mehr zu sehen sind (Taf. XXI, Fig. 2, 3, 6, 9, Taf. XXII, Fig. 17 *ei*).

Die reifen Eier begegnen auf ihrem Wege noch vielen unverbrauchten Nährzellen und verzehren dieselben (Fig. 3, 6, 9 der Taf. XXI, Fig. 17 der Taf. XXII). Die Nährzellen sind zuerst von der peripherischen Zone umschlungen, in welche aber aus dem Dotter einzelne Körnchen eintreten (Fig. 3 *ei* und *nz*). Später treten die Nährzellen vollständig ins Ei ein und ihre Substanz mischt sich mit dem Dotter. Oft sieht man im Dotter große, hellere Räume, in welchen man noch die Reste der Nährzellenkerne bemerkt (Taf. XXI, Fig. 9 *nz*). Es scheint, daß bei diesem Nährzellenverschlucken eine ziemlich große Mannigfaltigkeit herrscht, sowohl in der Art und Weise des Vorganges, wie in der Zahl der aufgenommenen Nährzellen. So sieht man auf der Fig. 3 der Taf. XXI nur eine Nährzelle (*nz*), welche in die Mitte des ihr anliegenden Endes des Eies eintritt; während auf der Fig. 17 der Taf. XXII man ebenso aufgeschluckte Nährzellen findet, zeigen uns die Fig. 6 u. 9 der Taf. XXI ganze Reihen der Nährzellen, welche vom Ei aufgenommen werden. Auf der Fig. 6 z. B. bemerkt man, wie ein ganzer Teil der »gewundenen Eischnur« ins Ei eintritt, während man auf der Fig. 9 mehrere Reste der vom Ei assimilierten Nährzellen findet.

Die chemische Verarbeitung des Nährmaterials findet hier im Innern des Eies Platz. Man sieht auf den Fig. 6, 9 u. 17, wie die Konturen der Nährzellen im Eidotter blaß werden und endlich vollständig verschwinden. Auch in den Kernen sieht man viele Veränderungen, welche aber in nichts an die Veränderungen bei der Nahrungszufuhr zur Eizelle erinnern. Dort bemerkt man wie bei den Ostracoden nach Wolterecks Untersuchungen, gewisse Veränderungen in der sich intensiv färbenden Kernsubstanz, welche mit

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

deren Verflüssigung endigen, hier sieht man wahre Verdauungsresultate.

So sehen wir bei *Chirocephalus Josephinae* zwei Arten von Nahrungsaufnahme durch die Eier, die eine Art, welche der Eizelle eigen ist, die andre, welche wir bei den reifen Eiern finden. Die erste Art ist, wie wir sehen werden, vielen Phyllopoden, sowie auch andern Crustaceen gemein, die phagocytäre Ernährung ist aber bei den Crustaceen noch nicht beschrieben, obgleich wir Spuren davon bei älteren Verfassern finden und gesehen haben, daß E. van Beneden und Bessels (18) schon vor ungefähr 40 Jahren die Copepodeneier mit Erfolg mit Karminpulver gefüttert haben.

Jetzt wenden wir uns zur Nahrungsaufnahme bei *Streptocephalus auritus*. Der Eierstock dieses Krustentieres besteht aus denselben Elementen, wie der Eierstock von *Chirocephalus Josephinae*.

Auch hier finden wir ein Keimlager (Fig. 64, Taf. XXIV *kl*), aus welchem sich Zellenreihen (*zl*) abspalten, auch hier wird die medianwärts gerichtete Seite des Eierstockes zu einem von Epithel bekleideten Eileiter (Fig. 64 *ep.od*); auch hier treten reife Eier in diese Röhre ein, um durch den Oviduct in den Eisack abgeführt zu werden (Taf. XXIV, Fig. 59 *ei*), aber die Art der Nahrungsaufnahme der Eizellen und der Eier ist eine ganz andre.

Man unterscheidet bei *Streptocephalus* ganz klar die Eizellen (Taf. XXIV, Fig. 70 *oz*) von den Nährzellen (Taf. XXIV, Fig. 62 u. 69 *nz*). Die Unterschiede im Kernbau sind hier noch schärfer als bei *Chirocephalus Josephinae*. Die Größe der ausgebildeten Kerne ist in den beiden Zellenarten ganz gleich und schwankt gegen 0,011 mm, aber im Bau merken wir sehr beträchtliche Verschiedenheiten. Die Keimbläschen sind bei *Streptocephalus* noch ärmer an Chromatin, als bei *Chirocephalus Josephinae*, weswegen sie oft ganz blaß erscheinen. Die Kerne der Nährzellen dagegen sind so reich an der sich intensiv färbenden Substanz, daß man in ihnen selbst gar keine Struktur zu sehen imstande ist.

In den Kernen der Eizellen (Taf. XXIV, Fig. 70 *oz*) sieht man winzige, wie Staub zerstreute Chromatinteilchen. Die Nährzellen haben Kerne, welche sich mit allen Tinktionsmitteln sehr intensiv färben. Diese Kerne wachsen in den Nährzellen sehr stark aus, so daß endlich die ganze Nährzelle zum Kern wird (Taf. XXIV, Fig. 62 *nz*). Zu derselben Zeit fangen die kernreichen Zellen an in kleinere Stücke zu zerfallen und zerbröckeln (Taf. XXIV, Fig. 67 *nzr*), so daß sie endlich ganz kleine, meistens kreisrunde Stückchen darstellen. Diese

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Stückchen verschwinden allmählich und ihr Verschwinden ist eng mit dem Wachstum der Eizellen verküpft.

Hier begegnen wir derselben Nahrungsaufnahme, wie es Woltereck (82) bei den Ostracoden beschreibt.

Woltereck findet bei den Cypriden, daß in den Nährzellen »verschwindet der Nucleolus und zerteilen sich die dunklen Chromatinkugeln«, daß »der ganz geringe Zellleib«, sowie der Kern »behalten ihren Umfang bei, bis die Zellen am Ende des Ovariums, zur Zeit, wenn die Eizelle sich mit der Eischale umgibt, zerfallen«. Er schreibt weiter: »die Zahl der Chromosomen scheint die Normalzahl 12 überschreiten zu können — eine ‚Hyperchromatose' —, wie sie von degenerierenden Zellen (im Carcinom usw.) des öftern beschrieben worden ist«. Später beschreibt er das Gruppieren dieser Chromosomen, welche man besser Stücke sich lebhaft färbender Kernsubstanz nennen kann, zu Diaden, Tetraden, Kugeln, Astern usw., welche schließlich »eine amorphe, tief dunkle Masse bilden, die den Kern völlig ausfüllt«[1].

Ich habe keine Gruppierung der Chromosomen zu Diaden, Tetraden usw. beobachtet, kann aber das enorme Wachstum des Kernes, seine vollständige Ausfüllung durch eine amorphe tief dunkle Masse und seine endliche Zerfällung zu kleinsten Stückchen und Bröckeln konstatieren.

Ich schließe mich hier der Auffassung von Woltereck (82) an, nach welcher »es sich um Produkte des Stoffwechsels« handelt, »um Substanzen, welche während der aktiven Tätigkeit des Kernes (Chromatins) in Erscheinung treten und, ohne bei der Bildung obengenannter Zellorgane[2] eine spezielle Rolle zu spielen, in gelöster oder ungelöster Form in das Zellplasma übergehen«.

Woltereck hat vollkommen Recht, wenn er diese Kernprodukte mit den Nucleolen, welche Häcker[3] als »Abspaltungsprodukt oder Nebenprodukt des Stoffwechsels« bezeichnet und Wilson[4] »a passive material«, »directly or undirectly derived from the chromatin« nennt, vergleicht. Auch hat er Recht, indem er die »proteusähnliche Mannigfaltigkeit«, die »Regellosigkeit« dieser »Stoffwechselprodukte« in

[1] 82, S. 604.

[2] D. i. Chromosomen, Achromatin, Centrosomen usw.

[3] Häcker, Biologisches Centralblatt. Bd. XVII. Auch in vielen andern seiner Abhandlungen richtet dieser vortreffliche Forscher seine Aufmerksamkeit auf die so wichtigen Fragen der Eiernährung und der Produkte des Stoffwechsels.

[4] E. B. Wilson, The cell in Development and Inheritance. New York 1902.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Formen von »Körnchen, Bläschen, Würstchen, Brocken und Kugeln,« deren Erscheinung und Verschwinden durch »die chemische und physikalische Labilität der Stoffe« erklärt[1].

Diesen Anschauungen kann ich mich vollständig anschließen, nur möchte ich noch stärker unterstreichen, daß nicht jeder sich intensiv färbende Teil des Kernes Chromatin ist, und daß wir es hier viel mehr mit den die chemische Tätigkeit der Zellen auslösenden Elementen zu tun haben, als mit den die morphologische Tätigkeit regulierenden Chromatin- und Centralkörpern.

Leider sind die Fragen über Zellenernährung, Zellenstoffwechsel, die Probleme der Nucleolen noch sehr spärlich bearbeitet, und es genügt die Compendien von Wilson, Otto v. Fürth[2] oder Gurwitsch[3] zu konsultieren, um zu sehen, wie wenig noch in dieser Richtung gemacht ist. So ist z. B. die Frage über Pyrenolyse, welche in unserm Falle von hoher Wichtigkeit erscheint, noch fast gar nicht berührt.

Wir finden also bei den Branchipoden drei Arten der Eiernährung: 1) die phagocytäre Ernährung der Eier bei *Chirocephalus Josephinae*, 2) die Absorption der Nährstoffe mit Hilfe der Nährzellen und die Assimilation ihrer sich intensiv färbenden Kernstoffe durch die Eizellen bei demselben Tiere und 3) die Absorption der in feinste Bröckchen zerfallenden und in der Ovariumflüssigkeit sich lösenden in tiefgefärbte Substanz umgewandelten Nährzellen bei *Streptocephalus auritus*.

Bei den schalentragenden Phyllopoden erscheint die Ernährung der Eier viel einförmiger, obgleich wir auch hier schwache Anklänge an das, was wir bei den Branchipoden sehen, finden.

Bei *Lepidurus productus* sehen wir im gut entwickelten, aber noch jungen Follikel, wie seit lange bekannt, vier Zellen (Taf. XXII, Fig. 20). Von diesen Zellen ist die distal liegende (Fig. 20 *oz*) die Eizelle, die andern Nährzellen. H. Bernard zeichnet auf seinen halbschematischen Abbildungen (58, Fig. 33) bei *Lepidurus glacialis* proximale Zellen als Eizellen. Ich weiß nicht, wie es bei *Lepidurus glacialis* in Wahrheit ist, doch glaube ich, daß auch bei diesem Tiere die distalen Zellen als Eizellen funktionieren, da es so auch bei *Apus*, *Limnetis*, *Estheria* und *Leptestheria* nach meinen Beobachtungen, sowie bei *Limnadia lenticularis*, nach denen von Nowikoff (88) besteht. Die

[1] 82, S. 616.

[2] O. v. Fürth, Vergleichende chemische Physiologie der niederen Tiere. Jena 1903.

[3] A. Gurwitsch, Morphologie und Biologie der Zelle. Jena 1904.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Eizelle ist merkbar die kleinste, und ihr Kern ist viel kleiner als der der Nährzellen. Er mißt nämlich bei den mit Flemming-scher Flüssigkeit fixierten Exemplaren (Fig. 20) von 0,015 bis (Fig. 32, Taf. XXII) 0,02 mm, bei den in Tellyesnitzskys Flüssigkeit fixierten (Taf. XXII, Fig. 28) von 0,02 bis 0,027 mm, und bei den Weingeistexemplaren von 0,018 bis 0,021 mm (Taf. XXIII, Fig. 52). Die Nährzellenkerne haben einen Durchmesser von 0,035 bis 0,042 mm bei der Bearbeitung mit Flemmings Gemische, von 0,036 bis 0,046 mm bei den mit der Flüssigkeit von Tellyesnitzsky fixierten Follikeln und von 0,035 bis 0,043 mm bei den Spiritusexemplaren.

Über die Verschiedenheit des Baues der Kerne dieser zwei Zellenarten ist schon viel geschrieben, und wir werden darüber nicht viel sprechen. Wir zeigen nur, daß bei *Lepidurus productus* beide Kernarten gut ausgesprochene Kernmembranen zeigen (Fig. 20 und 32, Taf. XXII), daß die Keimbläschen immer von ein bis drei, am häufigsten aber zwei große Nucleolen haben (Taf. XXII, Fig. 20, 21 und 32, Taf. XXIII, Fig. 52 *oz* und *nz*), und daß die Follikel mit einer Follikelmembran bedeckt sind, in welcher man da und dort auch Epithelzellen erkennt (Taf. XXII, Fig. 21 *f.ep*).

Die Keimbläschen bleiben so lange ohne Veränderung, als das Eiplasma sich noch nicht zum Dotter verändert. Die Eizelle wächst allmählich; im Follikel der Fig. 20 von Taf. XXII ist sie noch kleiner als die Nährzellen, sowie im Follikel, welcher auf der Fig. 32 abgebildet ist; es steht aber ganz anders mit den andern abgebildeten Follikeln. So ist, auf Fig. 21, die Eizelle des unteren Follikels den Nährzellen gleich, im oberen aber fängt sie an dieselben an Größe zu übertreffen, obgleich der Bau des Keimbläschens noch nicht verändert ist, aber auf den Abbildungen 24, 26, 33 der Taf. XXII und 47 der Taf. XXIII, wo die Eizelle schon zum Ei ausgebildet erscheint und die Nährzellen an Umfang weit übertrifft, sieht man auch das Keimbläschen seinen Bau und seine Größe wesentlich verändern.

Die Kernmembran, welche in den Abbildungen 23 und sogar 47 noch deutlich zu sehen ist, verschwindet bei den Eiern, welche in den Fig. 24, 26 und 33 abgebildet sind. Ganz reife, dem Austreten nahe Eier, z. B. das in der Fig. 24, Taf. XXII abgebildete, wo man den Kern schwer findet, entbehren der Kernmembran immer.

Das Chromatin, denn hier ist vom wahren Chromatin zu sprechen, zerteilt sich allmählich in kleinste Partikeln. Bei noch nicht enorm ausgewachsenen Eiern, z. B. denen, die auf den Fig. 23 und 26 abgebildet sind, erscheint es noch in gut sichtbaren Körnchen, selbst

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

in Nucleolen (Fig. 29). Später sind diese Chromatinpartikeln immer schwerer zu sehen (Taf. XXIII, Fig. 47, Taf. XXII, Fig. 33), bis sie endlich bei den vollständig reifen Eiern (Taf. XXII, Fig. 24) gar nicht zu unterscheiden sind. Bei solchen Eiern erkennt man den Kern besser mit den Farben, welche die achromatischen Substanzen färben, als mit denen, die das Chromatin färben, und die Fig. 24, Taf. XXII ist von einem Präparate, welches mit Ehrlich-Biondi-Heidenhains Dreifarbenmischung tingiert war, genommen.

Im Plasma erkennt man manchmal noch ziemlich lange nicht den Dotter und die peripherische Zone. So finden wir z. B. bei einem Eie, welches im Keimbläschen fast kein Chromatin zeigt und das etwa 0,35 mm lang erscheint, noch keine Verteilung des Inhaltes in peripherische Zone und Dotter, obgleich andre Eier von derselben Länge, z. B. das auf der Fig. 47, Taf. XXIII abgebildete quer geschnittene Ei, solche Verteilung schon ganz scharf zeigen.

Die Nährzellen, sowie ihre Kerne, wachsen nicht weiter. Sie sind noch gut zu bemerken bei den Eizellen, wo das Chromatin der Kerne noch gröbere Stücke zeigt, z. B. wie die in den Fig. 23 und 26 der Taf. XXII abgebildeten, vergehen aber gänzlich bei den sich zu Eiern umbildenden Zellen. So sehen wir in der Fig. 33, Taf. XXII ihre Reste, wo schon keine Kerne und selbst nur Spuren des Plasmas zu unterscheiden sind. Nach dem völligen Verschwinden der Nährzellen hört das Ei auf zu wachsen. Es schiebt dann die Nährzellenreste auseinander und sucht sich den Weg durch das Lumen des Follikelstieles (Fig. 20, Fig. XXII, *pd*).

Das ausgewachsene Ei besteht aus einer peripherischen Zone (Fig. 44 und 47, Taf. XXIII, Fig. 24, 27, 30, Taf. XXII) und dem Dotter (dieselben Figuren *dt* und *d.k*).

Die peripherische Zone ist ebenso feinkörnig wie bei *Chirocephalus Josephinae*, erreicht aber eine viel größere Dicke. Sie ist hier etwa 0,015 mm breit, während ihre Breite bei *Chirocephalus Josephinae* nicht über 0,006 mm steigt.

Auch die Dotterkörnchen sind viel größer als die des Dotters von *Chirocephalus Josephinae*. Bei *Lepidurus productus* haben dieselben einen Durchmesser von etwa 0,002 mm, während die des *Chirocephalus* einen 0,0012 mm langen Durchmesser besitzen. Die Keimbläschen wachsen deutlich aus, und man findet im reifen Ei Keimbläschen, welche eine Länge von 0,04 mm besitzen (Taf. XXIII, Fig. 47) gegen die Dimensionen von zwischen 0,015 und 0,027 mm bei den Eizellen.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Die Strichgrenze zwischen der peripherischen Zone und dem Eidotter ist manchmal auch bei *Lepidurus* sehr klar zu sehen (Taf. XXII, Fig. 30 *gr.st*).

Ich hatte keine Gelegenheit dieselben Strukturen bei *Apus cancriformis* zu untersuchen, glaube aber, nach einigen nicht gut genug konservierten Exemplaren, welche mir zur Untersuchung dienten, daß hier der Prozeß der Eibildung und der Eiernährung in derselben Weise vorkommt wie bei *Lepidurus productus*.

Es scheint, daß bei den zweischaligen Phyllopoden, wie *Estheria*, *Leptestheria*, *Limnetis* und *Limnadia*, die Bildung und die Nahrungsaufnahme der Eizelle auf dieselbe Weise erfolgt, wie bei *Lepidurus*.

Die *Limnadia* nach Nowikoff (88), die *Leptestheria*, die *Estheria tetracera* (Taf. XXIII, Fig. 48) und die *Limnetis brachyurus* (Taf. XXIII, Fig. 41) besitzen ganz solche Follikel, wie wir sie bei *Lepidurus* gesehen haben. Die Unterschiede sind nicht wichtig genug, außer in einem Punkte. Er besteht darin, daß man bei diesen Phyllopoden keinen Unterschied zwischen der Kernstruktur der Eizellen und Nährzellen findet. Sowohl Nowikoff (88) bei *Limnadia*, wie ich bei *Leptestheria*, *Estheria* und *Limnetis* konnten diesen Unterschied nicht beobachten, die Kerne der Eizellen und die der Nährzellen sind identisch sowohl bei *Estheria tetracera* (Taf. XXIII, Fig. 48 *oz* und *nz*) als bei *Limnetis brachyurus* (Taf. XXIII, Fig. 41 *oz* und *nz*).

Die Follikel von *Limnetis* sind etwas anders gebaut als die von *Apus*, *Lepidurus*, *Estheria* und *Limnadia*. Hier liegen nämlich die drei Nährzellen nicht alle unmittelbar unter dem unteren proximalen Ende der Eizelle, sondern folgen hintereinander, so daß der Eizelle nur eine Nährzelle anliegt (Taf. XXIII, Fig. 41 *nz*). Es war daher sehr schwer zu erkennen, wie viel Nährzellen der Eizelle entsprechen, und ich glaube, daß hier die Zahl oft schwankt.

Außerdem finden wir bei *Limnetis* manchmal etwas, was an den Zerfall der Nahrungselemente bei *Streptocephalus* und Ostracoden erinnert.

Ich fand nämlich vielmals zwischen den anwachsenden Eizellen sich lebhaft färbende Kugeln und Klumpen (Taf. XXIV, Fig. 65 *nz*), und in der Nähe dieser Klumpen und Kugeln fand man immer Zellenreste. Hier ist nicht an Secret von Drüsenzellen zu denken, wie es Nowikoff (88) für *Limnadia* behauptet, denn bei den geschlechtsreifen *Limnetis* findet man keine Oviduct- oder Pedunkelepithelzellen, deren Bau an den bei *Limnadia* erinnert.

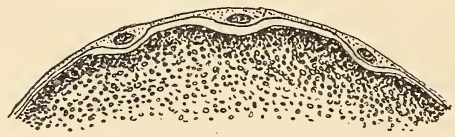
© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Bei den zum Eiwerden fertigen Eizellen sieht man auch scharf die peripherische Zone, sowie den centralen Dotter (Taf. XXIII, Fig. 40), welcher bei den vollständig reifen Eiern ziemlich große Dotterkörnchen zeigt von einem etwa 0,0015 mm langen Durchmesser, was bei der winzigen Größe der *Limnetis*-Eier als groß zu bezeichnen ist.

Es muß hier noch eine Tatsache erwähnt werden. Bei *Chirocephalus carnuntanus* habe ich manchmal an Schnitten gesehen, wie die Zellen des Follikelepithels sehr aufgetrieben und in die Eimasse eingepreßt erschienen (Textfig. 2). An der Oberfläche des Eies sah man dann Einsenkungen, welche gerade den eingestülpten Epithelzellen entsprachen, und die peripherische Zone des Eies war in diesem Falle viel dunkler als der ganze Dotter gefärbt. Ich möchte hier noch eine Art Nahrungsaufnahme vermuten, nämlich eine Nahrungszufuhr durch die das Ei bekleidenden Zellen, wie es bei einigen Crustaceen schon beschrieben ist.

So finden wir bei den Phyllopoden drei Arten von Eiernährung:

1) Die Nahrungsaufnahme mittels der Nährzellen, wie wir es bei den Eizellen von *Chirocephalus Josephinae*, bei den Eizellen von *Apus*, *Lepidurus*, *Estheria*, *Leptestheria*, *Limnadia*, *Limnetis* und vielleicht von *Chirocephalus carnuntanus* finden. Hier dient die Nährzelle als ein Apparat, welcher durch die Tätigkeit seines enorm großen Kernes, zur Einnahme der Nahrungssubstanzen aus den Körperflüssigkeiten dient, indem dieser Apparat die Flüssigkeiten in eine Art Kernsubstanz, verwandelt, welche sich sehr lebhaft färbt und damit eine erhöhte chemische Tätigkeit aufweist. Später werden diese Substanzen wieder flüssig und werden in dieser Form vom Ei absorbiert. Diese Nahrungsform scheint weit verbreitet zu sein; die Fähigkeit die Nährsubstanzen dem Ei zuzuführen ist vielleicht nicht nur den Nährzellen, sondern auch den Follikelepithelzellen eigen (*Chirocephalus carnuntanus*) (Textfig. 2).



Textfig. 2.
Schnitt eines Eifollikels von *Chirocephalus carnuntanus*.
Vergr. 350/1.

2) Die zweite Form der Nahrungsaufnahme, welche so gut bei den Cypriden von Wolterеck (82) beschrieben ist, und welche wir ungefähr in derselben Form beim *Streptocephalus auritus* gefunden haben, steht der ersten Form sehr nahe. Hier werden die Nährsub-

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

stanzen auch in den Zellkern ausfüllende, sich lebhaft färbende Substanz übergeführt, aber hier wird die Nahrungssubstanz nicht mittels der der Eizelle oder dem Ei dicht anliegenden Nährzellen aufgenommen, sondern wird der ganze chemische Prozeß außerhalb der Zelle, im Innern der Eierstockshöhle durchgemacht. Auch hier zerfällt schließlich die den Kern und die ganze Eizelle erfüllende Substanz in kleinere Stücke und Bröckel, welche sich lösen und von den Eiern absorbiert werden.

3) Endlich haben wir bei den vollkommen reifen Eiern von *Chirocephalus Josephinae* eine typische phagocytäre Nahrungsaufnahme, indem das Ei einzelne, oder selbst Gruppen von Zellen auffrißt.

Jetzt wollen wir sehen, ob wir etwas Ähnliches bei andern Crustaceengruppen finden.

Die Nahrungsaufnahme der Cladoceren ist schon seit lange bekannt, und wir wissen gut durch die Untersuchungen von Weismann 28, 30) und Häcker (66, 90), daß hier die Nahrungsaufnahme in naher Beziehung zur Entwicklungsart steht. So wissen wir, daß bei Daphnien und Moinen die Zahl der vom Ei verbrauchten Nährzellen eine verschiedene ist, je nachdem wir es mit dem sich leichter entwickelnden Sommerei oder mit dem Winterei zu tun haben. W. Ostwald (89) war imstande durch Temperaturänderungen diese Nahrungsaufnahme auf die eine oder auf die andre Art hervorzurufen. Obgleich der Prozeß der Eiernährung und der Eibildung bei den Cladoceren nicht immer dem der andern Phyllopoden entspricht, obgleich man bei den Daphnien nicht, wie man es an unsrer Fig. 71 der Taf. XXIV sieht, von dem Verschlucken einer schwächeren Nährzelle durch eine größere Eizelle, sondern von dem Zusammenfließen zweier äquivalenter Zellen sprechen muß, bleibt doch der Zweck dieser Vorgänge immer derselbe, dem künftigen Ei viel Bildungs- und Nährmaterial zu liefern.

Bei den Daphniden spricht man seit Weismanns klassischen Untersuchungen (28, 30) von zwei Nahrungsaufnahmearten. Weismann selbst nennt die zu diesen zwei Arten Nahrungsaufnahme dienenden Zellen primäre und sekundäre Nährzellen. Die ersten werden direkt resorbiert, und so entsprechen sie den Nährzellen der schalentragenden Phyllopoden und den Nährzellen, welche bei *Chirocephalus Josephinae* den Eizellen Nahrung zuführen, die zweiten korrespondieren den Nährzellen von *Streptocephalus auritus*, indem bei ihnen, wie beim letzten, »die gesamte Protoplasmamasse der betreffenden Nährgruppen sich zerteilt und die Teilstücke (sekundäre Nährballen)

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

sich einzeln auflösen«[1]. Die letzte Art der Nahrungsaufnahme ist nach Weismann (30) nur den Wintereiern eigen, während die primäre Form bei der Bildung von Sommereiern beobachtet wird.

Ich kann nicht behaupten, daß bei *Streptocephalus auritus* auch die primäre Nahrungsaufnahme existiert, da ich das Leben dieses Tieres nicht genau genug kenne, was aber den *Chirocephalus Josephinae* betrifft, so kann ich behaupten, daß hier, außer den von mir beschriebenen Nahrungsaufnahmearten keine andern vorhanden waren, da ich imstande war die Tiere in verschiedenen Lenzperioden beobachten zu können.

Häcker (62, 66, 90) und Samter (83) fügen nicht vieles dem, was von Weismann über die Nahrungsaufnahme der Cladoceren geschrieben war, zu, und so können wir sagen, daß die Cladoceren in dieser Hinsicht, wie auch in ihrer gesamten Organisation den übrigen Phyllopoden sehr nahe stehen.

Ich hatte keine Gelegenheit, Phyllopoden zu untersuchen, welche verschiedene Fortpflanzungsarten besitzen. Solche Formen findet man unter den Artemien; aber obgleich in Rußland eine Unmasse von Artemien vorkommen, pflanzen sie sich alle doch nur auf eine Art fort.

Anders steht die Sache mit den Artemien im südlichen Europa, wo man im Winter nur schlechteres Wetter, aber keine Fröste und keinen Schnee kennt. So wissen wir schon von Joly (3), daß man in Südfrankreich in den Wintermonaten lebendig gebärende Artemien findet, während die Sommerformen alle ovipar sind. Diese interessante Tatsache war vor kurzem von Artom (87) für die Salinen aus der Umgebung von Cagliari auf der Insel Sardinien bestätigt. Es wäre sehr wichtig, wenn die Forscher sich die Mühe gegeben hätten die Frage über die Eibildung in beiden Fällen genau zu untersuchen. Was die von mir untersuchten russischen Artemien betrifft, so wies ihre Ernährung sehr viel Ähnliches mit der von *Streptocephalus* auf. Es ist interessant, daß der *Streptocephalus auritus* vielleicht auch als ein lebendig gebärendes Tier anzusehen ist. Ich habe in seinen Eisäcken öfters Eier mit vollständig ausgebildeten Nauplien gesehen, was man z. B. auf der Fig. 58 der Taf. XXIV sehen kann. Außer bei Cladoceren und Phyllopoden findet man Spuren der Nahrungsaufnahme der Eizellen auch bei einigen andern Crustaceengruppen.

---

[1] 30, S. 167.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Ich habe bereits früher erörtert, daß schon E. van Beneden und Bessels (18) die Fähigkeit der phagocytären Nahrungsaufnahme bei Lernaeiden gesehen haben, bei Giesbrecht (37) findet man die Angabe, daß man bei den Notodelphyiden bemerkt, daß »auch die beiden nächst[1] anliegenden Zellen und auch noch mehrere der folgenden einige wenige Dotterkörnchen einzuschließen pflegen«. Auch List (50) berichtet bei den Gastrodelphyiden über die im Eierstock sich befindenden Zellen, welche »die Dottermassen wahrscheinlich auf dem Wege der Diffusion durch die Oviductwandung aufnehmen«. Auch ein älterer Forscher, L. Kerschner (32), spricht über die die Eizellen umlagernden Zellen, deren Rolle er aber nicht erklärt.

Wir sahen schon die von Woltereck (82) gut geschilderten Vorgänge bei den Ostracoden, können noch hinzufügen, daß auch Claus (61) bei den Ostracoden die wahren Eizellen, »welche sogleich an dem hellen Keimbläschen kenntlich sind, dessen Centrum von einem großen, aus Chromatinkörnern zusammengesetzten rundlich-eckigen Nucleolus eingenommen wird«, beschrieben hat, außerdem »finden sich hier und da kleinere Zellen mit granuliertem, an Nucleolussubstanz reichem Kerne und spärlicher Plasmahülle«[2]. Hier weicht Claus von seinen früheren Ansichten ab, indem er die Zellen nicht nur einfach »abortive Zellen« nennt, sondern behauptet, daß sie zu »Dotterbildungszellen werden, deren Plasma zugunsten dieser aufgebraucht und als Dottermaterial verwendet wird«.

Auch für die höheren Crustaceen finden wir Angaben über die Nahrungsaufnahme der Eizellen und Eier. So beschreibt Ishikawa (39) bei *Athyephira compressa* de Haan vacuolenartige Räume zwischen den Geweben der Ovarienwand, wo er dotterähnliche Elemente fand, welche als Nahrung dem Eie zugeführt werden sollen, Herrick (54) beschreibt bei dem amerikanischen Hummer ein drüsenartiges Organ, welches vielleicht eine rudimentäre Dotterdrüse vorstellt, und Bumpus (52) zeichnet bei demselben Tiere ein Eizusammenfließen, welches sehr an das Verschlingen einer Eizelle von einer andern erinnert, endlich zeichnet Butschinsky (69) bei *Gebia* ein wahres Verschlucken der Nährzellen durch die Eizellen und gibt eine vollständige Beschreibung dieses Prozesses.

So sehen wir, daß die Nahrungsaufnahme durch die Eier und die Eizellen eine bei vielen Crustaceen beobachtete Erscheinung ist, aber nirgends ist sie so gut ausgesprochen wie bei den Phyllopoden,

[1] 37, S. 332. [2] 61, S. 166—167 (20—21).

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

den ihnen verwandten Cladoceren und den in denselben Verhältnissen lebenden Ostracoden.

Welches sind wohl die Umstände, die die Häufigkeit dieser Eiernährungserscheinungen bei den Phyllopoden, Cladoceren und Ostracoden hervorrufen?

Es sind ohne Zweifel die eigentümlichen Lebensbedingungen.

Alle diese Tiere führen ein kurzes Leben, sind aber schon so hoch entwickelt, daß sie zur vollen Differenzierung viele Arbeit des Organismus brauchen, die in möglichst kurzer Zeit ausgeführt sein soll. Das ist auch die Ursache, warum diese Tiere im Eistadium nicht zu lange verweilen, sondern nach der Eiablage rasch zur Entwicklung kommen. Wir sehen z. B. an unsrer Fig. 14, Taf. XXI ein eben in die Eitasche eingetretenes Ei von *Chirocephalus Josephinae*, welches noch von keinen Hüllen bedeckt ist, aber schon zur Entwicklung kommt und die erste Kernspindel zeigt. Weiter sehen wir schon mit den Eihüllen bedeckte Eier von *Chirocephalus Josephinae* (Taf. XXI, Fig. 15, 16), *Chirocephalus diaphanus* (Taf. XXIII, Fig. 39) und *Branchipodopsis affinis* (Taf. XXIV, Fig. 61), wo das Ei zum Blastulastadium gekommen ist, und in diesem, vielleicht auch in mehr vorgeschrittenem Stadium den Winter verweilt. Bei *Streptocephalus auritus* (Taf. XXIV, Fig. 58) sieht man im Inneren der Eihüllen schon gut ausgebildete Nauplius-Larven, warum man bei diesem Tiere vielleicht von Viviparität sprechen darf.

Um die Entwicklung möglichst rasch zu vollenden, was, wie wir bei *Limnetis brachyurus* gesehen haben, doch nicht immer gelingt, haben die Tiere den Eiern viel plastisches Nahrungsmaterial zu liefern. Das ist die Hauptursache, warum wir bei diesen Tieren so häufige und so mannigfaltige Beispiele der Eiernährung finden.

Es wäre sehr interessant vergleichende Untersuchungen zu machen über die Menge des von den Eiern verbrauchten Nahrungsmaterials und die Lebensumstände, d. i. die Temperatur-Nahrungsabondanz und viele andre Umstände. Wir wissen, daß Ostwald (89) zu solchen Experimenten schon gekommen ist; wir können hinzufügen, daß man vielleicht auch in der Natur ähnliche Verhältnisse findet. Man beobachtet immer Schwankungen in der Zeit des Auftretens der Wintergenerationen bei Aphiden, Cocciden, Cladoceren, Rotatorien, und durch die Liebenswürdigkeit meines Schülers, Freundes und Assistenten, Herrn Privatdozent Bogoiavlensky, welcher die Pamiren dreimal besucht hat, und da von der Zeit des Seeauftauens bis zum Erscheinen der neuen Eisdecke verweilte, weiß ich, daß in dieser

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

rauhen Gegend die Cladoceren keine Sommereier besitzen, sondern sich nur durch Wintereier vermehren.

3. Der Bau und die Entstehung der Eihüllen bei den Phyllopoden.

Die Frage nach der Entstehung der Eihüllen bei den Crustaceen war in den 70iger und 80iger Jahren des verflossenen XIX. Jahrhunderts besonders eifrig diskutiert. Jetzt hat diese Frage ihre Schärfe verloren, und wenn ich sie von neuem aufhebe, so ist es gar nicht, um die alten Diskussionen zu erneuern, sondern um zu zeigen, wie ganz eigentümlich gebaute Eihüllen, deren Bau mit dem Schicksal des Eies fest verknüpft ist, bei den einen und den andern Arten auf ganz verschiedene Weise entstehen, obgleich sie einen sehr ähnlichen, fast identischen Bau zeigen.

Hier fange ich wieder mit der Beschreibung vom Entstehen der Eihüllen bei *Chirocephalus Josephinae* Grube an, da hier die Hüllen ziemlich kompliziert gebaut sind, und da ich bei diesen Tieren das beste Material zum Untersuchen hatte.

Bei diesem Tiere kann man zwei Arten Hüllen unterscheiden — eine primäre, und die andre, welche man nicht mit Korschelt als sekundäre, sondern als tertiäre Hülle bezeichnen muß.

Ich nenne primäre Hüllen die Hüllen, welche vom Ei selbst ausgeschieden sind, jene Hüllen, welche die Autoren meistenteils Dotterhaut oder Dotterhülle nennen, teils auch, im Vergleich mit der Zelle, als Membrana propria bezeichnen.

Unter dem Namen sekundäre Hüllen verstehe ich Hüllen, welche nicht vom Ei selbst, doch noch immer im Eierstock oder im Eileiter gebildet werden. So fasse ich das Chorion der Insekten und einiger Fische als sekundäre Hüllen auf.

Endlich unter den tertiären Hüllen verstehe ich Hüllen, welche außerhalb vom Eierstock und Eileiter gebildet sind. Sie werden meistenteils von verschiedenen dazu speziell dienenden Organen oder Zellgruppen gebildet.

Was die Hüllen betrifft, welche, wie die Kokons bei Oligochäten, Hirudineen, Dinophilen usw. zahlreiche Eier einschließen und außerhalb der Genitalorgane gebildet werden, so sollen sie schon nicht als Eihüllen angesehen werden, sondern als spezielle Gebilde sui generis.

Also in diesem Sinne des Wortes haben die Eier von *Chirocephalus Josephinae* zwei Arten von Hüllen — primäre und tertiäre; und ebenso, glaube ich, die andern Branchipoden.

Die Dotterhaut oder primäre Hülle ist sehr fein und sehr schwer

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

zu sehen. Man sieht sie nur an den eben aus dem Eileiter ausgetretenen Eiern, bevor sie noch vom speziellen Drüsensecret bekleidet werden. Sie ist aber so fein, daß es unmöglich ist sie bei den mittelstarken Vergrößerungen zu photographieren.

Stellenweise liegt sie dem Dotter so dicht an, daß man sie kaum messen kann, stellenweise aber erhebt sie sich vom Dotter und bildet Risse oder Falten, und dann ist sie gut zu unterscheiden.

Es gelang mir ein Ei zu treffen, wo man nur kleinste Spuren der tertiären Hülle auf der primären bemerken konnte. Es ist der in der Fig. 14 der Taf. XXI abgebildete Schnitt, auf welchem man sehr gut die etwas von dem schon aufgelagerten Drüsensecret verstärkte primäre Hülle (Taf. XXI, Fig. 14 *ph*) mit ihren Falten und Rissen unterscheidet. Man sieht auf demselben Schnitte, daß hier das Ei noch im Anfang der Entwicklung getroffen ist, da hier der Segmentationskern nur in der zweiten Phase der Caryokinese sich befindet (*ks*). Man kann daraus, sowie aus den Beobachtungen an andern Tieren schließen, daß die primäre Eihülle eine wahre Dotterhaut ist und vom Dotter noch vor dem Beginn der Segmentation gebildet wird, und nicht als eine Blastodermhaut im Sinne E. van Benedens (15—17) erscheint.

Auf diese Eihülle wird von den Eischalendrüsen eine dicke und eigentümliche tertiäre Eihülle abgelagert.

Sie wird gebildet durch die Entleerung der Produkte von vier seit lange bekannten, schon von v. Siebold (21) und von Buchholz (11) gut beschriebenen und von Claus (40) sehr umständlich untersuchten Eischalendrüsen.

Diese Drüsen, von denen man, wie es schon ältere Verfasser beschrieben haben, zwei Paare unterscheidet (Taf. XXI, Fig. 5 *dr.g*), sind in vielem den von O. Nebesky (36) bei Orchestien untersuchten Körperdrüsen ähnlich.

Sie bestehen fast immer aus zwei in einen gemeinsamen Gang ausmündenden Drüsenzellen (Taf. XXI, Fig. 11). Bei *Chirocephalus Josephinae* stehen die Zellen viel inniger zusammen als bei *Branchipus Grubei*, und der gemeinsame Ausmündungskanal dringt bis zum Niveau der beiden Zellen, wo er in zwei, manchmal aber auch in vier kleinere Kanälchen zerfällt (Taf. XXI, Fig. 11 *dzg*). Bis dahin haben die Kanälchen eine innere, sehr feine cuticulaähnliche Auskleidung, welche wahrscheinlich, wie bei *Orchestia* nach Nebesky (36) aus Chitin besteht. Weiter aber scheinen mir die feineren Ästchen, welche man in den Zellen bemerkt, von ganz anderm Bau zu

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

sein. An den Photographien erscheinen diese Ästchen als feinste, helle Kanälchen, welche, das ganze Protoplasma durchziehend, bis zum Kern und der Zelloberfläche reichen. Es sind helle Räumchen zwischen den Protoplasmapartikeln, in denen sich die Zellausscheidungen sammeln, und von wo sie in die größeren Kanäle ausfließen.

Die Kerne dieser Zellen sind sehr groß, nierenförmig und von einer sich nicht so lebhaft, wie z. B. beim *Streptocephalus auritus* (Taf. XXIII, Fig. 50) färbenden, grobkörnigen Substanz gebildet.

Die Zellen münden, wie es schon Claus (40) gezeigt hat, in große Kanäle aus, deren Wände denselben Bau wie der Eiersack zeigen und die als Derivate des letzteren anzusehen sind.

An der fertigen Eihülle sieht man die primäre Hülle nur mit Mühe. Sie ist viel besser bei andern Phyllopoden zu sehen.

Bei *Chirocephalus Josephinae* erscheint sie an Schnitten, welche nicht die Mitte der Eier treffen, sondern näher an einem der Pole des Eies liegen. Dann ist die Hülle nicht quer, sondern etwas schief durchgeschnitten, und dann sieht man die primäre Hülle als einen stark lichtbrechenden Streifen, welcher bei gewisser Beleuchtung ganz dunkel erscheint und eine sehr kleine, fast unmeßbare Breite besitzt (Taf. XXI, Fig. 8 *ph*).

Was die übrigen Teile der Eihülle betrifft, so sind sie je nach der Behandlung des Objektes von ganz verschiedenem Aussehen. Am besten werden sie bei Behandlung mit Flemmings Gemisch oder mit Sublimat gesehen.

Es sind drei Schichten, welche wir innere (Taf. XXI, Fig. 8, 10, 15, 16 *is*), mittlere (Fig. 8 und 16 *ms*) und äußere (Fig. 8, 10, 15 und 16 *as*) nennen.

Die innere und äußere Schicht sind ganz strukturlos oder zeigen sparsam zerstreute gröbere Körnchen in einer strukturlosen Masse, was die mittlere Schicht betrifft, so ist sie aus feinster Körnchenmasse gebaut.

Die drei Schichten sind nicht bei jeder Behandlung zu unterscheiden. So wird die mittlere Schicht bei stark kontrahierenden Behandlungen so zusammengezogen, daß man sie gar nicht sieht. Das sieht man z. B. an unsern Fig. 10 und 15 der Taf. XXI; auf der Fig. 10 ist ein Schnitt abgebildet, welcher mit starker alkoholischer Sublimatlösung nach Apáthy fixiert und dann mit Ehrlich-Biondi-Heidenhains Dreifarbengemisch tingiert war, und auf der Fig. 15 ein Schnitt, welcher mit Zenkers Sublimat fixiert, aber mit

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Heidenhains Eisenhämatoxylin gefärbt war, wo durch Eisenalaun die Gewebe sehr stark geschrumpft sind.

Die innere Schicht liegt sehr eng der primären Hülle an, ihr liegt auch ziemlich fest die mittlere Schicht an. Was aber die äußere Schicht betrifft, so hat sie die Fähigkeit sich von der mittleren Schicht abzuspalten und dann, wie man es auf der Fig. 10 der Taf. XXI sieht, eine Spalte, welche um das Ei sich erstreckt, zu bilden.

Die äußere Schicht bildet viele sich blasenartig auftreibende Höhlen, welche dem Ei ein zierliches Aussehen geben. Die äußere Wandung dieser Blasen wird von sehr feinen Poren (Taf. XXI, Fig. 8, 10, 15, 16 *hp*) bedeckt. Ich glaube, daß die Poren dazu bestimmt sind, der Luft Eintritt in die blasenartigen Kammern zu erlauben, was bei dem Aufschwimmen der Eier in den schmelzenden Frühjahrsgewässern sehr wichtig erscheint.

Die Poren sind sehr fein, und da das Ei an seiner Oberfläche mit einer feinsten, ölartigen Schicht bedeckt ist, so geht die Luft aus den Blasen nicht heraus, und das Ei schwimmt ungehindert auf der Wasseroberfläche.

Die äußersten Teile der äußeren Schicht sind viel fester als die andern Teile der Eihülle, und öfters bricht diese Schicht beim Schneiden in kleine Stückchen. Die Oberfläche ist auch dunkelbraun gefärbt, während die andern Teile der Eischale blaßbraun, gelb, oder selbst nur blaßgelb gefärbt erscheinen.

Die Schale des *Chirocephalus diaphanus* Pr. ist viel zierlicher als die des *Chirocephalus Josephinae* gebaut.

Ich hatte keine zahlreichen Stadien der Eihüllenentwicklung dieser Art und kann nicht genau genug die Existenz der primären Eihülle bestätigen, doch bin ich sicher, daß sich die Sache hier ganz ebenso wie bei *Chirocephalus Josephinae* verhält.

Man sieht ebensolche Eihüllendrüsen, die ganz auf dieselbe Art in die Gänge einmünden, wie bei *Chirocephalus Josephinae*. Einige Details sind sogar bei *Chirocephalus diaphanus*, obgleich dessen Exemplare ungenügend fixiert waren, besser als bei *Chirocephalus Josephinae* ausgeprägt. So habe ich die Kerne von der die einzelnen Drüsenzellengänge auskleidenden Matrix der Chitinwand bei *Chirocephalus Josephinae* nur mit Mühe gesehen, während bei *Chirocephalus diaphanus* diese Schicht sehr deutlich zu sehen ist und deren Kerne sehr groß und intensiv tingiert erscheinen. Die älteren Verfasser, wie Buchholz (11), Claus (40) und andre beschreiben an der Wand eines einzelnen Zellenganges nur einen Kern, während

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

man bei *Chirocephalus diaphanus* deren zwei und manchmal selbst drei sieht, so daß hier die Drüsenzellengänge, welche bei dieser Art besonders stark entwickelt sind, von zwei oder drei Matrixzellen bekleidet sind.

Die fertige Eihülle ist sehr zierlich gebaut und besteht auch aus drei Hüllenschichten (Taf. XXIII, Fig. 39). Die Eiform ist nicht ganz sphärisch, sondern immer etwas gepreßt, so daß man am Längsschnitte (Taf. XXIII, Fig. 39) einen ellipsoidalen Umriß sieht, während der der Querschnitte eine kreisrunde Form darstellt.

Die äußere Oberfläche ist von kleinsten, niedrigen, konischen Auswüchsen bedeckt, ganz so, wie es A. Brauer von *Branchipus Grubei* (59) schildert (A. Brauers Taf. III, Fig. 116 und 121). Die Gipfel der konischen Auswüchse verlängern sich in feine, sehr scharfe, aber auch sehr kurze Nädelchen ganz ebenso, wie es Brauer für *Branchipus Grubei* zeichnet. Aber der übrige Bau der Eihülle ist von dem von *Branchipus Grubei* ganz verschieden. Bei *Branchipus Grubei* zeichnet Brauer die konischen Auswüchse von Poren durchzogen, was für das Ei, welches auf den Grund des Wasserbassins fällt, von großer Wichtigkeit erscheint, weil es ihm hilft beim Aufschwimmen durch die Poren Luft zu bekommen.

Die äußere Schicht der Eihülle bei *Chirocephalus diaphanus* stellt eine feste, aber sehr elastische Haut dar (Taf. XXIII, Fig. 39 *as*), welche an ihrer inneren Oberfläche nach innen feine, radial verlaufende Auswüchse sendet. Die letzten verzweigen sich an dem inneren Ende in zwei ebenso dünne Auswüchse. Die Auswüchse von zwei benachbarten radialen Lamellen treffen zusammen, wie die Lamellen, welche den Grund von Bienenzellen bilden, und so entsteht unter der äußeren Eihaut eine regelmäßig gebaute Schicht, welche sehr an die Honigscheibe erinnert. Die unter dieser Schicht sich befindende mittlere Schicht (Taf. XXIII, Fig. 39 *ms*), welche wie bei *Chirocephalus Josephinae* feinkörnig gebaut erscheint, ist an ihrer äußeren Oberfläche mit einer großen Zahl von Aushöhlungen bekleidet, welche aber nicht so regelmäßige bienenzellenähnliche Höhlen darstellen, wie die der äußeren Schicht.

Was die innere Schicht betrifft, so zeigt diese dasselbe Verhalten wie die äußere, ist ziemlich dick, stark elastisch und, wie die äußere Schicht, tief braun gefärbt.

An einigen Schnitten, besonders an den Stellen, wo der Dotter oder die aus demselben entwickelte Blastula (Taf. XXIII, Fig. 39 *p.h*)

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

sich von der Eihülle abhebt, sieht man auch die Spuren der primären Eihülle.

Ich kenne nicht die Lebensweise von *Chirocephalus diaphanus*. Doch durch Prevost (1) wissen wir, daß das Tier in den Frühlingsgewässern vorkommt, und sein Ei auch auf der Oberfläche des Wassers zu schwimmen bestimmt ist. Hier aber dringt die Luft nicht durch die Poren, wie bei *Chirocephalus Josephinae*, sondern füllt die bienenzellenartigen Aushöhlungen, was genügt, um dem sich entwickelnden Embryo Luft zu bringen und das Ei auf der Wasseroberfläche schwimmen zu lassen. Was für Ursachen aber bei einer Art das Lufteindringen unmittelbar durch die Poren, bei der andern durch die Eihülle hervorrufen, kann ich nicht sagen, glaube aber, daß hier vielleicht die ölartige Decke des Eies von *Chirocephalus Josephinae* eine gewisse Rolle spielt, indem sie das Luftausdringen durch die Eihülle hindert.

Die Dimensionen, sowohl der Eihülle im ganzen, als ihrer einzelnen Teile und Schichten sind bei den zwei Arten ganz verschieden. So messen die innere Schicht bei *Chirocephalus Josephinae* 0,0014 mm (bei den mit Flemmings Flüssigkeit fixierten Exemplaren), bei *Chirocephalus diaphanus* 0,002 mm, die mittlere Schicht 0,0025 und 0,0015 mm, die äußere Schicht samt der Höhlenzone 0,027 und 0,0145 mm.

Bei *Streptocephalus auritus* werden die Hüllen ganz auf dieselbe Weise wie bei den Chirocephalen gebildet. Auch hier finden wir Zweizellengruppen in den Hüllendrüsen, aber die Zellen sind bei den Streptocephalen etwas anders als bei den Chirocephalen gebaut. Hier zeigen die Kerne eine feinkörnige Struktur und werden von allen Tinktionsmitteln, besonders aber von Hämatoxylin und Hämalaun so lebhaft gefärbt, daß man ihre Struktur nur mit Mühe unterscheidet (Taf. XXIII, Fig. 50). Man sieht sie besser an den Karminpräparaten (Taf. XXIV, Fig. 72), aber die letzten, wie bekannt, werden viel schlechter photographiert als die mit Hämatoxylin gefärbten. Die Zelle selbst hat einen eigentümlichen Bau. Ihr Plasma schließt viele stark lichtbrechende, etwas grünlich gelb gefärbte, sehr kleine Körnchen ein (Taf. XXIII, Fig. 50), welche so zahlreich sind, daß sie die feinsten, das Plasma durchziehenden Kanälchen zu unterscheiden stören. Sie haben einen Durchmesser, welcher etwa 0,0008 mm mißt, und treiben die Zellen so auseinander, daß man öfters ihre Grenzen nicht unterscheidet, und es scheint, als ob wir es hier mit einer zweikernigen Zelle zu

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

tun hätten (Taf. XXIII, Fig. 50), doch sind in andern Fällen die Grenzen zwischen den benachbarten Zellen gut zu unterscheiden (Taf. XXIV, Fig. 79).

Der nach außen gewendete Umfang der Kerne, welcher oft der Zellenwand anliegt (Taf. XXIII, Fig. 50), erscheint gleichmäßig gewölbt, anders steht es mit dem inneren. Hier sind die Kerne oft mit gut ausgesprochenen, tiefen Einbuchtungen bedeckt, und diese Einbuchtungen teilen das Zellplasma in gewisse Abteilungen ein (Taf. XXIV, Fig. 72).

Bei stärkeren Vergrößerungen unterscheidet man in diesen Abteilungen Gruppen, sozusagen Bündelchen von feinsten Zellkanälchen, durch welche das Zellsecret in die Ausführkanälchen tritt. Wir haben hier ein Beispiel des Regulierens der Ausscheidungstätigkeit der Drüsenzelle durch den Kern, welche so weit geht, daß es sich selbst in den morphologischen Verhältnissen äußert.

Bei *Streptocephalus auritus* tritt das Ei in den Eisack nur von einer feinsten primären Eihülle bedeckt (Taf. XXIV, Fig. 59 *ph*). Im Eisack trifft das Ei sehr viele Zellausscheidungsprodukte, welche nicht nur von den Drüsenzellen (Taf. XXIV, Fig. 59 und 60 *dzh*), sondern auch von den die Sackwand (Taf. XXIV, Fig. 59 und 60 *esw*) bekleidenden Epithelzellen (*esw*) abgesondert werden. Überhaupt erscheint der *Streptocephalus auritus* als ein Krustentier, welches reich an Drüsenorganen ist. So sind auch in den Eileiteraussackungen (Taf. XXIV, Fig. 60 *od'*) viel geronnene Stoffe, und an der Körperoberfläche und an den Extremitäten usw. kann man viele Drüsenzellen unterscheiden.

Die fertige Eihülle zeigt drei Schichten, nur sind dieselben etwas anders gebaut als wir es bei den Chirocephalen gesehen haben.

Die äußere Schicht ist sehr scharf abgegrenzt. Sie ist hellgelb, sehr elastisch, strukturlos, stark lichtbrechend, so daß sie unter dem Mikroskop einen Glanz zeigt, welchen man selbst an den Photographien wahrnehmen kann (Taf. XXIV, Fig. 58 und 73 *as*). Auch die innere Schicht ist scharf abgegrenzt, stark lichtbrechend und gelblich gefärbt (Taf. XXIV, Fig. 58 und 73 *is*); man unterscheidet unter ihr öfters einen dunklen, feinsten Streifen, welcher die primäre Eihülle darstellt (Taf. XXIV, Fig. 73). Was die mittlere Schicht betrifft, die, wie bei den Chirocephalen, feinkörnig erscheint, so ist diese hier am mächtigsten und erstreckt sich von der gut abgegrenzten äußeren Schicht bis zur inneren. Sie ist in feinste radiär angeordnete Kämmerchen (Taf. XXIV, Fig. 57 und 73 *ms*) zerteilt, welche

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

aber nicht immer gut zu unterscheiden sind. Es scheint, daß die Kämmerchenwände die Fähigkeit besitzen zu schwellen, und bei den jüngeren Eiern (Taf. XXIV, Fig. 73) sind sie deswegen besser zu unterscheiden als bei den älteren (Taf. XXIV, Fig. 58), wo man schon gut geformte Nauplien mit abgeworfener Cuticula (Taf. XXIV, Fig. 58 *nh*) und mit den Cölomsäcken (*coel*), dem Entoderm (*en*) und den Extremitäten (*an*) unterscheiden kann.

Ich kann nichts über die Entstehung der Eihüllen bei *Branchipodopsis affinis* sagen, da die mir zur Untersuchung dienenden Exemplare alle Eier in ähnlichen Entwicklungsstadien einschließen, und ihre Conservation so mangelhaft war, daß die Drüsenzellen gar nicht zu unterscheiden waren (Taf. XXIV, Fig. 66). Aber die Konstruktion der Eier erinnert so sehr an das, was wir bei *Streptocephalus auritus* sehen, daß wir vielleicht Recht haben auch ähnliche Entstehung der Eihüllen vorauszusetzen.

Wenn wir den Schnitt durch das Ei von *Streptocephalus auritus* nochmals ansehen (Taf. XXIV, Fig. 58), so fällt uns die äußere Form des Eies in die Augen. Dieselbe ist nicht kreisrund oder rund und mit Blasen bedeckt, wie wir es bei den Chirocephalen gesehen haben, sondern zeigt eine Tendenz zur Polyedrie. Wir kennen wahre polyedrisch geformte Eier bei den Branchipoden, z. B. bei *Branchipus Grubei*, wie von diesem Spangenberg (26) die Eier zeichnet, oder bei *Branchipus australis* Richters, wie sie Richters (27) schildert. Danach sind die polyedrischen Formen der Eier den Branchipoden eigen.

Bei *Streptocephalus* sind aber die Eier nicht so scharf polyedrisch gebaut, wie wir es bei *Branchipodopsis affinis* finden (Taf. XXIV, Fig. 63). Vielleicht rührt es von dem Umstande, daß die Wandungen von *Branchipodopsis*-Eiern sehr fest und brüchig erscheinen, was feine und gute Schnitte anzufertigen stört.

Ich konnte durch einen Zufall sicher zeigen, daß auch bei *Branchipodopsis affinis* eine primäre und eine tertiäre Eihülle existieren. Auf einer Schnittserie hatte ich einen Eisack getroffen, wo das Secret der Drüsenzellen nicht die Eier umflossen, sondern sich zu kleinen, regulär sphärischen Partikeln gesammelt hatte. Die Partikeln (Taf. XXIV, Fig. 61 *ehp*) waren von annähernd gleicher Größe und ihr Durchmesser etwa 0,02 mm groß. Sie umgaben das Ei, konnten sich aber zur Bildung einer Hülle nicht sammeln. Solche pathologische Erscheinungen sehen wir auch bei den Apodiden, und Nowikoff (88) beschreibt dieselben bei *Limnadia lenticularis*.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Das Ei der *Branchipodopsis* bleibt aber in diesen Fällen nicht ohne Eihülle. Es ist von einer sehr dünnen, aber ganz distinkten primären Eihülle umgeben, welche bei den Eiern, welche sich im Blastulastadium befinden, sehr gut zu unterscheiden ist (Taf. XXIV, Fig. 61 *ph*).

Die Eier von *Branchipodopsis affinis* zeigen auch in manchen andern Details auffallende Eigentümlichkeiten. Schon von den älteren Zoologen, z. B. Grube (7), Buchholz (11), Claus (20 u. 40), Nitsche (25), Spangenberg (26) und andern weiß man, daß in den Eiersäcken der Branchipoden nur gewisse Mengen von Eiern sich finden, und daß diese immer von einem und demselben Alter sind. Dasselbe kann man auch bei *Chirocephalus Josephinae*, *Chirocephalus carnuntanus*, *Chirocephalus diaphanus*, *Streptocephalus auritus* konstatieren. Bei den *Chirocephalus diaphanus* z. B. fand ich bei dem Exemplare, von welchem ich Schnitte anfertigte, von denen einer auf der Fig. 39, Taf. XXIII abgebildet ist, nur Blastulastadien, bei dem *Streptocephalus auritus*, dessen Ei auf der Fig. 58 auf Taf. XXIV photographiert ist, enthalten alle Eier fertige Nauplien usw.

Bei dem *Branchipodopsis affinis* finden wir dagegen im Eiersack Eier, welche von der Eihülle bedeckt sind, und solche, welche deren völlig entbehren (Taf. XXIV, Fig. 66 *ei* und *ei'*).

Ich kann keine Erklärung geben, warum eine solche Ausnahme zwischen den Branchipoden zu finden ist, kann aber darauf hinweisen, daß hier die Eier unvergleichlich zahlreicher sind als bei den übrigen Branchipoden. Man findet deren 10—20 Stück im ganzen Eisack des *Chirocephalus Josephinae* oder *Chirocephalus diaphanus*, während man nur auf einem Schnitte von *Branchipodopsis affinis*, welcher auf der Fig. 66 der Taf. XXIV abgebildet ist, deren 28 Stück aufzählen kann! Die Eier sind etwas kleiner als bei *Chirocephalus Josephinae* oder *Streptocephalus auritus*. So hat das Ei des ersten einen 0,25 mm langen Durchmesser, das von *Streptocephalus* einen 0,22 mm langen, und die Länge des Durchmessers von *Branchipodopsis affinis* ist etwa 0,19 mm groß, doch ist dieser Unterschied nicht so groß, daß man mit dessen Hilfe diese Eigentümlichkeiten erklären könnte.

Bei *Branchipodopsis affinis* sehen wir einen aus zwei polsterförmigen Wülsten bestehenden Oviductverschlußapparat (Taf. XXIV, Fig. 66 *o.k*), welcher den Austritt der Eier aus dem Eierstock zu regeln dient und der, wie es viele Autoren zeigen, bei andern

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Branchipoden nur mit Mühe geöffnet werden kann. Vielleicht liegt es darin, daß der Apparat selbst, wie auf der Fig. 66 unsrer Taf. XXIV, halb geöffnet erscheint, daß die Eier in den Eiersack bei *Branchipodopsis* leichter als bei den andern Branchipoden eindringen.

Es ist auch zu beachten, daß der Eisack hier äußerlich vom Körper fast gar nicht abgegrenzt erscheint, und daß nur sein hinteres Ende außen vom übrigen Körper zu unterscheiden ist.

Die vollkommen entwickelten und von den Eihüllen bedeckten Eier haben Eihüllen, welche sehr denen von *Streptocephalus auritus* ähnlich sind (Taf. XXIV, Fig. 63). Es ist aber, wie ich schon früher gesagt habe, sehr schwer aus ihnen fein genug geschnittene Schnitte anzufertigen wegen der Härte der Eihüllen. Auch ist es unmöglich an solchen Schnitten die primäre Hülle zu unterscheiden. Aber die äußere, mittlere und innere Schicht der tertiären Eihülle sind hier ebensogut wie bei *Streptocephalus* zu unterscheiden und zeigen einen ganz identischen Bau (Taf. XXIV, Fig. 63 *as*, *ms*, *is*).

Außer diesen Hüllen sind die Eier von *Branchipodopsis affinis* noch von einer sich sehr stark mit Hämatoxylin färbenden Schleimhülle umgeben (Taf. XXIV, Fig. 63 *sl.h*). Ich weiß nicht, ob diese Hülle nur zeitweise die Eier bedeckt, oder auf den mir zur Präpation dienenden zwei Exemplaren zufällig auf den Eiern sich befand, doch sah ich diese Hülle auf allen meinen Präparaten, und zwar berührte sie das Ei nicht regelmäßig auf seiner ganzen Länge, sondern hob sich stellenweise von der Eioberfläche ab, dieselbe nur an den Winkeln des Polyeders berührend. Solche Schleimdecken sind auch bei vielen andern Crustaceen beschrieben.

Bei *Chirocephalus carnuntanus* fand ich keine Weibchen mit von Eiern gefüllten Eiersäcken, kann deswegen über deren Entstehung und Bau nichts mitteilen.

Die Dimensionen der einzelnen Schichten der Eihüllen bei *Streptocephalus auritus* und *Branchipodopsis affinis* sind folgende: äußere Schicht etwa 0,002 und 0,0018 mm, innere Schicht etwa 0,0018 und 0,001 mm, mittlere Schicht etwa 0,03 mm.

Artemia salina hat eine weit weniger kompliziert gebaute Eihülle, als die früher beschriebenen Branchipoden. Diesem Tiere sind keine blasenförmigen Auswüchse, keine Poren, keine bienenzellenähnliche Aushöhlungen eigen. Die Bildung der Eischalen geht aber ganz ähnlich mit dem, was wir bei den übrigen Branchipoden gesehen haben, vor.

Bei dem Weibchen bemerken wir einen Eisack, welcher schon

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

von Joly (3) gut beschrieben war, den *Branchipus* sehr ähnliche Eihüllendrüsen, welche Joly für die Eierstöcke gehalten hat und welche von v. Siebold (21) und Claus sehr gut untersucht sind (40).

Ich hatte keine Gelegenheit, die Bildung der Schale bei der *Artemia* zu beobachten. Die von mir aus Eiern gezüchteten Exemplare kamen zur vollen Reife, und die Endabschnitte der Eileiter waren von den Eiern ganz verstopft. Die Eier schienen durch die transparente Körpermasse des Tieres als milchweiße, etwas gelblich schimmernde Eiklumpen durch. Doch gelangten die Eier nicht in den Eisack, und die Tierchen starben, ohne Eier abzulegen.

Es gelang mir aber, aus den von Odessa gesandten Eiern Schnitte anzufertigen. Um die Eier zu fixieren, warf ich sie in kochende gesättigte Lösung von Sublimat mit einigen Tropfen von Essigsäure, wo sie ungefähr 2 Minuten blieben, später brachte ich sie in mit Jodtinktur gefärbten 70%igen Alkohol. Die Eier konservierten sich sehr gut und an fortgeschrittenen Eiern konnte man auch gut gewisse Entwicklungserscheinungen beobachten.

Daß das *Artemia*-Ei zwei Arten von Eihüllen hat, kannte man schon seit lange, und es war Ostroumow (85), welcher vor kurzem gezeigt hat, daß bei dem Ausschlüpfen der Nauplien diese zwei Arten von Eihüllen verschiedene Schicksale erleiden. Ich konnte diese Hüllen auch an meinen Schnitten, besonders an denen, welche mit Heidenhains Eisenhämatoxylin tingiert waren, unterscheiden. Die eine, sehr dünne, das Ei berührende und ihre stellenweise dicht anliegende Hülle (Tafel XXIII, Fig. 55 *p.h*) ist die primäre Hülle. Die andre ist die tertiäre Eihülle. Sie besteht auch aus den drei Hüllenschichten, der einen äußeren, sehr dicken und sich sehr stark färbenden (Taf. XXIII, Fig. 55 *as*), der zweiten, welche viel weicher erscheint, eine Punktstruktur zeigt und sich sehr blaß färbt, in welcher ich die mittlere Schicht (*ms*) erkenne und einer dritten, welche der äußeren sehr ähnlich erscheint, auch sich lebhaft tingiert und als innere Schicht angesehen werden muß (Taf. XXIII, Fig. 55 *is*). Die Dicke dieser Schichten ist folgende: die der äußeren Schicht 0,002 mm, die der mittleren etwa 0,004 mm, die der inneren etwa 0,0015 mm. Was die Dicke der primären Eihülle beträgt, so ist die letzte so fein, daß man sie mit den mir zugänglichen Apparaten nicht messen konnte.

So sehen wir, daß bei allen Branchipoden die Eihüllen gleich gebaut sind. Sie haben nämlich eine primäre Eihülle, welche vom Ei sogleich nach dem Eindringen in den Eisack abgesondert ist

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

und von der tertiären Hülle bedeckt erscheint. Die letzte wird aus dem von den speziellen Hüllendrüsen abgesonderten Secret gebildet und besteht aus drei Schichten — einer äußeren, einer mittleren und einer inneren. Die mittlere Schicht ist bei allen Branchipoden lockerer als die härtere innere und besonders äußere Schicht. Höhlungen, welche zur Aufnahme von Luft dienen, finden sich in der äußeren und der mittleren Schicht, nicht aber in der inneren.

Jetzt gehen wir zu den schalentragenden Phyllopoden über.

An erster Stelle begegnen wir hier dem *Lepidurus productus*, dessen Hüllenbau und Hüllenbildung von dem des *Apus cancriformis* sich gar nicht unterscheidet.

Hier müssen wir scharf zwei Arten der Eihüllen unterscheiden. Die eine Art ist bei den sich noch im Innern der Genitalorgane befindenden Eiern zu beobachten, die andre sieht man nur an den abgelegten Eiern und nach einer gewissen Zeit nach der Ablage. Diese innere Hülle ist vom Ei selbst gebildet und kann nicht anders als eine primäre Hülle angesehen werden (Taf. XXIII, Fig. 45, 56 und 57 *ph*).

Hier ist die primäre Hülle so dick und so stark, daß ich sie lange Zeit mit den äußerst dünnen und feinen primären Hüllen von Branchipoden zu vergleichen zögerte, doch habe ich viele Beweise dafür, daß diese Hülle nur nach der Eiablage unter der starken und dicken sekundären Eihülle gebildet wird, und da kann sie nur von dem Ei ausgeschieden werden. Sie zeigt einen geschichteten Bau (Taf. XXIII, Fig. 56) und ersetzt an dem abgelegten Ei die peripherische Zone der sich noch in den Genitalorganen befindenden Eier (Taf. XXII, Fig. 24, 27, 30, 34, Taf. XXIII, Fig. 35, 36, 44, 47 *p.z*). Diese Zone ist bei dem aus den Genitalorganen austretenden Ei (Taf. XXII, Fig. 19 *pz*) noch gut zu unterscheiden, während man sie bei den ausgeworfenen Eiern gar nicht sieht (Taf. XXIII, Fig. 45, 56, 57).

Diese primäre Hülle, deren Dicke etwa 0,0055 mm beträgt, liegt so dicht dem Eidotter an, daß sie bei der Zusammenziehung desselben beim Fixieren sich von den übrigen Teilen der Eihüllen abhebt und dem Dotter folgt (Taf. XXIII, Fig. 45).

Da bei den Apodiden die peripherische Zone an Nahrungsaufnahme keinen Anteil nimmt, wie wir es bei den Branchipoden gesehen haben, da aber diese Zone manchmal sehr dick, ungefähr 0,016 mm dick erscheint und vom Dotter durch die früher beschriebene Scheidegrenze (Taf. XXII, Fig. 30 *gr.st*) abgegrenzt ist, sowie

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

einen vom Dotter ganz verschiedenen Bau (Taf. XXII, Fig. 30, Taf. XXIII, Fig. 44 *p.z* und *dt* oder *d.k*) zeigt, so komme ich zu der Anschauung, daß bei den Apodiden diese peripherische Zone sich in die primäre Hülle umwandelt und zwar erst einige Zeit nach der Eiablage.

Solche Dicke und Festigkeit der dem Dotter dicht anliegenden primären Eihülle wird durch die Lebensweise der Apodideneier erklärt, welche viele Not dulden müssen, bis sie zur Entwicklung der Nauplien günstige Verhältnisse finden. Ich nenne die übrigen Hüllen des Eies der Apodiden »sekundäre«, nicht aber »tertiäre«, wie ich die äußere Eihülle von den Branchipoden genannt habe.

Ich habe schon früher geschrieben, daß ich »primäre« Hüllen solche nenne, welche vom Dotter selbst gebildet werden, »sekundäre« die, welche noch im Innern der Genitalorgane, aber nicht vom Ei selbständig gebildet werden, unter »tertiären« aber verstehe ich Eihüllen, welche außerhalb der Genitalorgane von besonderen Organen gebildet werden. Es ist selbstverständlich, daß ich hier unter den Genitalorganen nur die Eierstöcke und die Oviducte verstehe, nicht aber mit ihnen verbundene accessorische Apparate, wie Eisäcke und Hüllendrüsen.

Die sekundären Hüllen des Eies bei *Lepidurus* und *Apus* bilden sich in den Follikelpedunkeln (Taf. XXII, Fig. 20 *pd*) und in den Eileitern.

Die Pedunkeln sind mit einförmig gebauten, ziemlich hohen und dünnen Zellen bekleidet (Taf. XXII, Fig. 27 *pd.z*, Fig. 34 *p.e*, Taf. XXIII, Fig. 37 und 38 *p.ep*). Ich traf zufällig solche Eier, welche mit einem Teile sich noch im Follikel befanden, wo man auf ihnen gar keine Spuren von Hüllen beobachten konnte, während die aus dem Follikel ausgetretenen Teile schon von der von den Pedunkelepithelzellen ausgeschiedenen Hülle bedeckt waren.

Die Pedunkelzellen sind etwa 0,028 mm hoch und 0,012 mm dick. Sie haben abgerundete Gipfel, wenn sie ins Pedunkellumen frei hineinragen, ziemlich große Kerne, tingieren sich sehr lebhaft mit allen Tinktionsmitteln und zeigen einen gut ausgesprochenen Charakter von Drüsenzellen. Sie färben sich am lebhaftesten, wenn sie der Eioberfläche anliegen und auf dasselbe die Schale secernieren (Taf. XXII, Fig. 27 und 34). Dann wird der Gipfel der Zellen flach und die Zellen selbst, von der Eimasse gedrückt, werden niedrig und breit, wie man es auf unsrer Fig. 34 der Taf. XXII gut sieht.

Ich traf ein pathologisch geformtes Exemplar von *Lepidurus*

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

productus, welches, obgleich nur in Spiritus fixiert und konserviert, mir die Überzeugung gegeben hat, daß es die Pedunkelepithelzellen sind, welche die sekundäre Eihülle ausscheiden.

Ich traf nämlich einige sehr ausgedehnte Pedunkel, welche keine Eier enthielten, deren Epithelzellen aber ihre Ausscheidungsarbeit eifrig leisteten. Die Pedunkel waren hier mit einem Netze von feinsten Fäden ausgefüllt (Taf. XXIII, Fig. 38 *pd.z.ex*), und diese Fäden hatten ihren Anfang an den Pedunkelepithelzellen. Dieselben waren weit voneinander getrennt (Taf. XXIII, Fig. 37 *p.ep*), und nur eine feine Conjunctivgewebeschicht (*ejt.pd*) hinderte sie, sich ganz voneinander zu trennen.

Einige Zellen waren besonders instruktiv, weil man an ihnen ein Käppchen aus feinsten Netzmaschen sehen konnte, welche sich in einen aus feinsten Fäden gebildeten Schopf verlängerten (Taf. XXIII, Fig. 37 *pd.z.ex*). Diese Schöpfe, wie andre ähnliche von den Zellen secernierte Gebilde, steigen bis zur das Pedunkellumen ausfüllenden Netzmasse und nehmen Anteil an ihrer Bildung.

An andern Stellen wird diese Masse als eine brüchige, feste Schale ausgeschieden (Taf. XXIII, Fig. 38 *pd.z.ex*, untere Seite der Abbildung), und man sieht unter ihr die sie bildenden Zellen.

Es bleibt also kein Zweifel, daß die sekundären Hüllen des Eies beim *Lepidurus productus* von den Epithelzellen des Pedunculus gebildet werden.

Die Hüllenmasse wird von den Pedunkelepithelzellen auch in andern Formen ausgeschieden. Wir finden stellenweise dunkle Kugeln und Klümpchen (Taf. XXII, Fig. 31 und 34 *pd.z.ex*), welche manchmal sehr groß erscheinen. So z. B. mißt die Kugel, welche auf der Fig. 31 der Taf. XXII abgebildet ist, in der Länge etwa 0,02, in der Breite etwa 0,015 mm. Diese Ausscheidungsprodukte sind blasig und körnig, aber eine Wabenstruktur, wie es Nowikoff für *Limnadia lenticularis* (88) beschreibt, konnte ich in dem Klumpen nicht entdecken. Auch konnte ich zwischen den Epithelzellen der Pedunkel und der Oviducte keine unausgebildeten Genitalzellen finden, wie sie Nowikoff für *Limnadia* beschreibt, glaube auch, daß dieser Forscher sich hier irrt, indem er Epithelzellen für Genitalzellen ansieht.

Die sekundäre Eihülle des *Lepidurus* ist im Anfang der Absonderung noch sehr schwach und fein, kaum zu unterscheiden (Taf. XXII, Fig. 34 *s.h*). Später wird sie besser zu sehen (Taf. XXII, Fig. 27 und 30 *s.h*), und bei den in den Eileiter herausgetretenen

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Eiern ist dieselbe schon ganz gut ausgebildet (Taf. XXIII, Fig. 35 und 36 *s.h*).

Die Eihülle wird im Inneren der Genitalorgane als eine sehr feste, oft sehr brüchige Eihülle ausgesondert, welche noch keine Spuren des Baues erkennen läßt. In solcher Form sieht man z. B. die Eihülle des auf der Fig. 19 der Taf. XXII abgebildeten Eies, sowie die rechte Eihülle der Abbildung 35 der Taf. XXIII. Nur selten bemerkt man schon im Inneren der Genitalorgane die Eihülle an ihrer inneren, dem Ei zugewendeten Seite in kleine Aussackungen und Aushöhlungen zerfallen, welche an ihrem inneren, das Ei berührenden Ende durch eine äußerst feine Membran verbunden erscheinen (Taf. XXIII, Fig. 36). Weit öfter aber bekommt man den fertigen Bau der Eihülle nach dem Austritte des Eies aus dem Eileiter in den Eisack zu sehen, welcher bei den Apodiden, wie bekannt, durch das Zusammenschließen der zwei tellerförmig gebauten Anhänge des elften Beinpaares (Taf. XXIII, Fig. 51 *ex.II*) gebildet wird.

Hier trifft das Ei Wasser, und seine Hüllen fangen an aufzuquellen. In den Hüllen erscheinen zuerst unregelmäßig (Taf. XXIII, Fig. 51 *sh*) angeordnete, dann aber zu regelmäßigen Alveolen sich bildende Höhlungen. Vielleicht bilden sich manchmal auch im Eileiter fertige Hüllen durch das Eintreten von Wasser in die Eileiterhöhle, was bei den ziemlich weiten Genitalöffnungen möglich erscheint.

Bei den ausgebildeten Eiern des *Lepidurus productus* besteht die sekundäre Eihülle auch aus drei Schichten, die aber nicht mit den bei den Branchipoden beschriebenen Schichten zu vergleichen sind. Es sind nämlich die feinste innere Schicht (Fig. 45 und 56 der Tafel XXIII *is*), welche die radiär verlaufenden Septen, die die Alveolen bilden, verbindet, eine sehr dicke, aus einer Reihe großer Alveolen bestehende mittlere Schicht und eine ziemlich starke äußere Schicht (*ms* und *as*). Es gibt keinen Bauunterschied zwischen diesen Schichten und deswegen können sie mit den Schichten bei Branchipoden nicht verglichen werden.

Die Dicke der äußeren Schicht beträgt etwa 0,0028 mm, die der mittleren etwa 0,025 mm, die der inneren ungefähr 0,0003 mm.

Die mittlere Schicht zeigt außer einer Reihe großer manchmal regelmäßig ausgebildeter Alveolen (Taf. XXIII, Fig. 45, rechte Seite der Abbildung) noch eine obere und eine untere Reihe kleinster Aushöhlungen. Zahlreiche große Alveolen, wie sie Spangenberg (26)

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

zeichnet, konnte ich an central ausgeführten Schnitten nicht beobachten, wohl aber an excentrisch gelegten.

Wie wir sehen, ist der Bau der Eihüllen bei *Lepidurus* dem von einigen Branchipoden, z. B. von *Chirocephalus diaphanus* sehr ähnlich. Hier und dort sehen wir eine feste äußere Schicht, welcher eine Alveolarschicht anliegt, deren untere Grenzen durch eine innere Schicht verbunden sind. Auch die Anordnung der Alveolen ist verhältnismäßig ähnlich, indem man bei *Lepidurus*, wie bei *Chirocephalus diaphanus* außer den großen Alveolen auch kleinere, bei *Chirocephalus diaphanus* meistenteils unter den großen Alveolen liegende Höhlungen, bei *Lepidurus productus* sowohl über, als unter den letzten beobachtet. Selbst die Größe der großen Alveolen kommt sich nah; die regelmäßigen Alveolen bei *Lepidurus productus* messen etwa 0,017 mm in die Länge und 0,012 mm in die Breite, während die des *Chirocephalus diaphanus* 0,014 und 0,012 zeigen. Nur die primäre Hülle ist bei dem *Lepidurus productus* ganz anders gebaut, was mit den eigentümlichen Lebensbedingungen des Tieres zusammenhängt.

Die Hüllen der beiden Tiere haben aber ganz verschiedene Entstehung. Während die von *Lepidurus productus* im Inneren der Genitalorgane gebildet sind und aus den Epitbelzellen der Pedunculi der Eifollikel stammen, werden die des *Chirocephalus diaphanus* von besonderem von den Drüsenzellen gelieferten Secrete, welches in den Eisack ergossen wird, gebildet. Die beiden verschiedenen Arten der Hüllenentstehung führen zu demselben Resultate, und hier sehen wir noch einmal, wie die Natur auf verschiedenen Wegen zu einem und demselben Ziele kommt, wie wir dem so scharf z. B. in der Entwicklungsgeschichte der Augen der Wirbeltiere und der Cephalopoden begegnen.

Der Bau der Eihüllen von *Apus cancriformis* ist dem von *Lepidurus productus* sehr ähnlich. Hier sehen wir auch eine primäre und eine sekundäre Hülle. Die erste ist aber, im Vergleiche mit der von *Lepidurus productus*, sehr fein (Taf. XXIII, Fig. 56 und 57 *s.h*). Die innere Schicht der sekundären Hülle ist stärker als bei diesem Tiere und geht unmerkbar in die innersten Teile der von den Alveolen ausgefüllten mittleren Schicht über, welche von einer sehr feinen äußeren Schicht bedeckt ist. Es scheint, daß *Apus cancriformis* eine Art ist, welche mildere Gegenden Europas bewohnt, als *Lepidurus productus*. In Rußland z. B. treffen wir, bei gut bestimmten Exemplaren, meistenteils *Lepidurus productus*. Der *Apus cancri-*

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

formis ist im Gouvernement von Woronesch, Kiew, in Transkaukasien gefunden. Die nördlichsten europäischen Apodiden sind wieder die *Lepidurus*, nämlich *Lepidurus glacialis*, welchen man in Skandinavien und auch auf Island, Spitzbergen und Grönland begegnet hat. Das ist vielleicht die Ursache, warum die Eihüllen von *Apus cancriformis* bei einem sehr ähnlichen Bau viel feiner als die groben Hüllen der Eier von *Lepidurus productus* sind. Diese sind auch, wie es schon F. Brauer (23) gezeigt hat, größer als die von *Apus cancriformis* und so schwer, daß sie lange Zeit unter Wasser bleiben ohne anzufangen zu schwimmen.

Die Eihüllen der echten zweischaligen Phyllopoden sind viel einfacher gebildet als die der übrigen Arten.

Bei *Limnetis brachyurus* sehen wir an den eben abgelegten und an den Eierträgern der neunten und zehnten Füßchenpaare angeklebten Eiern (Grube, 7) eine sehr harte, stark lichtbrechende Schale (Taf. XXIII, Fig. 53 *sh*), welche sehr das Anfertigen der Schnitte hindert und beim Schneiden sich wie durch eine Springfeder öffnet.

Es ist mir nicht gelungen über die Entstehung dieser Hülle klare Beobachtungen zu machen. Ich habe aber an den sich im äußersten Abschnitte des Eileiters befindenden Eiern Beobachtungen gemacht, wonach ihre Eihülle ohne Zweifel vom Eileiterepithel ausgeschieden wird (Taf. XXIII, Fig. 46 *sh.*). Die Eileiterwände sind in dieser Region aus einer Menge Drüsenzellen gebildet (Taf. XXIII, Fig. 46 *dz.od*).

Aber die Eihülle ist bei dem Austreten des Eies aus dem Eileiter viel dünner, als bei den schon an die Eiträger angeklebten, und an den frisch angeklebten, wo man noch gut die peripherische Zone beobachtet (Taf. XXIII, Fig. 40 und 53 *p.z*), dünner als bei den schon seit einiger Zeit abgelegten Eiern. Bei diesen sieht man keine peripherische Zone des Eies, und ich meine, daß diese Zone in die innerste, primäre Hülle verwandelt ist. Bei *Estheria tetracera* aus Mandschurien, bei der die Eihüllen so hart sind, daß sie keine guten Schnitte anzufertigen erlauben, sah ich an Schnittpartikeln sehr klar, daß es hier eine sehr dicke, primäre Hülle gibt, welche unter einer ebenso dicken sekundären Hülle liegt und von dieser sehr leicht abgetrennt werden kann.

Wie wird aber die beim Ablegen des Eies so dünne sekundäre Eihülle dicker, wie bekommt sie ihr lichtbrechendes Ansehen und

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

die kleinen zierlichen Erhöhungen, welche ihrer Oberfläche ein wellenförmiges Ansehen liefern?

Schon Grube (7) hat hierüber Angaben gemacht. Er meint, daß die griffelförmigen Auswüchse, welche die Gipfel der Eierträger bedecken, ein besonderes Secret bereiten, welches die Eier bedeckt, sie zusammenklebt und später sie an die Oberfläche der Körperschale befestigt.

Die Griffel der Eierträger haben wirklich an ihren Spitzen Öffnungen, welche in lange Drüsengänge führen. Diese kommen von den nicht nur in den Griffeln, sondern durch den ganzen Eierträger verlaufenden Drüsenzellen, die das oben genannte Secret liefern.

Die Eier von *Limnetis* sind wie mit einem Gespinste umgeben. Dieses Gespinst ist manchmal in einer so großen Menge vorhanden, daß es sich zu einer gemeinsamen Masse verklebt, wonach einige Verfasser, z. B. Liévin (5), eine allen Eiern gemeinsame Schale beschreiben. Dasselbe ist auch für *Estheria* gesagt.

Dieses Secret wird wahrscheinlich über das Ei ausgegossen, bildet seine äußerste Hülle, welche also als tertiäre Hülle erscheint und bildet bei einigen zweischaligen Phyllopoden, wie z. B. bei den von G. O. Sars (86) erforschten australischen *Eulimadia stanleyana*, *Estheria packardi* und *Limnetis maclayana*, einen zierlichen Eihüllenschmuck.

Die Eihüllen der zweischaligen Phyllopoden entbehren, wie wir sehen, gänzlich der Luft führenden Alveolen oder andrer Höhlungen. In dieser Hinsicht entfernen sie sich von den übrigen Vertretern dieser Gruppe. Wie ist das zu erklären?

Ich kenne nicht die Lebensweise von *Estheria*, *Leptestheria* und *Limnadia*, habe aber Beobachtungen an *Limnetis* gemacht, welche mir zum Teil diese Besonderheit gut erklären.

Schon alte Forscher, wie Joly, Liévin, Grube, haben beobachtet, daß die Eier dieser zweischaligen Phyllopoden an die inneren Wände der Schalen des Körpers angeklebt und so vom Weibchen getragen werden. Grube (7) beschreibt selbst sehr gründlich die Arbeit der Eiträger bei diesem Ankleben.

Was wird aber mit den angeklebten Eiern nach dem Tode des Tieres? Sie bleiben ebenso angeklebt wie bei dem lebenden. Das tote Tier trocknet ganz aus. Es wird so leicht, daß es vom Winde durch die Luft getragen und bei Regen in den einen oder andern Wasserbehälter gelangt. Hier schwimmt es, dank der Dünne und

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

der Leichtigkeit der Schale, auf der Wasseroberfläche bis die Pfütze austrocknet, wo es dann vielleicht wieder weiter geführt wird.

Ich habe einmal in einem kleinen Zuber, in den während des Regens das Wasser von dem Dache meines Landhauses hineinfließt, ein vom Wind gebrachtes schwimmendes totes Tierchen von *Limnetis brachyurus* gefunden.

Danach braucht die *Limnetis* zum Schwimmen auf der Wasseroberfläche keine Eihüllenalveolen oder andre Schalenaushöhlungen, ihre den Körper bedeckenden Schalen leisten hier dieselbe Arbeit.

Die Eihüllen der Phyllopoden spielen, wie wir sehen, eine sehr wichtige Rolle im Leben dieser Tiere und erklären zum Teil deren weite Verbreitung.

Sie sind dazu bestimmt, nicht nur die Embryonen vor Hitze und Kälte zu schützen, sondern auch um deren Verschleppung durch den Wind zu fördern.

Wir haben gesehen, daß die Limnetisschalen durch den Wind fortgetragen werden, dasselbe kann auch mit den Eiern von *Branchipus*, *Apus* usw. geschehen.

Diese Eier, welche leichter als viele Staubteile erscheinen, können Meilen weit getragen und so ganz unerwartet in der einen oder an der andern Gegend gefunden werden. Die französischen Zoologen konnten aus dem über das Mittelmeer gebrachten Staub Rotatorien züchten, und beim günstigen Zufalle kann dasselbe Schicksal auch ein Phyllopodenei erleiden. Wie weit der Wind den Staub bringt, kennen wir durch die Beobachtungen der Brüsseler Meteorologen, welche in Brüssel bei einem starken Winde Staub mit winzigen Turmalinkristallen beobachteten, die nur für einzelne Gegenden der Sahara charakteristisch sind.

So erklärt es sich, daß man denselben Phyllopodenspecies in so entfernten Gegenden wie im Kapland und Transkaukasien (*Leptestheria siliqua*) oder in der Mandschurei und bei Charkow (*Estheria tetracera*), in Ungarn und an den Oka-Ufern (*Chirocephalus carnuntanus*) begegnet.

Faunistische Forschungen über Phyllopoden sind noch sehr lückenhaft und, so zu sagen, sprungweise und zufällig. Einige Forscher haben ihnen ihre Aufmerksamkeit geschenkt, so G. O. Sars, dem die Jana-Expedition viel Untersuchungsmaterial gebracht hatte. Meistens ist aber diese interessante Tiergruppe, deren Untersuchung zur Entscheidung nach der Frage der Weite dieses Kosmopolitismus von großer Wichtigkeit ist, vernachlässigt. Ich glaube aber, daß man

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

dauernd angesiedelte Species der Phyllopoden nur in den Gegenden findet, wo es kein vollständiges Austrocknen der Gewässer gibt, wo folglich ihre Eier oder Körperschalen durch den Wind nicht zerstreut werden können.

Die Frage über die Eihüllen bei den Crustaceen ist eine alte und vielmals diskutierte Frage.

Es war Rathke (2), welcher diese Frage zum ersten Mal gründlich und wissenschaftlich bei dem Flußkrebse durchforschte, indem er bei diesem Krustentiere drei Eihäute beschrieb. Die eine nannte er Dotterhaut, sie entspricht unsrer primären Hülle, die andre Lederhaut, welche vielleicht das Chorion darstellt, und endlich die äußere Haut, welche als ein Ausscheidungsprodukt der speziellen Drüsen erscheint, denn, durch sie ist »das Ei an die verkümmerten Beine des Schwanzes der Mutter angeheftet«[1]. Diese zwei Hüllen, das heißt, die Dotterhaut und die Lederhaut, konstatiert auch beim Hummer Erdl (4).

Liévin (5) beschreibt bei *Limnetis brachyurus*, welche er als eine von ihm neu entdeckte Species und Genus *Hedessa Sieboldii* nennt, keine wahre Schale, hält aber das durch Alkohol zu einer gemeinsamen Masse geronnene Fadengespinst als einen für alle Eier der einen Seite des Tierkörpers gemeinsamen Eisack.

P. J. van Beneden (6) bestätigt die Angaben von Rathke auch für die parasitischen Copepoden (*Nicothoë*), von denen er eine Dotterhaut (Membrane vitelline) und eine äußere Haut (Membrane exterieure) beschreibt.

Grube (7) untersucht sehr gründlich die Funktionen der Eierträger, d. i. der speziellen Auswüchse des neunten und zehnten Fußpaares. Er vermutet, daß diese Organe »vielleicht zur Bereitung der Flüssigkeit dienen, welche die äußere nachher so stark einschrumpfende Hülle der Eier bildet«[2]. Er verbessert die Angaben von Liévin und Joly über die Existenz eines gemeinsamen Eisackes, macht aber selbst einen Fehler, indem er sagt, daß die äußere Hülle »bald einen, bald mehrere Dotter« umschließe[3].

Meissner (8) findet zwei Eihüllen auch bei den Amphipoden und bald nach ihm zeigt Claus (10), daß bei *Cyclops* die Eihülle nicht als ein Ausscheidungsprodukt des Oviductes, sondern als Dottermembran anzusehen ist. Im Jahre 1864 schreibt Buchholz über

[1] S. 7.
[2] S. 56.
[3] Erklärung der Fig. 18.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Branchipus Grubei, daß die reifen Eier, »ehe sie in den Uterus[1] gelangen, sich in dem Eileiter anhäufen« und »zu dieser Zeit nur eine einfache, sehr zarte Hülle« haben. »Erst in dem Uterus selber, in welchem sie etwa 2 Tage zu verweilen pflegen, erhalten sie eine zweifache Schale.« Diese äußere Schale ist gelb gefärbt und zeigt eine sehr regelmäßige Zeichnung (11).

Die Beschreibung von Buchholz ist ganz klar und führt uns in die neuen Beschreibungen der Crustaceeneihüllen ein.

In demselben Jahre erschien auch die berühmte Schrift von Fritz Müller (12), welche ein neues Licht auf die Frage über die Eihüllen der Crustaceen wirft und welcher wir viele interessante Forschungen darüber verdanken. Fritz Müller richtet die Aufmerksamkeit seiner Leser auf eine früher unbeschriebene Tatsache, auf das Abwerfen der Körperhäute im Eie. Nach seinen Beschreibungen werfen einige Crustaceen die vom Embryo gebildete Haut noch im Eie ab und diese Haut nennt er »Larvenhaut«. Wir haben ein ebensolches Hautabwerfen im Eie bei *Streptocephalus auritus* gesehen. Dieser wichtige Gedanke hatte einen großen Einfluß auf die mit der Schrift von Fritz Müller gleichzeitigen Arbeiten. So fand G. O Sars zweifache Hüllen sogleich bei vielen Crustaceen Norwegens[2], A. Dohrn verglich, zwar nicht richtig, mit der Larvenhaut die innere Hülle der Isopodeneier (13). Claparède findet bei den Acariden das Deutovum und bemerkt, daß dessen Membran mit der Larvenhaut der Crustaceen zu vergleichen sei (14).

In den Jahren 1869 und 1870 erscheinen wichtige Arbeiten von E. van Beneden (15, 16 und 17) und von E. van Beneden und Bessels (18), welche die Frage über die Eibildung bei den Copepoden, Schizopoden, Cirripedien, Isopoden und Amphipoden diskutieren, und seit der Zeit ist diese Frage wirklich wissenschaftlich gestellt worden.

Diese Verfasser kommen nämlich zum Schlusse, daß bei den Copepoden, sowohl parasitischen, als auch freilebenden, die Eihülle als ein Ausscheidungsprodukt des Eileiters, also als ein Chorion gedeutet werden muß, welches noch von einem Exochorion bedeckt ist (bei den parasitischen Copepoden). Das Exochorion ist mit dem Secret, welches die die Eier enthaltenden Eisäcke bildet, identisch, und so macht van Beneden-Vater keinen Fehler, wenn er der

[1] Uterus von Buchholz und andern Verfassern ist Eisack in unserm Sinne.

[2] G. O. Sars, Histoire naturelle des Crustacés d'eau douce de Norvège. Christiania 1867.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Nicothoe zwei Eihüllen zuschreibt (6). Damit entsteht eine Meinungsverschiedenheit zwischen Claus (10) und E. van Beneden, welche später von vielen Forschern verfolgt wird. Van Beneden beschäftigt sich eingehend mit der vom Blastoderm gebildeten Haut, welche er »Blastodermcuticula« (Cuticule blastodermique) nennt und auch bei den Copepoden findet (17).

Bei Cirrhipedien (17) beschreibt E. van Beneden eine Dotterhaut, unter welcher er in späteren Stadien auch eine Blastodermcuticula findet und schreibt, daß der Embryo bald die Dotterhaut zerreißt und abwirft und in der blastodermischen Form geboren wird (»nâit sous la forme blastodermique«[1].

Bei den Schizopoden (*Mysis*) beschreibt E. van Beneden ein Chorion (16), unter welchem keine Blastodermcuticula, sondern direkt eine Larvenhaut oder »Naupliuscuticula« (cuticule naupliénne[2]) sich bildet; ebenso von den Isopoden ein Chorion, unter welchem später noch eine Hülle gebildet ist. Diese Hülle ist aber nicht der Tätigkeit des noch ungeteilten Dotters zuzuschreiben, wie es A. Dohrn (13) und G. O. Sars[3] wollen, sondern sie ist auch nichts andres, als die Blastodermcuticula (im Sinne van Benedens).

Auch bei den Amphipoden finden E. van Beneden und Bessels (18) nur eine Hülle, das Chorion und nennen die innere Membran, die Dotterhaut von Meissner (8), eine »Blastodermcuticula«.

Hier sehen wir aber eine Vermischung in der Deutung der Membranen, und E. van Beneden gibt der so wichtigen »Blastodermcuticula«, welcher man jetzt keine so wichtige Rolle zuschreibt, und der Larvenhaut zu große Bedeutung.

Spätere Verfasser haben diese unklare Deutung aufgeklärt und verbessert. Wenn ich hier bei den Arbeiten von E. van Beneden etwas länger verweilte, so geschah das, weil diese Schriften zu ihrer Zeit einen sehr großen Einfluß auf den Lauf der Embryologie äußerten.

Nach dieser Periode verlasse ich den historischen, chronologischen Gang dieser Literaturübersicht und werde die Ansichten der Verfasser bei den einzelnen Crustaceengruppen behandeln. Ich erinnere nur noch daran, daß E. van Beneden die »Blastodermcuticula« auch bei den Laemodipoden (*Caprella*), Decapoden (*Crangon*),

---

[1] S. 105 (S. 9 des Separatabdruckes).
[2] S. 242 (S. 13 des Separatabdruckes).
[3] L. c.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Phyllocariden (*Nebalia*; welche er noch zu den Phyllopoden stellt) findet (15 und 17[1]).

Wenn wir jetzt uns zur Literatur über den Bau und die Entstehung der Eihüllen bei den Phyllopoden wenden, so finden wir hier nicht vieles. von Siebold (21) beschreibt sehr vollständig die äußere Form und die Entstehung der Schale des *Branchipus Grubei*. Er ist der erste, welcher völlig die Rolle der Hüllendrüsen erkennt, obgleich schon Buchholz über ihre Tätigkeit richtige Nachrichten gegeben hat (11).

Spangenberg (26) beschreibt bei *Branchipus stagnalis* drei Häute, »nämlich 1) eine feine durchsichtige Haut, welche das Ei sehr locker umhüllt und bei der Ablage meist abgestreift wird, 2) die eigentliche schützende Eikapsel, eine sehr starke, aus zwei Lagen bestehende Haut von gelbbrauner Farbe und äußerst regelmäßiger Form, 3) das im Eileiter gebildete Chorion«[2].

Die erste Haut entspricht der das Ei umgebenden Schleimdecke, welche wir bei *Branchipodopsis* gesehen haben (Taf. XXIV, Fig. 63 *sl.h*), die zweite unsrer tertiären Hülle, die dritte unsrer primären Eihülle.

Was die Bildung dieser Haut aus zwei Lagen betrifft, so haben wir auch bei *Chirocephalus Josephinae* gesehen, daß bei gewisser Behandlung diese Eihülle in zwei Lagen zerlegt sein kann (Taf. XXI, Fig. 10 und 15). Auch den punktierten Bau der Schale sieht Spangenberg und unterscheidet ihn von dem Ausdrucke »ungemein kleiner Spitzchen«, welche nach Buchholz die Schalenoberfläche von *Branchipus Grubei* bedecken. Aber Spangenberg hat Unrecht, wenn er diese Pünktchen mit den »bei *Apus* in der Haut befindlichen Maschenräumen« vergleicht. Mit den letzten sind die großen blasenartigen Aushöhlungen der Eihülle zu vergleichen, während die Pünktchen eine besondere Bildung darstellen, welche, wie es Ostroumow für die Artemien-Eischalen gezeigt hat, eine große Rolle für das Eindringen des Wassers ins Innere des Eies spielen (85).

Bei *Apus* zeichnet Spangenberg den Querschnitt der Schale, welche nach ihm aus einer Anzahl von Maschenräumen besteht. Auf der Fig. 23 seiner Taf. III zählen wir vier bis fünf solcher Reihen

---

[1] 15, S. 62 (S. 11 des Separatabdruckes), 17, S. 231 (S. 11 des Separatabdruckes).

[2] 26, S. 54—56.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

und unter dieser Haut unterscheiden wir die von uns beschriebene primäre Hülle, welche er als Chorion bezeichnet.

Bei *Artemia* findet Spangenberg wieder zwei Schalenlagen und seine Beschreibungen der Eihüllen dieses Tieres, bei welcher er in Spiritus aufbewahrte Exemplare benutzte, steht hinter der viel früher gemachten Beschreibung von Joly (3) zurück. Diese schöne Arbeit, welche man ganz vergessen hat, enthält sehr genaue Beschreibungen und Abbildungen der Entwicklung von *Artemia*, und die Abbildungen von *Nauplius*, *Metanauplius* und weitere Stadien der Metamorphosen von *Artemia* sind so gut abgebildet, daß sie noch heute ganz brauchbar sind.

Spangenberg hat die Bildung des Chorions bei *Branchipus*, *Apus* und *Artemia* nicht gesehen und kennt diese Hülle als *Chorion* ohne allen Zweifel unter dem Drucke der damals so hochgeschätzten Meinungen von E. van Beneden und Fritz Müller.

Nitsche (25) widmet sehr wenig Raum der Frage nach dem Bau und der Entstehung der Eihüllen bei *Branchipus Grubei*. Er konstatiert »die völlige Richtigkeit der Beschreibung der Eihüllen, wie sie von Buchholz gegeben wurde«[1] und begnügt sich mit der Angabe über die Punktierung der Dotterhaut, welche »wohl von feinen Porenkanälen« herrührt, sowie über einige unwichtige Details des Hautbaues.

Nach diesen für die Phyllopoden klassischen Arbeiten erwähnen den Bau der Eischale meistenteils die Systematiker. So beschreibt Richters den eigentümlichen Eihüllenbau ven *Branchipus australis* (27), Sars zeichnet in manchen seiner Abhandlungen die Eischalenincrustationen bei vielen Phyllopoden, z. B. bei den Phyllopoden Australiens und Neuseelands (86); selbst Claus in seinen berühmten Phyllopoden-Abhandlungen (20 und 40) beschäftigt sich gar nicht mit dieser Frage, obgleich er viel Raum der Entstehung und Entwicklung der Hüllendrüsen widmet (40). Nur auf einer Seite finden wir bei ihm die Äußerung, daß der lange, vorn blasenförmige Endabschnitt des Oviducts eine gerinnbare Substanz ausscheidet, »welche die eintretenden Eier umlagert und um dieselben vielleicht eine Hülle bildet«[2]. Das beobachtete Claus bei *Branchipus torticornis*.

Nur August Brauer (59), welcher so viel in der Frage über die Erscheinungen der Eireifung bei *Branchipus Grubei* beigetragen

[1] 25, S. 295.
[2] 40, S. 351 (86).

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

hat, widmet einige Zeilen der Frage über die Entstehung der Eihüllen dieses Tieres.

Er beschreibt bei *Branchipus Grubei* eine Dotterhaut, welche ganz dem von mir als primäre Hülle beschriebenen Häutchen entspricht. Die Dotterhaut wird stark gefaltet, und dieser Faltung, aber nicht in solcher Schärfe, begegnen wir auch bei *Chirocephalus Josephinae* (Taf. XXI, Fig. 14); diese Fältchen entsprechen den Zacken, welche sich zwischen der Dotterhaut und der Schale befinden. Brauer vermutet selbst, daß auf diese Weise »vielleicht zwischen Schale und Haut eine Art Luftkammer dadurch hergestellt wird«[1]. Die Eischale oder nach unsrer Nomenclatur tertiäre Eihülle erscheint zuerst völlig homogen. »Zur Zeit der Entodermbildung aber treten Erhebungen und Vertiefungen auf.« Die Zacken erscheinen als »in gebogenen Linien verlaufende, miteinander sich vereinigende oder auch frei endende rippenartige Vorsprünge«. An diesen Stellen ist die Schale von einem Kanalsystem durchbrochen, »welches vielleicht den Zweck hat, zwischen dem Keim und der Außenwelt eine Verbindung herzustellen«. Brauer erklärt diese Struktur durch die Erhärtung und die hierbei erfolgende Contraction der Schale ganz so »wie die in der kalten Nacht sich bildenden und kreuz und quer verlaufenden sogenannten Hartborsten einer Eisfläche«.

Er vergißt aber andre Ursachen, so z. B. die Imbibition des Wassers durch die Eihülle, welche, wie wir bei *Lepidurus productus* gesehen haben, eine wichtige Rolle in dem Erscheinen der Alveolarstruktur der sekundären Eihülle bei diesem Krustentiere spielt.

Die letzte Arbeit über den Bau der Fortpflanzungsorgane und über die Entstehung der Eischalen bei den Phyllopoden ist die von Nowikoff (88).

Der Verfasser unterscheidet in den Ovarialwänden zwei Arten von Epithelzellen — Keimzellen und Secretzellen. Leider aber verfolgt er nicht die Umwandlung der Keimzellen in die Eier, und diese Keimzellen sind so den Secretzellen bei andern Phyllopoden ähnlich, daß man vielleicht noch warten muß, diesen Zellen diese Bedeutung beizulegen, um so mehr, da man bei dem kurzen Leben der ausgebildeten, geschlechtsreifen Phyllopoden über keine in futuro zu Genitalzellen werdenden Keimzellen sprechen kann.

Die fertigen Eier treten in die Follikelpedunculi oder Ovarialästchen, wie sie Nowikkoff bezeichnet, ein, »wo eine dünne Schicht von Ovarialsecret als Schale auf die Eioberfläche abgelagert wird«[2].

[1] 59, S. 46. [2] 88, S. 610.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Die weitere Bildung der Eischale schreitet in dem Centralkanale fort, »indem sich weitere Secrettröpfchen an die Anlage der Eischale ansetzen«.

»Endlich wird das beschalte Ei durch den Oviduct ausgestoßen, um in den Brutraum über dem Rücken des Tieres einzutreten. Diese Eier sind von einer dicken (bis 25 μ) Schale umgeben, deren Oberfläche halbkugelförmige Erhebungen zeigt.«

Die Schale zeigt regelmäßige Wabenstruktur.

Hier endigen die Untersuchungen über den Bau und die Entstehung der Eihüllen der Phyllopoden. Bis jetzt waren sie ausführlich bei *Branchipus grubei* von Brauer (57) und *Limnadia lenticularis* (88) von Nowikoff gemacht. Was aber die früheren Beobachtungen betrifft, so ließen sie noch vieles unerklärt.

Branchipus grubei ist aber eine Branchipodenart, welche ein eigentümliches Leben führt, indem seine Eier nicht, wie die der andern Branchipoden, auf der Wasseroberfläche schwimmen, sondern zugrunde sinken; auch *Limnadia* hat eigentümlich gebaute Eier und erscheint als ein nicht so verbreitetes Tier, wie z. B. *Apus cancriformis* oder *Lepidurus productus*. Also, meine ich, erscheint dieser Teil meiner Phyllopoden-Untersuchungen für die Wissenschaft nicht unnütz.

Jetzt gehe ich über zur Literatur der Schalenentstehung und des Schalenbaues bei den übrigen Crustaceengruppen.

Bei den Cladoceren beschäftigte man sich fast gar nicht mit dem Schalenbau, da hier wohl das Ephippium der Wintereier und die zu dünne Schale der Sommereier diese Frage nicht stellen ließen. Doch finden wir einige Andeutungen über diese Eihüllen bei einigen Verfassern. Ich habe dieselben bei Weismann (30), Grobben (31) und Lebedinsky (56) gefunden.

Weismann (30) schreibt allen Daphnoideneiern »eine Dotterhaut, d. h. eine cuticulare Erhärtung der äußersten Schicht des Eies, ein Umwandlungsprodukt des Protoplasma« zu[1]. Diese Dotterhaut ist strukturlos und sehr zart bei allen Sommereiern, so wie bei denjenigen Wintereiern, welche ins Ephippium eingeschlossen sind, aber bei den Daphniden, »deren Wintereier ins Wasser abgelegt werden, ist die Dotterhaut derber, entweder nur einfach verdickt, oder aber doppelschichtig und häufig noch mit einer accessorischen Hülle umgeben«. Hier sehen wir also eine primäre Hülle und auch eine diese umgebende sekundäre.

[1] 30, S. 174.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Grobben (31) sieht bei *Moina rectirostris* nur ein von dem in den Brutraum gelangten Ei abgeschiedenes dünnes, glänzendes, strukturloses Häutchen, das Dotterhäutchen.

Lebedinsky (56) findet bei *Daphnia similis* zwei Eihäute; »die äußere ist ein Chorion, die innere eine Dotterhaut« [1].

Bei den freilebenden Copepoden kennen wir schon seit Claus' ersten Arbeiten (10) eine Eihülle, welche Claus als Dottermembran deutet.

Von den späteren Forschern ist es Grobben (35), welcher bei dem *Cetochilus septentrionalis* die Entstehung dieser Hülle beobachtet, und ihre Ausscheidung von der Eioberfläche bewiesen hat. Spätere Beobachter kümmerten sich nicht um die Frage nach der Entstehung der Eihüllen bei den freilebenden Copepoden, doch finden wir bei einigen Verfassern, z. B. bei Häcker, welcher *Cyclops* und *Canthocamptus* erforscht hat (62) oder bei Malaquin, dessen Arbeiten über Monstrilliden den höchst interessanten evolutiven Parasitismus bei den Crustaceen kennen gelehrt haben (84), an den Abbildungen eine feine Eihülle, in welcher man sehr gut die Dotterhaut von Claus und Grobben erkennt.

Etwas anders stand die Sache bei den parasitischen Copepoden. Hier haben E. van Beneden (17), und derselbe zusammen mit Bessels (18), zwei Eihüllen gefunden, nämlich Chorion und Exochorion.

Einer der früheren Forscher, Kerschner (32), fand bei den Doropygen eine Eihülle, über deren Entstehung er aber sich nicht äußert, dieselbe gleicht seinen Beschreibungen nach mehr der Dottermembran. Der andre Notodelphyidenforscher Giesbrecht (37) bestätigt, daß die Eimembran schon in den Eisäcken, also nur von den Eiern selbst gebildet wird, während List (51) die Meinung äußert, daß die Eimembranen von Gastrodelphyiden von den Eileiterdrüsen ausgeschieden werden. Pedaschenko (68) findet bei *Lernaea* keine von E. van Beneden beschriebenen Eihüllen und Schimkewitsch (46, 80) erwähnt deren gar nicht, zeichnet aber auf seinen Abbildungen eine Hülle, die sehr der Dottermembran ähnlich ist, wie diese von Claus und Grobben abgebildet ist.

Die Eischale der Ostracoden, Crustaceen, welche eine der der Phyllopoden sehr ähnliche Lebensweise zeigen, ist wie bei diesen gebaut. Nach den Zeichnungen von Woltereck (82) sind die Schalen der Cypriden »sehr widerstandskräftig und stehen denjenigen der

[1] 56, S. 150.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Daphnidendauereier darin nicht nach. Auch gegen völlige Austrocknung bieten sie genügenden Schutz, wie durch einen Versuch bewiesen wurde«[1].

Die Cyprideneier werden von Woltereck als eine feste, Kalk enthaltende Schale tragende Eier beschrieben. Sie sollen aus »zwei Schichten mit dazwischen liegenden Hohlräumen« bestehen. »Diese Maschen oder Lamellen sind bei verschiedenen Arten verschieden entwickelt. Erst wenn das Ei abgelegt ist, treten die beiden Schichten auseinander, indem die Schale gleichsam ‚aufquillt' und die Hohlräume sich mit Wasser füllen.«

Über die Entstehung der Eischalen spricht aber Woltereck nicht. Wir finden darüber auch keine Angaben, weder bei G. W. Müller (72) noch bei Claus (49 und 61). Nur schreibt Claus (49), daß der Oviduct der Cypriden »mittels seines Drüsenepithels ähnlich wie die Ovarialröhre der Insekten die Schalenhaut der aufgenommenen Eier absondert«[2].

Das Aufquellen der abgelegten Ostracodeneier, welches Woltereck schildert, ist derselben Erscheinung bei *Lepidurus productus* sehr ähnlich und hat dieselbe Ursache, da die Ostracoden auch temporär austrocknende Gewässer bewohnen. Wir können aber nicht sagen, ob es hier eine Dottermembran gibt.

Über die Cirripedien finde ich Angaben bei E. van Beneden (17), P. Hoek (29), Nussbaum (43) und Groom (73). Alle diese Autoren sehen die Eihülle der Cirripedien als eine Dottermembran, d. h. eine primäre Hülle in unserm Sinne des Wortes an. Groom (73) schreibt selbst, daß diese Hülle nur nach dem Auswerfen der Richtungskörper erscheint, also in keiner Weise anders, als vom Ei selbst gebildet sein kann.

Bei den Phyllocariden findet Claus (44) eine Eihülle, welche bei dem in den Brutraum eintretenden Eie »eine einfache ist und daher auch lediglich aus dem Dotter ausgeschieden sein kann«[3]. Der spätere Forscher der Entwicklung von *Nebalia* Butschinsky (76) sagt gar nichts über die Eihüllen, zeichnet aber auf seinen schematischen Figuren drei sehr eigentümliche Zellen, in welchen man vielleicht Reste von Chorion, von Nährzellen oder von ganz andern Gebilden vermuten kann.

Die rätselhafte Gruppe der Ascothoraciden war in dieser Richtung

[1] 82, S. 600.
[2] 49, S. 60.
[3] 44, S. 114.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

gar nicht erforscht und nur bei Knipowitsch (63) finden wir eine Erwähnung, daß die Eier von *Laura gerardiae* von einer ziemlich festen Hülle bedeckt seien.

Bei den Malacostraken sind die Deutungen der Eihüllen verschieden.

Bei den Schizopoden beschreibt Butschinsky, welcher *Paropodopsis cornuta* ausführlich untersucht hat, gar keine Eihüllen (48), während Josef Nusbaum bei *Mysis* eine sehr feine Eihaut schildert (42). Am andern Orte (41) bemerkt derselbe Verfasser an der Außenfläche des Dotters eine sehr dünne Schicht des homogenen Protoplasma, deutet sie aber nicht als eine künftige primäre Hülle, sondern als eine Anlage für das künftige Blastoderm.

Bessere Tatsachen haben wir für die andern Malacostraken, besonders für Macruren und Arthrostraken, von denen ziemlich viele als Untersuchungsobjekte gedient haben.

Wir haben gesehen, daß es schon Rathke (2) und Erdl (4) waren, welche die Eihüllen beim Flußkrebse und dem Hummer um 1829 und 1843 beschrieben haben. Es dauerte aber noch lange, bis A. Dohrn (13) im Jahre 1867 dieses Thema wieder aufgenommen hatte.

Er beschrieb bei vielen Crustaceen, besonders aber bei *Aselus aquaticus*, *Scyllarus*, *Palinurus* und *Portunus* außer der äußeren Hülle eine wahre Dottermembran, wie Sars[1] bei den Isopoden.

E. van Beneden hatte, glaube ich, unrecht, diese Membran mit seiner »Blastodermcuticula« oder der Larvenhaut zu vergleichen. Die erste von ihnen ist von späteren Forschern nicht nachgewiesen, was aber die Larvenhaut beträgt, so differiert dieselbe so sehr von der Dottermembran, daß sie mit der letzten nicht zu verwechseln ist, und daß sie von Sars wirklich schon im Jahre 1867 gesehen war. E. van Beneden sieht seine »Blastodermcuticula« bei vielen Crustaceen, auch bei den höheren Malacostraken, wie bei *Crangon* (16)[2], doch gelingt es den späteren Forschern nicht sie immer zu sehen. Es scheint, daß diese Hülle von dem berühmten Forscher mit der wahren primären Hülle oder der Dottermembran vielmals verwechselt ist.

Bis zum Jahre 1885 habe ich keine Angaben über die Eihüllen und deren Entstehung bei höheren Malacostraken gefunden. In diesem Jahre erscheint die Untersuchung Ishikawas (39). Der japanische Forscher beschreibt bei einem macruren Krebse, der *Atyephira*

[1] L. c.

[2] 16, S. 242, Separatabdruck S. 13.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

compressa de Haan, eine wahre Dottermembran, welche von dem peripherischen Protoplasma des Eies — unsrer peripherischen Schicht — gebildet wird und welche von ihm mit einem indifferenten Namen »indifferent name«[1] primäre Eimembram »primary egg-membrane« — unsre primäre Eihülle — benannt wird. Im Oviduct wird durch die epithelialen Zellen, welche nach den Zeichnungen von Ishikawa[2] sehr an die Zellen der Follikelpedunkeln des *Lepidurus productus* erinnern, eine zweite Membran ausgeschieden, welche Ishikawa auch ganz indifferent eine sekundäre Membran »secondary egg-membran«[3] — unsre sekundäre Eihülle — nennt.

Weitere Forscher, welche die Entstehung und den Bau der Eihüllen bei den Malacostraken untersuchten, gaben fast dieselben Tatsachen wie Ishikawa, doch deuten sie dieselben nicht immer so, wie es Ishikawa will.

So beschreibt Cano (47) bei *Homola* zwei Eihüllen; er nennt die erste Chorion, während er die äußere von den im Receptaculum seminis sich befindenden Zellen, welche er Cementdrüsen »glandole di cimento«[4] nennt, bilden läßt. Die letzte Beobachtung scheint ganz richtig zu sein, während man an der ersten zweifeln kann, so wie an der Richtigkeit der Äußerung, daß zum Schlusse sich eine Blastodermhaut bilde — »in ultimo si forma l'involucro interno blastodermico«[5]. Hier fühlt man einen gewissen Einfluß der Autoritäten.

Bumpus (52) bestätigt die Angaben von Ishikawa auch für den Hummer. Hier haben die Eier eine primäre Hülle, welche von dem Secrete der Oviductzellen mit einer sekundären Hülle bedeckt wird, die so dicht an die primäre angelegt wird, daß sie beide zusammen eine Kapsel — »capsule«[6] bilden. Paul Mayer soll ebensolche Bildung bei *Eupagurus* gesehen haben, aber leider konnte ich den Band der Jenaer Zeitschrift, in dem diese Arbeit gedruckt ist, wegen seines Fehlens in Moskau nicht benutzen. Dieselben Verhältnisse sah Bumpus bei *Libissia*, dem *Crangon* soll aber die Dotterhaut fehlen.

Herrick beschreibt bei demselben amerikanischen Hummer in einer Schrift zwei (54), in der andern drei Eihäute (67). Er deutet sie aber ganz anders, als Bumpus. Er nennt die äußerste Membran eine Anheftungshaut, membrane of attachement[7]; sie wird von den Cementdrüsen, welche mit denen von Cano beschriebenen identisch

[1] 39, S. 403. [2] 39, Fig. 15. [3] 39, S. 403. [4] 47, S. 525.
[5] 47, S. 526. [6] 52, S. 228. [7] 54, S. 134—135.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

sind, ausgeschieden. Diese Tatsache war von LEREBOUILLET im Jahre 1860 und BRAUN im Jahre 1875 bestätigt[1]. Die innere Eihülle wird als Chorion gedeutet, und was die innerste betrifft, so sieht sie HERRICK als eine dem Embryo, und nicht dem Ei angehörende Membran an. Diese Membran wird bei dem langen Leben des Embryos durch ihn absorbiert und ist bei dem Ausschlüpfen des Embryos nicht mehr zu sehen. HERRICK benennt diese Membran nicht als Larvenhaut oder als primäre, sekundäre oder einen gewissen Namen tragende Hülle, gibt ihr aber dieselbe Deutung, welche E. VAN BENEDEN vielen Eimembranen der Crustaceen gegeben hat; man muß in ihr die »Larvenhaut« der älteren Autoren sehen.

WELDON (65) erwähnt nur eine einzige delikate, transparente Hüllmembran bei *Crangon*, BUTSCHINSKY (69) verwechselt bei *Gebia* die Nomenclatur, indem er die transparente, elastische und dicke Haut, welche sich in einen Stiel fortsetzt, durch den die Eier an die abdominalen Extremitäten geheftet sind, Chorion nennt; solche Hülle ist ohne Zweifel von den Cementdrüsen gebildet, kann also nicht als Chorion, welches von den Follikelzellen abgesondert wird, angesehen werden. Bei *Iphinoë* findet BUTSCHINSKY, daß unter den Ovariumzellen es nicht nur Ei- und Nährzellen gibt, sondern daß einige von den Ovariumzellen auch an der Bildung des Chorion Anteil nehmen.

Also auch bei den Decapoden werden die Eihüllen auf zwei Weisen gedeutet, indem die einen Verfasser, wie ISHIKAWA und BUMPUS, die primäre Hülle als eine Dottermembran ansehen, die andern, wie HERRICK und BUTSCHINSKY, sie als Chorion auffassen.

Am meisten Material für die Eihüllenfrage lieferten die Arthrostraceen. Das findet Erklärung in dem Umstande, daß die ersten Forscher, welche diese Frage untersuchten, viel Aufmerksamkeit diesen Gruppen schenkten. So untersuchte MEISSNER (8) Isopoden, A. DOHRN (13) widmete ihnen viele Seiten, E. VAN BENEDEN (15) schrieb seine erste Hüllenuntersuchung über *Asellus aquaticus*, E. VAN BENEDEN und BESSELS (18) untersuchten meistenteils Amphipoden.

Wir kennen schon die Ansichten dieser Verfasser. In demselben Jahre wie die bekannte Arbeit von E. VAN BENEDEN und BESSELS, erschien eine Arbeit, in welcher FRAISSE (19) über die Eihaut des

[1] Diese Arbeiten waren mir leider, wie die von PAUL MAYER unzugänglich.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Entoniscus Cavolinii die Meinung äußert, daß sie als Secretionsprodukt der Kittdrüsen, welche aber nicht genau beschrieben werden, entsteht. Fünfzehn Jahre später erscheint eine Arbeit von Claus, den Tanaiden gewidmet (33), in welcher der Wiener Forscher bei *Apseudes Latreillii* Edw. zwei Eihüllen findet, von denen die eine aus der Epithelialbekleidung des Eies im Eierstocke entsteht, also als Chorion im Sinne E. van Benedens angesehen werden soll, der aber »eine zarte, aus dem Dotter ausgeschiedene Dottermembran anliegt«[1]. In demselben Jahre beschreibt Nebesky (36) eine feine Dottermembran bei den sich im Ovarium befindenden Eiern von *Orchestia* und *Corophium*, aber eine zweite, sekundäre Membran hat dieser Forscher nicht beschrieben, obgleich man bei den Amphipoden der Adria dieselben »Zellplatten, welche sich zwischen die einzelnen Eier einschieben und sie zum Teil voneinander separieren«[2], wie sie bei *Asellus aquaticus* von E. van Beneden beschrieben sind, beobachtet. Es ist wahrscheinlich, daß wir auch hier ein Chorion haben.

Walz (38) findet bei *Phryxus abdominalis* und weiter auch bei *Bopyrus squillarum* eine gut ausgebildete Dotterhaut, welche »unzweifelhaft als ein Produkt des Protoplasmas des Eies anzusehen«[3] ist.

Frau Rossijskaia-Koschewnikowa und Frau Katherine Wagner (45, 57 und 78), welche sich mit der Embryologie der pontischen Amphipoden beschäftigten, halten die einzige, das Ei von *Orchestia* und *Caprella* bedeckende Membran für ein Chorion (45); allein sie erwähnen sie entweder gar nicht, obgleich sie in den Abbildungen gezeichnet ist (78) oder geben ihr gar keinen Namen, wie bei *Sunamphitöe valida* (45), oder sagen endlich, wie es Frau Rossijskaia-Koschewnikowa macht, daß es zwei Membranen an dem Eie von *Gammarus pulex* gibt, eine Dottermembran und eine Embryomembran. Man sieht hier keine begründete Meinung, und es scheint sicher, daß diesen Verfassern die embryologische Terminologie nicht ganz klar war, da die Frau Rossijskaia-Koschewnikowa die Dottermembran Chorion nennt, indem sie schreibt[4]: »la membrane vitelline (chorion) du *G. pulex* est parfaitement homogène, de même que pour tous les autres amphipodes, de sorte que le ‚micropyle du chorion', mentionné par moi chez l'*Orchestia* et la *Sunamphitoë*, ne peut être autre chose que la coupe d'un pli de la membrane vitelline contracté par l'effet de la préparation . . .«

---

[1] 33, S. 60 (198). [2] 36, S. 29 (139). [3] 38, S. 45 (169). [4] 78, S. 4.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

MacMurrich, welcher im Jahre 1892 bei dem Isopoden *Jaera* nur ein Hüllenchorion fand (64), beschreibt 1894 bei demselben Tiere zwei Hüllen (70), wie es schon vor zwanzig Jahren für *Oniscus murarius* Bobretzky (22) gezeigt hatte.

Dieser gründliche Verfasser gibt einen Beweis, daß wir es bei *Jaera* wirklich mit einem Chorion und einer primären Hülle, der Dotterhaut, zu tun haben, indem er solche Eier gefunden hat, wo die Richtungskörperchen zwischen den zwei Hüllen liegen, was beweist, daß die innere, primäre Hülle vom Ei selbst und nach dem Abstoßen der Richtungskörperchen abgeschieden wird.

In einer kritisch-historischen Übersicht sagt MacMurrich, daß den Crustaceen ein Chorion immer zukommt, daß es nur Ausnahmen sind, wenn, wie bei *Moina* und *Cetochilus* die Eier sich mit einer Dotterhaut begnügen.

In gewissem Sinne hat er Recht, nur muß er die Hüllen nicht als Dotterhaut und Chorion bezeichnen, sondern sie, wie es Ishikawa macht, als primäre und sekundäre Hüllen deuten oder, wie ich es vorschlage, als primäre, vom Ei abgesonderte, sekundäre — in den Genitalorganen entstandene, und tertiäre — von speziellen Organen ausgeschiedene Hüllen benennen.

Spätere Verfasser, wie Garbowsky (77), Roule (79) oder Miss Langenbeck (81) bringen keine neuen Tatsachen zur Entscheidung der Frage über die Eihüllen der Crustaceen.

Wenn wir jetzt fragen, wie es zur Zeit mit der Frage über den Bau und die Entstehung der Eihüllen bei Crustaceen steht, so kommen wir zu folgenden Schlüssen. Wir sehen bei vielen Crustaceen drei Arten von Hüllen der Eier — eine primäre Hülle, eine sekundäre und eine tertiäre.

Die primäre Hülle findet sich unter den Phyllopoden bei *Chirocephalus*, *Streptocephalus*, *Artemia*, *Apus*, *Lepidurus*, *Limnetis*, *Estheria*, *Leptestheria*; unter den Cladoceren bei *Moina*, *Daphnia similis* und andern Daphnoiden. Unter den freilebenden Copepoden begegnen wir der primären Eihülle bei *Cetochilus* und *Cyclops* und bei den Notodelphyiden nach Giesbrecht, während List bei den Gastrodelphyiden eine sekundäre Hülle erwähnt, Pedaschenko ihre Existenz, sowie die andrer Hüllen leugnet, und Schimkewitsch sie nur zeichnet, aber nicht beschreibt. Danach sehen wir, daß hier die Frage noch unentschieden bleibt, wenn schon ihre Existenz von so einem tüchtigen Forscher wie Giesbrecht bestätigt wird. Bei den Ostracoden war die Frage über die Existenz der primären Hülle noch

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

gar nicht aufgeworfen. Bei den Cirrhipedien beschreiben alle Beobachter eine primäre Hülle.

Danach ist bei dem größten Teile der Entomostraceen in der Regel eine primäre Eihülle vorhanden.

Bei den höheren Crustaceen steht die Frage unentschiedener. Auch hier treffen wir viele Forscher, welche die primäre Hülle der Eier anerkennen, und zwar sind es Forscher der neueren Zeit, wie Ishikawa, Bumpus, MacMurrich, während andre ihre Existenz leugnen.

Vermutlich wird man bei gründlicheren Untersuchungen auch bei diesen Krebstieren diese Hülle finden, wie sie von Macruren, Brachyuren und Arthrostraceen beschrieben ist.

Ich meine, daß diese primäre Eihülle bei allen Crustaceen sich finden wird, und daß wir es hier nicht mit den speziellen Stimulationen des Protoplasmas — »stimulation of the protoplasma« (70), wie es MacMurrich will, zu tun haben, obgleich Herbst gezeigt hat, daß, wie es MacMurrich beschreibt[1], einige chemische Reize, wie die von Benzol, Toluol oder Xylol eine Art Dottermembran an der Außenfläche der Zelle bilden. Ich bin weit entfernt, die Tätigkeit innerer chemischer Reize zu leugnen, doch glaube ich, daß wir hier die Frage nicht so scharf zu stellen haben, wie es Mac Murrich will, und daß bei weiteren, gründlichen Untersuchungen wir die primäre Eihülle, die Dottermembran, bei noch sehr vielen Crustaceen finden und ihr Vorhandensein als die Regel ansehen werden.

Was die andern Eihüllen betrifft, so finden wir nur wenige Crustaceen ohne sekundäre und tertiäre Eihüllen. Es sind solche Formen, deren Eier ganz frei im Plancton schwimmen, wie bei einzelnen Copepoden, oder die in Säcken mitgeschleppt werden, wie bei andern Copepodenformen, oder in Bruträume gelegt werden, wie bei den Cladoceren, den Cirripedien, mit einem Worte, solche Formen, deren Eier einen guten Schutz haben oder die frei in ungeheuren Massen von Wasser schwimmen.

Ganz anders steht die Sache bei andern Crustaceen-Formen. Hier sehen wir meistenteils äußere Eihüllen. Wenn wir dann, z. B. bei einigen Isopoden oder Amphipoden, Eier mit einer dünnen Eihülle untersuchen, so finden wir meistens auch eine zweite dünne Hülle. Wir können aber auch die Abwesenheit der äußeren oder

[1] 70, S. 70.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

der inneren Hülle verstehen, da bei diesen Tieren die Eier in die Bruttaschen gelangen, wo sie gut geschützt sind und wo die sich entwickelnden Embryonen bis zur definitiven Bildung bleiben. Hier sind die doppelten Hüllen selbst nachteilig, und wenn solche erscheinen, so sind es Resultate von Erbeinflüssen, da die Arthrostraceen aller Wahrscheinlichkeit nach von stomatopodenartigen Vorfahren abstammen.

Die äußeren Hüllen zeigen ungleiche Zustände. Sie erscheinen entweder, wie bei den die Eier unter dem Schwanze tragenden Decapoden als sehr feste Häute, selbst Kapseln, welche das Ei mehr vor mechanischen als Schädigungen andrer Art schützen, oder es sind spezielle Einrichtungen zum Ertragen der Kälte, Hitze, der Austrocknung oder des Verweilen in aufschmelzenden Gewässern. Hier begegnen wir einem fast identischen Bau bei Tieren, deren Schalen vom Oviductepithel (Ostracoden), vom Epithel der Follikelpedunkel (Apodiden) oder von speziellen Eihüllendrüsen (*Chirocephalus diaphanus*) gebildet werden. Da haben wir ein gutes Beispiel des Parallelismus zwischen Bauarten von verschiedener Entstehung.

4. Hermaphroditismus beim Männchen von Lepidurus productus.

Ich hatte zweimal Gelegenheit gehabt, die Männchen von *Lepidurus productus* zu untersuchen. Das erste Mal habe ich ein Männchen in einer großen Zahl von weiblichen Exemplaren, einigen hunderten, gefunden. Die Tiere waren im April 1876 in den Rinnen und Pfützen der Gemüsegärten von Butyrki, einer Vorstadt Moskaus, gefangen, wo sie so zahlreich waren, daß von ihnen selbst die Rinnen, welche von den Rädern der Wagen auf den ungepflasterten Wegen stammten, gefüllt waren. Seitdem verschwanden die Tiere aus dieser Gegend vollständig, da die Gemüsegärten Häusern und Straßen Platz gemacht haben.

Die Tiere hatten seit 25 Jahren in Spiritus gelegen, waren schlecht konserviert und gelangten erst im Jahre 1901 in meine Hände. Das Männchen zeigte gut geformte acinöse Hoden mit Sperma gefüllt und stellte nichts Hervorragendes vor.

Das andre Exemplar war mir Mitte Mai 1906 vom Studenten Bogdan Lipinsky geliefert, welcher drei Exemplare *Lepidurus productus* bei Nemtschinowka, einer Eisenbahnstation der Moskau-Brester Eisenbahn, etwa zwölf Kilometer von Moskau entfernt, gefangen hatte. Die Tiere schwammen in einer fast vollständig ausgetrockneten Pfütze, die schon nach zwei Tagen ganz ausgetrocknet war.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Ich hatte die Tiere nicht näher angesehen und opferte sie für die Herstellung von Schnittserien. Ich warf die Exemplare in die Gemische von Flemming, Tellyesnitzky und Zenker und zerlegte das erste Exemplar in Querschnitte, das zweite in frontale Längsschnitte, das dritte in sagittale Längsschnitte. Die Schnitte waren dick, zwischen 10 und 15 μ; die Serien waren vollständig, fast ohne Verlust eines einzigen Schnittes angefertigt.

Beim Betrachten der Schnitte im Mikroskop erwies sich das in Zenkers Flüssigkeit fixierte Exemplar als ein Männchen, das letzte beim näheren Studieren als ein Hermaphrodit.

Die Hoden sind seit Kozubowsky (9), welcher zuerst die Männchen von Apodiden gesehen hat, ihrer äußeren Form nach gut bekannt; ich habe außer den Angaben von Bernard (53, 58, 75) keine neueren Beschreibungen von ihnen gefunden.

Sie bestehen aus einem Kanal, dem an der dorsalen und lateralen, selten auch an der ventralen und dorsalen Wand viele Ästchen ansitzen. Die letzten zerteilen sich in zahlreiche, ziemlich weite Endzweige acinösen Charakters. Die regelmäßig kugeligen oder länglich-ovalen Endzweige sind ziemlich groß, sie messen nämlich im Durchmesser zwischen 0,13 und 0,21 mm und ihre Wände zeigen eine Dicke von etwa 0,01 mm.

Die *Ductus ejaculatorii* sind sehr dick, wenn sie von dem sie füllenden Sperma blasenartig angeschwellt sind. Sie messen dann im Durchschnitt ungefähr 0,4 mm, während ihr nicht angeschwellter, von den sphincterartig wirkenden Muskeln geschlossener Endabschnitt zehnmal so eng erscheint, mit 0,04 mm breitem Durchmesser.

Den Eindruck, welchen ein Schnitt durch die Hoden bei nicht starken Vergrößerungen (etwa 100 mal) macht, kann man an unsrer Figur 42 der Tafel XXIII wahrnehmen. Bei beiden von mir untersuchten Exemplaren waren die Hodenwände mit einem Epithel, welches schon ganz von Spermien gefüllt erschien, bekleidet (Taf. XXII, Fig. 42, 45, 49 *Tw*). An manchen Stellen traten von der Wand ins Innere des Hodens einzelne, etwa 0,002 mm messende Gruppen von Spermien, welche sehr eng zusammenhingen. Ich meine, daß es Spermatocyten sind, welche die Spermien bilden (Taf. XXIII, Fig. 49 *spc*). Solche Spermiengruppen wurden in einzelnen Stellen der Hoden, besonders in den kleineren, engeren Acini ziemlich oft gefunden, während man sie im centralen Kanale des Hodens (Taf. XXIII, Fig. 42 *c.ac.test*) fast niemals findet. Wenn es wirklich Spermatocyten sind, so ist ihr Fehlen im Centralteile des Hodens,

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

welcher als Sammelbassin des reifen Spermas anzusehen ist, ganz verständlich.

Die Spermien selbst erscheinen als winzige kreisrunde, scheibenartige Körperchen (Taf. XXIII, Fig. 49 *sp*). Ich gebe keine nähere Beschreibung dieser Elemente, da meine Schnitte zu dick waren und ich sie im nicht konservierten, frischen Zustande nicht gesehen habe. Ihre Größe schwankt zwischen 0,0002 und 0,0004 mm und in ihrem Innern unterscheidet man selbst bei mittelgroßen Vergrößerungen einen sehr kleinen, sich sehr lebhaft färbenden Kern. Solche Kerne erkennt man selbst an den bei der Vergrößerung von 260 mal aufgenommenen Photographien, welche zur Herstellung der Abbildungen 43 und 49 der Tafel XXIII dienten.

Ich kann nichts zu dem, was F. Brauer über die Verschiedenheiten im äußeren Bau zwischen den Männchen und Weibchen von *Lepidurus productus* schreibt (23), hinzufügen, und bestätige seine Angaben, daß bei *Lepidurus* die Männchen nicht kleiner, sondern größer als die Weibchen sind, und daß dieser Unterschied auch anderen Phyllopoden eigen ist. So sind bei *Leptestheria siliqua* die Männchen fast zweimal so groß wie die Weibchen, auch bei *Chirocephalus Josephinae*, *carnuntanus*, *diaphanus*, bei *Streptocephalus auritus* und *Branchipodopsis affinis* sind die Männchen größer und kräftiger gebaut als die Weibchen, und dieses Verhalten scheint sich bei den Phyllopoden als die Regel zu erweisen.

Auch sind die Männchen der Phyllopoden, welche ich im Leben untersuchen konnte, viel lebhafter als die Weibchen, was man auch nach den von F. Brauer publizierten Angaben über die Männchen von *Lepidurus productus* erwarten konnte.

Leider kann ich gar nichts über die Lebensweise und den äußeren Bau der mir vom Studenten Bogdan Lipinsky gebrachten Männchen von *Lepidurus* sagen. Ich wiederhole, daß das Exemplar ohne näheres Betrachten fixiert, konserviert, eingeschmolzen, tingiert war, und nur das Studium der Schnitte mich lehrte, daß ich es hier mit einem Männchen zu tun hatte.

Wenn man sich erinnert, daß v. Siebold, F. Brauer und andre Forscher tausende von Exemplaren von *Apus* durchgesehen haben, ohne Männchen zu finden, daß Kozubowsky (9), welcher das Glück hatte, die Männchen von *Apus cancriformis* im Juli zu finden, unter den 160 Exemplaren nur 16 Männchen traf, so versteht man wohl, warum ich die Tiere ohne nähere Betrachtung in Schnitte zerlegt habe. — Ich hatte dabei einen wichtigen Umstand nicht ins Auge

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

gefaßt. Das Frühjahr, sowie der Sommer des Jahres 1906 war in Centralrußland so ungemein heiß, daß alle phänologischen Erscheinungen um drei bis vier Wochen früher beobachtet wurden, als es gewöhnlich der Fall ist. — Da die Männchen von *Apus* und *Lepidurus* nach den Angaben von Kozubowsky und Brauer in einer späteren Zeit vorkommen, so wären die Verhältnisse der Wasserpfützen im Mai 1906 in der Umgegend von Moskau vielleicht als solche aus der Mitte Juni anzusehen gewesen, und so konnte man auch bei den Apodiden Männchen zu finden erwarten.

Schon bei kleineren Vergrößerungen, wie z. B. von 30mal, konnte ich in den Hoden des zweiten Tieres, sowohl in den Acini, als auch im Centralkanale sparsam zerstreute, mit Boehmers Hämatoxylin sich sehr lebhaft färbende Zellengruppen (Taf. XXIII, Fig. 42 und 49 *fl.test*) beobachten.

Diese Zellengruppen, von denen ich in den beiden Hoden 29 zählen konnte, waren sehr groß, ihre Durchmesser schwankten zwischen 0,09 und 0,04 mm und näherten sich sehr den Größen der Eifollikel bei den Weibchen, deren Follikeldurchmesser zwischen 0,127 und 0,18 mm schwankt.

Die Zellengruppen bestanden immer aus vier Zellen, was man an einigen Schnitten sehr gut wahrnehmen konnte (Taf. XXIII, Fig. 43). Eine der Zellen zeigte den scharf ausgesprochenen Charakter einer Eizelle, die drei übrigen den der Nährzellen.

Der Kern der ersten Zelle (Taf. XXIII, Fig. 43 *o.z*) enthielt zwei größere Kernkörperchen, was man bei den Eizellen von *Lepidurus productus* am häufigsten beobachtet; auch waren in seiner Flüssigkeit kleinere Chromatinpartikel zerstreut. Selbst die Größe des Kerndurchschnittes (0,00165 mm gegen 0,0016 der Fig. 20, Taf. XXII und 0,0019 der Fig. 52, Taf. XXIII) ist fast dieselbe, wie bei den wahren Eizellen des Eierstockes.

Dasselbe können wir auch über die Nährzellen sagen. Man vergleiche nur unter sich die Figuren 54 und 43 der Tafel XXIII.

Wir haben hier also wahre weibliche Geschlechtsprodukte in den Hoden des *Lepidurus productus*. Aber die Geschlechtsprodukte kommen nicht zur Funktion. Sie erfahren keine geschlechtliche Reife.

Sowohl die Kerne der Eizellen (Taf. XXIII, Fig. 43), als auch die der Nährzellen (Taf. XXIII, Fig. 42, 49, *nz*), erleiden einige Prozesse, welche als Degenerationserscheinungen gedeutet werden können.

Ihr Inhalt wird nämlich blasig, also werden sie von Flüssigkeit

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

gefüllt, die Chromatinpartikel werden weniger scharf konturiert, als ob sie zu zerfließen anfingen, die an den noch nicht degenerierenden Follikeln stark ausgesprochenen Kernmembranen (Taf. XXIII, Fig. 43) verschwinden.

Diese blasenartige oder vacuolenartige Degenerierung findet nicht nur in den Kernen statt, man beobachtet sie auch in dem Protoplasma, zuerst in der unmittelbaren Nachbarschaft der Kerne, später auch an andern Orten der Zelle.

Es ist wohl sicher, daß diese Follikel vollständig degenerieren; doch hatte ich keine Gelegenheit noch andre hermaphroditische Männchen von *Lepidurus* zu untersuchen.

Wir kennen viele Beispiele vom Hermaphroditismus bei den Crustaceen. So wissen wir seit lange, daß die Cirripedien hermaphroditisch sind. Später machten Bullar und Paul Mayer, sowie auch Leichmann Angaben über den Hermaphroditismus bei den Isopoden, besonders den parasitischen[1]. Bei den Cirripedien sind es aber Individuen, die als Weibchen mit den Formen des getrennten Geschlechts, welche als Hermaphroditen erscheinen, dasselbe kann man auch von den Isopoden sagen. Hier sind also auch die weiblich gestalteten Exemplare hermaphroditisch.

Aber auch bei männlich gestalteten Crustaceen findet Hermaphroditismus statt. Es sind nämlich *Orchestia* zwischen den Amphipoden (36), *Gebia* zwischen den Decapoden (55), und nun treffen wir den *Lepidurus* als Repräsentanten der Phyllopoden.

Schon vor Jahren schrieb Kurz[2], daß man bei den Daphniden, wenn man auf natürlichem Wege oder künstlich die von ihnen bevölkerten Wasserbehälter austrocknet, Männchen findet, von denen einige Spuren von Hermaphroditismus zeigen.

Bernard (53, 58 und 75) hat eingehende Untersuchungen dem Hermaphroditismus bei Apodiden gewidmet. Er fand aber hermaphroditische Weibchen bei *Lepidurus glacialis*, sowie bei andern Apodiden. Seine Beschreibungen aber erweckten bei einigen Zoologen, hauptsächlich englischen, z. B. bei Benham (74) Zweifel, und da die Zeichnungen von Bernard vieles zu wünschen lassen, so bleiben diese Zweifel noch bis zu unsrer Zeit. Meiner Meinung nach hat er vollkommen mit Recht in vielen Fällen, wenn auch nicht in allen, in seinen Präparaten Spermien gesehen. Ich glaube, daß wir

[1] Wir finden bei Bernard (75) die vollständige Literatur dieser Frage.

[2] Kurz, Über androgyne Mißbildung bei Cladoceren. Sitzungsbericht der Wiener Akademie. LXIX. 1. Abth. 1874.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

baldigst Beweise für Hermaphroditismus bei Weibchen der Apodiden bekommen werden, obgleich ich selbst, trotz aller Bemühungen, zwischen den mir zur Untersuchung dienenden zahlreichen Tieren keinen hermaphroditischen Weibchen begegnet bin.

Danach bestehen bei den Crustaceen, außer dem einseitigen pathologischen Hermaphroditismus, wie ihn Lavalette St. Georges[1] beschrieben hat, folgende Formen des wahren Hermaphroditismus, d. h. solchen, wo der Hermaphroditismus als normale Erscheinung existiert, oder wo zwischen den Geschlechtselementen eines Geschlechts andre Geschlechtselemente vorkommen:

1. Crustaceen mit hermaphroditischen Weibchen (Cirripedien, einige Isopoden).
2. Crustaceen mit hermaphroditischen Männchen — *Orchestia*, *Gebia*.
3. Crustaceen mit hermaphroditischen Männchen und Weibchen — Apodidae.

Wenn wir bei den ersten einen physiologischen Hermaphroditismus finden, insofern als die Geschlechtsdrüsen vollständig funktionieren, bleibt es fraglich, ob hermaphroditische Männchen als physiologische Hermaphroditen angesehen werden können. Bei den Amphipoden gelangen nach Nebesky (36) die weiblichen Elemente nicht zur Reife, für *Gebia* finde ich bei Ishikawa (55) keine Angaben über die Reife der weiblichen Produkte, was aber meinen Fall von Hermaphroditismus des Männchens von *Lepidurus productus* betrifft, so bleibt auch hier die volle Reife der weiblichen Geschlechtsprodukte aus.

Wir können also sagen, daß Hermaphroditismus der Männchen bei den Crustaceen potentiell erscheint, während er bei den Weibchen nach dem, was wir für Cirripedien, Isopoden und, nach den Angaben von Bernard, auch für Apodiden kennen, ein wahrer, physiologisch funktionierender ist.

Was ist denn die Ursache solches potentiellen Hermaphroditismus? Ich glaube sagen zu können, daß es eine mütterliche Erbschaft ist, wobei die Männchen von *Lepidurus*, einer Gattung, in der die Weibchen so ungemein zahlreich gegenüber den Männchen erscheinen, von denselben auch die Fähigkeit zur Eibildung geerbt haben. Ferner glaube ich, daß die mütterlichen Geschlechtsorgane, als Organe einer weniger differenzierten und mehr produzierenden Stase, leichter als die männlichen zu vererben sind.

[1] La Valette Saint Georges, Innere Zwitterbildung beim Flußkrebs. Arch. für mikrosk. Anatomie. Bd. XXXIX. 1392.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Von Bedeutung ist es, daß, wie es Kurz[1] zeigt und wie es für einige Tiergruppen, wie z. B. die Rotatorien, seit lange bekannt ist, sich sowohl Männchen als auch männliche Hermaphroditen bei mangelhaften Lebensbedingungen bilden. Das gilt auch vielleicht für die Crustaceen. Mein Fall von *Lepidurus*-Männchen war in solchen Bedingungen gefunden.

Wie wir sehen, liegt hier ein weites Feld zu experimentellen Untersuchungen, welche, an den leichter sich dem Experimente unterwerfenden Formen, z. B. den Cladoceren, gemacht werden können und die uns vielleicht die Ursache eines solchen Hermaphroditismus der Männchen erklären werden.

Mytniki bei Rusa (Gouvern. Moskau), den 6. August (23. Juli) 1906.

Literaturverzeichnis.

1. Bénédict Prevost, Mémoire sur le Chirocephale. Anhang zu Louis Jurine, Histoire des Monocles qui se trouvent aux environs de Genève. Genève et Paris 1820.
2. H. Rathke, Untersuchungen über die Bildung und Entwicklung des Flußkrebses. Leipzig 1829.
3. N. Joly, Histoire d'un petit Crustacé (Artemia salina) etc. Montpellier 1840.
4. M. Erdl, Sur le développement de l'œuf du Homard. Comptes rendus de l'Academie des sciences. Vol. XVII. Paris 1843.
5. Dr. Liévin, Die Branchiopoden der Danziger Gegend. Danzig 1848.
6. P. J. van Beneden, Mémoire sur le développement et l'organisation des Nicothoés. Mém. de l'Acad. royale de Belgique. Vol. XXIV. 1849.
7. A. E. Grube, Bemerkungen über die Phyllopoden, nebst einer Übersicht ihrer Gattungen und Arten. Archiv f. Naturgesch. XIX. Jahrg. 1853.
8. G. Meissner, Beobachtungen über das Eindringen der Samenelemente in den Dotter. Diese Zeitschr. Bd. VI. 1855.
9. A. Kozubowsky, Über den männlichen Apus cancriformis. Archiv f. Naturgeschichte. Bd. XXIII. 1857.
10. C. Claus, Zur Anatomie und Entwicklungsgeschichte der Copepoden. Archiv f. Naturgeschichte. Bd. XXIV. 1858.
11. R. Buchholz, Branchipus Grubii Dybowsky. Schriften der Königlichen physikal.-ökonomischen Gesellschaft zu Königsberg. V. Jahrg. 1864.
12. Fritz Müller, Für Darwin. 1864.
13. A. Dohrn, Die embryonale Entwicklung von Asellus aquaticus. Diese Zeitschrift. Bd. XVIII. 1866.
14. E. Claparède, Studien an Acariden. Diese Zeitschr. Bd. XIX. 1867.

---

[1] L. c.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

15. E. van Beneden, Observations sur le développement de l'Asellus aquaticus. Bulletin de l'Acad. Royale de Belgique. 2me série. Tom. XXVIII. 1869.
16. —— Développement des Mysis. Ibid.
17. —— Développement de l'œuf et de l'embryon des Sacculines. Développement des genres Anchorella, Lernaeopoda, Brachiella et Hessia. Bull. de l'Ac. Roy. de Belgique. 2me série. Tome XXIX. 1870.
18. —— et E. Bessels, Mémoire sur la formation du blastoderme chez les Amphipodes, les Lernéens et les Copepodes. Mémoires couronnées et des savants étrangers présentées à l'Academie Royale de Belgique. T. XXXIV. 1870.
19. P. Fraisse, Entoniscus Cavolinii n. sp. nebst Bemerkungen über die Umwandlung und Systematik der Bopyriden. Würzburg 1870.
20. C. Claus, Zur Kenntnis des Baues und der Entwicklung von Branchipus stagnalis und Apus cancriformis. Abh. d. Königl. Gesellsch. d. Wiss. zu Göttingen. Bd. XXVIII. 1873.
21. C. v. Siebold, Über Parthenogenesis der Artemia salina. Sitzungsber. der königl. Akademie der Wissensch. zu München. 1873.
22. N. Bobretzky, Zur Embryologie des Oniscus murarius. Diese Zeitschr. Bd. XXIV. 1874.
23. F. Brauer, Vorläufige Mittheilungen über die Entwicklung und Lebensweise des Lepidurus productus Bosc. Sitzungsber. der kaiserl. Akad. der Wissensch. zu Wien. Erste Abtheilung. Bd. LXIX. 1874.
24. H. Ludwig, Über Eibildung im Thierreich. Arbeiten aus dem zool. Institut zu Würzburg. 1874.
25. H. Nitsche, Über die Geschlechtsorgane von Branchipus Grubii (von Dybowsky). Diese Zeitschr. Bd. XXV. Supplement. 1875.
26. F. Spangenberg, Zur Kenntnis von Branchipus stagnalis. Ibid.
27. F. Richters, Branchipus australis n. sp. Journal des Museum Godefroy. Heft XII. Hamburg 1876.
28. A. Weismann, Zur Naturgeschichte der Daphniden. I. Über die Bildung von Wintereiern bei Leptodora hyalina. Diese Zeitschr. Bd. XXVII. 1876.
29. P. P. C. Hoek, Zur Entwicklungsgeschichte der Entomostraken. Niederländisches Archiv für Zoologie. Bd. IV. 1877—78.
30. A. Weismann, Beiträge zur Naturgeschichte der Daphniden. II. Die Eibildung bei den Daphniden. Diese Zeitschr. Bd. XXVIII. 1877.
31. C. Grobben, Die Entwicklungsgeschichte der Moina rectirostris. Arb. aus dem zool. Institute der Universität Wien u. der zool. Station in Triest. Bd. II. 1879.
32. L. Kerschner, Über zwei neue Notodelphyiden nebst Bemerkungen über einige Organisationsverhältnisse dieser Familie. Denkschr. d. Kais. Akad. d. Wissensch. zu Wien. Math.-naturw. Klasse. Bd. XLI. Wien 1879.
33. C. Claus, Über Apseudes Latreilii Edw. und die Tanaiden. Arb. a. d. zool. Inst. d. Univ. Wien. Bd. VII. 1886.
34. —— Über Lernaeascus nematoxys Cls. und die Philichthyden. Ibid.
35. C. Grobben, Die Entwicklungsgeschichte von Cetochilus septentrionalis. Arb. a. d. zool. Inst. d. Univ. Wien. Bd. III. 1881.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

36. O. Nebeski, Beiträge zur Kenntnis der Amphipoden der Adria. Arb. a. d. zool. Inst. d. Univ. Wien. Bd. III. 1881.
37. W. Giesbrecht, Beiträge sur Kenntnis einiger Notodelphyiden. Mitth. der Zool. Station zu Neapel. Bd. III. 1882.
38. R. Walz, Über die Familie der Bopyriden, mit besonderer Berücksichtigung der Fauna der Adria. Arb. a. d. zool. Inst. d. Univ. Wien. Bd. IV. 1882.
39. Ishikawa, On the development of a Freshwater Macrurous Crustacean, Atyephira compressa de Haan. Quarterly Journal of microscopical Sciences. Vol. XXV. 1885.
40. C. Claus, Untersuchungen über die Organisation und die Entwicklung von Branchipus und Artemia. Arb. a. d. zool. Inst. d. Univ. Wien. Bd. VI. 1886.
41. J. Nusbaum, Zur Embryologie der Schizopoden (Mysis chamaeleo). Biolog. Centralblatt. Bd. VI. 1887.
42. —— Zur Embryologie des Mysis chamaeleo. Nachrichten der Gesellsch. der Naturforscher in Odessa, russisch. — О. Нусбаумъ, Къ эмбріологіи Mysis chameleo. Записки Новороссійскаго Общества естествоиспытателей, Томъ XII. 1887.
43. M. Nussbaum, On the first Changes in the Fecundated Ovum of Lepas. Annals and Magazine of Natural History. Sixt series. Vol. I. 1888.
44. C. Claus, Über den Organismus der Nebaliden und die systematische Stellung der Leptostraken. Arb. a. d. zool. Inst. d. Univ. Wien. Bd. VII. 1889.
45. M. Rossiiskaya, Études sur le développement des Amphipodes. Bulletin de la Société Impériale des Naturalistes de Moscou. Année 1889.
46. W. Schimkewitsch, Untersuchungen über die Fauna des weißen Meeres. II. Enteropis dubius. Arbeiten der Gesellsch. der Naturforscher zu St. Petersburg. Sektion für Zoologie und Physiologie. Bd. XX. 1889. Russisch. — В. Шимкевичъ. Наблюденія надъ фауной Бѣлаго моря. II. Enteropis dubius.
47. G. Cano, Morfologia dell' apparechio sessuale femminile, glandole del cemento e fecondazione nei Crostacei Decapodi. Mitth. aus der Zool. Station zu Neapel. Bd. IX. 1889—1891.
48. P. Butschinsky, Zur Entwicklungsgeschichte von Parapodopsis cornuta Czern. Nachr. der Gesellsch. der Naturforsch. in Odessa. Russisch. — П. Бучинскій, Къ исторіи развитія мизидъ. Исторія развитія Parapodopsis cornuta Czern. Записки новороссійскаго Общества естествоиспытателей. Томъ XV. 1890.
49. C. Claus, Über die Organisation der Cypriden. Anzeiger der Kaiserl. Akad. der Wissensch. zu Wien. Math.-naturw. Klasse. XXVII. Jahrg. 1890.
50. J. H. List, Über die weiblichen Geschlechtsorgane und die Eibildung bei parasitischen Copepoden (Gastrodelphyiden). Biologisches Centralblatt. Bd. IX. 1890.
51. —— Das Genus Gastrodelphys. Diese Zeitschr. Bd. XLIX. 1890.
52. H. C. Bumpus, The Embryology of the American Lobster. Journal of Morphology. Vol. V. 1891.
53. H. Bernard, Hermaphroditismus bei Phyllopoden. Jenaische Zeitschr. für Naturwissensch. Bd. XXV. Neue Folge. Bd. XVIII. Jena 1891.
54. F. H. Herrick, The Development of American Lobster. Zoolog. Anzeiger. Jahrg. XIV. 1891.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

55. Ishikawa, On the Formation of Eggs in the testis of Gebia major. Zool. Anzeiger. Jahrg. XIV. 1891.

56. J. Lebedinsky, Die Entwicklung der Daphnia aus dem Sommerei. Ibid. Jahrg. XIV. 1891.

57. Catherine Wagner, Développement de la Melita palmata. Bull. de la Soc. Impér. des Natur. de Moscou. Nouv. série. Vol. V. 1891.

58. H. M. Bernard, The Apodidae. A morphological Study. London 1892.

59. A. Brauer, Über das Ei von Branchipus Grubii v. Dyb. von der Bildung bis zur Ablage. Abhandl. der Königl. Akad. der Wissensch. zu Berlin. 1892.

60. C. Claus, Neue Beobachtungen über die Organisation und Entwicklung von Cyclops. Arb. a. d. zool. Inst. d. Univ. Wien. Bd. X. 1892.

61. —— Beiträge zur Kenntnis der Süßwasserostracoden. Ibid. Bd. X. 1892.

62. V. Häcker, Die Eibildung bei Cyclops und Canthocamptus. Zool. Jahrbücher. Abth. für Anatomie und Ontogenie der Thiere. Bd. V. 1892.

63. N. Knipowitsch, Materialien zur Kenntnis der Gruppe der Ascothoracida. Russisch. — Н. Книповичъ. Матеріады въ познанію группы Ascothoracida. St. Petersburg 1892.

64. MacMurrich, The formation of the germ-layers in the Isopod Crustacea. Zool. Anzeiger. Jahrg. XV. 1892.

65. W. F. R. Weldon, The formation of the germ-layers in Crangon vulgaris. Quarterly Journal of microscopical Sciences. Vol. XXXIII. 1892.

66. V. Häcker, Über die Entwicklung des Wintereies von Moina paradoxa. Berichte der Naturforschenden Gesellschaft zu Freiburg i. B. Bd. VII. 1893. (Diese Arbeit ist mir durch andre Verfasser bekannt, war mir aber unzugänglich.)

67. F. H. Herrick, Cement-Glands and Origin of Egg-membranes in the Lobster. Ann. and Mag. of Nat. Hist. Sixt series. Vol. XII. 1893.

68. D. Pedaschenko, Eisegmentation und Bildung der Keimblätter bei Lernaea branchialis. Naturwiss. Rundschau. Russisch. 1893. — Д. Педашенко, Сегментазія яица и образованіе зародышевыхъ пластовъ у Lernaea branchialis. Вѣстникъ естествознанія. 1893.

69. P. Butschinsky, Untersuchungen über die Entwicklung der Malacostraken. Russisch. Nachr. d. Ges. d. Naturforsch. in Odessa. — П. Бучинскій, Наблюденія надъ развитіемъ Malacostraca. Записки Новороссійскаго Общества естествоиспытателей. Томъ XIX. 1894.

70. J. P. MacMurrich, Embryology of the Isopod Crustacea. Journal of Morphology. Vol. XI. 1894.

71. J. E. S. Moore, Some points in the Origine of the Reproductive Elements in Apus and Branchipus. Quart. Journ. of micr. sc. Vol. XXXV. 1894.

72. G. W. Müller, Ostracoden. Fauna und Flora des Golfes von Neapel. 21. Monographie. Berlin 1894.

73. P. T. Groom, On the Early Development of Cirripedia. Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Vol. CLXXXV. 1895.

74. W. Blaxland Benham, The Male of Apus cancriformis. Ann. and Mag. of Nat. Hist. Sixt series. Vol. XVII. 1896.

75. H. M. Bernard, Hermaphroditismus among the Apodidae. Ibid. Vol. XVII. 1896.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

76. P. Butschinsky, Die Furchung des Eies und die Blastodermbildung der Nebalia. Zool. Anz. Jahrg. XX. 1897.
77. P. Garbowsky, Hyperienartige Amphipoden des Mittelmeeres. I. Teil. Die Sciniden. Berichte der Kommission für Erforschung des östlichen Mittelmeeres. Fünfte Reihe. XX. Zoologische Ergebnisse. IX. Denkschriften der Kaiserl. Akademie der Wissenschaften zu Wien. Math.-naturw. Klasse. Bd. LXIII. 1896.
78. M. Rossiiskaia-Koschevnikowa, Étude sur le développement embryonnaire du Gammarus pulex. Bull. d. la Soc. d. Natur de Moscou. 1896.
79. L. Roule, Études sur le développement des Crustacées. Annales des Sciences naturelles. Zoologie. VIIIe Série. Tome I et II. 1896—97.
80. W. Schimkewitsch, Studien über parasitische Copepoden. Diese Zeitschr. Bd. LXI. 1896.
81. C. Langenbeck, Formation of the Germ Layers in the Amphipod Microdeutopus gryllotalpa Costa. Journal of Morphology. Vol. XIV. 1898.
82. R. Woltereck, Zur Bildung und Entwicklung des Ostracoden-Eies. Diese Zeitschr. Bd. LXIV. 1898.
83. M. Samter, Studien zur Entwicklungsgeschichte der Leptodora hyalina Lillj. Diese Zeitschr. Bd. LXVIII. 1900.
84. A. Malaquin, Le parasitisme évolutif des Monstrillides. Archives de zoologie experimentale et génerale. Série III. Tome IX. 1901.
85. A. Ostroumow, Über die Bedeutung des osmotischen Druckes im Prozesse des Eiverlassens von Nauplien der Artemia salina. Russisch. Arbeiten der Gesellschaft der Naturforscher zu Kasan. — А. Остроумовъ, О значеніи осмотическаго давленія въ процессѣ вылупленія Nauplius — овъ изъ икры Артеміи. Труды Казанскаго Общества естествоиспытателей. Казань 1901.
86. G. O. Sars, Descriptions of some Australian Phyllopoda. Archiv for Mathematik og Naturvidenskab. Bd. XVII. 1902.
87. C. Artom, Osservazioni generali sull' Artemia salina Leach delle Saline di Cagliari. Zool. Anzeiger. Jahrg. XXIX. 1905.
88. M. Nowikoff, Untersuchungen über den Bau der Limnadia lenticularis. Diese Zeitschrift. Bd. LXXVIII. 1905.
89. Wolfgang Ostwald, Experimentelle Untersuchungen über den Saisonpolymorphismus bei Daphniden. Arch. f. Entwicklungsmech. der Organismen. Bd. XVIII. 1904.
90. V. Häcker, Die Entwicklung der Wintereier der Daphniden. Zool. Abhandl. August Weismann zu seinem 60. Geburtstage 17. Januar 1894 gewidmet. Berichte der Naturforsch. Gesellsch. zu Freiburg i. B. Bd. VIII. 1894.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Erklärung der Abbildungen.

Buchstabenerklärung:

ac.test, Acini des Testiculus;
as, äußere Schicht der Eihülle;
blc, Blastocöl;
blz, Blastulazellen;
c.ac.tes', centraler Teil des Testiculus;
cjt.pd, Bindegewebemembran des Follikelpedunculus;
dk, Dotterkörnchen;
drg, Eihüllendrüsen;
drk, Drüsenzellenkerne;
dr.od, Oviductdrüsenzellen;
dt, Dotter;
d.v, Dottervacuolen;
dxg, Drüsenzellengänge;
dxh, Eihüllendrüsenzellen;
ehp, Partikeln des Eihüllensecretes;
ei, Ei;
eik, Eikern;
ep.od, Epithel des Oviductus;
ep.ov, Epithel des Ovarium;
es, Eisack (Eitasche);
eswd, Eisackwand;
eswe, Eisackwandepithel;
ex, Extremität;
ex.11, Wand der Extremität des elften Paares;
fl, Follikel;
fl.ep, Follikelepithel;
fl.test, Follikel im Testiculus;
gr.st, Grenzstreifen zwischen der peripherischen Zone des Eies und dem Dotter;
hp, Poren der Eihülle;
hz, Herz;
int, Darm;
is, innere Schicht der Eihülle;
kh, Kernhülle;
kl, Keimlager;
ks, Kernspindel;
kw, Körperwand;
m.ex, Extremitätenmuskeln;
m.l und *l m*, Längsmuskeln;
ms, mittlere Schicht der Eihülle;
nz, Nährzellen;
nz', eingeschluckte Nährzellen;
nzr, Nährzellenreste;
o, indifferente Zellen des Eierstockes;
od, Eileiter;
od', Aussackungen des Eileiters;
o.k, Eileiterpolster;
ov, Ovarium;
oz, Eizelle;
pd, Follikelpedunculus;
pd.z, Zellen des Follikelpedunculus;
pd.z.ex, Excret der Zellen des Follikelpedunculus;
p.h, primäre Eihülle;
pz, peripherische Zone des Eies;
qm, Quermuskeln;
s.h, sekundäre Eihülle;
sl.h, Schleimhülle;
sm, Sarcolemm;
sp, Spermien;
spc, Spermatocyte;
ss, Stäbchensaum des Darmepithels;
test, Testiculus;
T.w, Wand des Testiculus;
zl, Zellenreihen des Eierstockes.

Tafel XXI.

Fig. 1. Querschnitt durch das hinterste Ende des Eierstockes von *Chirocephalus Josephinae* Gr. Vergr. etwa 260/1. Flemm. Flüss., Safranin.

Fig. 2. Querschnitt des Eierstockes von *Chirocephalus Josephinae*, ungefähr 1,5 mm vor dem hintersten Ende. Vergr. und Behandlung wie Fig. 1.

Fig. 3. Querschnitt des mittleren Teiles des Eierstockes von *Chirocephalus Josephinae*. Vergr. und Behandl. wie Fig. 1 und 2.

Fig. 4. Querschnitt des Eierstockes von *Chirocephalus Josephinae*, ungefähr 0,75 mm vor dem hintersten Ende. Vergr. und Behandl. wie Fig. 1.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 5. Querschnitt durch *Chirocephalus Josephinae* im Niveau der Einmündung der Eileiter in den Eisack. Flemm. Gem., Safranin. Vergr. 30/1.

Fig. 6. Querschnitt des vordersten Teiles des Eierstockes von *Chirocephalus Josephinae*. Vergr. und Behandl. wie Fig. 1.

Fig. 7. Querschnitt des Eierstockes von *Chirocephalus Josephinae*, ungefähr 0,3 mm vor dem hintersten Ende. Vergr. und Behandl. wie Fig. 1.

Fig. 8. Teil eines Schnittes durch das Ei von *Chirocephalus Josephinae*. Zenkers Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 350/1.

Fig. 9. Querschnitt des Eierstockes von *Chirocephalus Josephinae* im vorderen Dritteil. Flemm. Gem., Safranin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 10. Schnitt durch ein Ei von *Chirocephalus Josephinae* im Morulastadium. Apáthys Sublimat, Ehrlich-Biondi-Heidenhains Dreifarbengemisch. Vergr. 260/1.

Fig. 11. Vier Zellen der Eihüllendrüse von *Chirocephalus Josephinae*. Zenkers Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 12. Teil eines Schnittes durch den Eierstock von *Chirocephalus Josephinae*. Gilsons Sublimat, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 13. Querschnitt des Eierstockes von *Chirocephalus Josephinae* mit einem pathologisch deformierten Ei. Flemm. Gem., Safranin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 14. Schnitt durch ein in den Eisack eingetretenes, aber von den Eihüllen noch unvollständig bekleidetes Ei von *Chirocephalus Josephinae*. Flemmings Gemisch, Safranin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 15. Schnitt durch ein Ei von *Chirocephalus Josephinae* im Blastulastadium. Zenkers Gemisch, Heidenhains Eisenhämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 16. Schnitt durch ein Ei von *Chirocephalus Josephinae* im Blastulastadium. Osmiumsäure mit Holzessig reduziert. Vergr. etwa 260/1.

Tafel XXII.

Fig. 17. Querschnitt des Eierstockes von *Chirocephalus Josephinae* im vorderen Dritteil. Flemmings Gemisch, Safranin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 18. Teil eines Längsschnittes durch den Eierstock von *Chirocephalus Josephinae*. Zenkers Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 19. Schnitt durch ein aus dem Eileiter in den Brutraum austretendes Ei von *Lepidurus productus*. Tellyesnitzkys Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 20. Längsschnitt des Eifollikels von *Lepidurus productus*. Flemm. Gemisch, Safranin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 21. Schnitt durch zwei Eifollikel von *Lepidurus productus*. Tellyesnitzkys Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 22. Teil eines Schnittes durch den Eierstock von *Chirocephalus Josephinae*. Gilsons Sublimat, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 23. Längsschnitt durch einen fortgeschrittenen Eifollikel von *Lepidurus productus*. Tellyesnitzkys Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 206/1.

Fig. 24. Querschnitt durch ein aus dem Follikel ausgetretenes Ei von *Lepidurus productus*. Alkohol, Ehrlich-Biondi-Heidenhains Dreifarbengemisch. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 25. Teil eines Querschnittes durch den Eierstock von *Chirocephalus Josephinae*. Gilsons Sublimat, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 26. Längsschnitt durch einen etwas mehr als den auf der Fig. 25

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

abgebildeten entwickelten Eifollikel von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 27. Teil eines Schnittes durch das im Follikelpedunculus befindliche Ei von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 28. Schnitt durch den Eierstock von *Chirocephalus Josephinae*. Gilsons Sublimat, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 29. Schnitt durch ein reifendes Ei von *Chirocephalus Josephinae*. Zenkers Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 30. Teil eines Schnittes durch zwei in den Oviduct eingetretene Eier von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 31. Schnitt durch einen Secretklumpen im Eileiter von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 32. Schnitt durch einen Eifollikel von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 33. Längsschnitt durch ein zum Austreten aus dem Follikel fertiges Ei von *Lepidurus productus*. Tellyesnitzkys Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 34. Schnitt durch verschiedene Follikelpedunculi und ein im Follikelpedunculus sich befindendes Ei von *Lepidurus productus*. Tellyesnitzkys Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Tafel XXIII.

Fig. 35. Schnitt durch zwei sich im distalen Ende des Oviducts befindende Eier von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 36. Schnitt durch ein zum Austreten aus dem Eileiter fertiges Ei von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 37. Teil eines Schnittes durch einen aufgetriebenen, kein Ei enthaltenden, aber das Eihüllensecret secernierenden Follikelpedunculus von *Lepidurus productus*. Tellyesnitzkys Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 350/1.

Fig. 38. Längsschnitt durch einen aufgetriebenen, kein Ei enthaltenden, aber das Eihüllensecret ausscheidenden Follikelpedunculus von *Lepidurus productus*. Tellyesnitzkys Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 39. Längsschnitt durch ein sich in dem Eisack befindendes Ei von *Chirocephalus diaphanus* im Blastulastadium. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 40. Schnitt durch ein reifes Ei von *Limnetis brachyurus*. Apáthys Sublimat, Ehrlich-Biondi-Heidenhains Dreifarbengemisch. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 41. Längsschnitt durch einen Eifollikel von *Limnetis brachyurus*. Apáthys Sublimat, Boraxkarmin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 42. Längsschnitt durch den Hoden von *Lepidurus productus*. Zenkers Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 100/1.

Fig. 43. Schnitt durch einen Eifollikel aus dem Hoden von *Lepidurus productus*. Zenkers Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 44. Schnitt durch ein zum Austreten aus dem Eifollikel fertiges Ei von *Lepidurus productus*. Alkohol, Ehrlich-Biondi-Heidenhains Dreifarbenmischung. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 45. Schnitt durch ein sich im Brutraume schon ziemlich lange be-

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

findendes Ei von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 46. Querschnitt durch ein sich in der Nachbarschaft der Einmündung des Eierstockes befindendes Ei von *Limnetis brachyurus*. Flemmings Gemisch, Safranin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 47. Querschnitt durch ein aus dem Follikelpedunculus eben ausgetretenes Ei von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 48. Längsschnitt durch einen Eifollikel von *Estheria tetracera*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 49. Schnitt durch den Hoden von *Lepidurus productus* mit einem degenerierenden Eifollikel. Zenkers Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 50. Teil eines Schnittes durch die Eihüllendrüse von *Streptocephalus auritus*. Essigsäuresublimat, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 51. Schnitt durch ein eben in den Brutraum eingetretenes Ei von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 52. Schnitt durch eine Eizelle von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 53. Schnitt durch ein abgelegtes Ei von *Limnetis brachyurus*. Apáthys Sublimat, Ehrlich-Biondi-Heidenhains Dreifarbengemisch. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 54. Schnitt durch eine Nährzelle von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 55. Schnitt durch ein abgelegtes Ei von *Artemia salina*. Osmium mit Holzessig reduziert, Dahlia-Violett. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 56. Teil eines Schnittes durch das Ei von *Lepidurus productus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 350/1.

Fig. 57. Teil eines Schnittes durch die Eihülle von *Apus cancriformis* Alkohol, Hämatoxylin. Vergr. etwa 350/1.

Tafel XXIV.

Fig. 58. Querschnitt durch ein Ei von *Streptocephalus auritus*, welches einen fertigen *Nauplius* enthält. Apáthys Sublimat, Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 59. Querschnitt durch den Eisack von *Streptocephalus auritus* mit zwei eben eingetretenen Eiern. Zenkers Gemisch, Boraxkarmin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 60. Querschnitt durch einen noch leeren Eisack von *Streptocephalus auritus*. Zenkers Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 61. Schnitt durch ein sich im Blastulastadium befindendes Ei von *Branchipodopsis affinis*, bei welchem die sekundäre Eihülle nicht ausgebildet, sondern in Form von feinsten Kügelchen ausgeschieden war. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 62. Längsschnitt durch den Eierstock von *Streptocephalus auritus*. Essigsäuresublimat, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 63. Schnitt durch ein Ei von *Branchipodopsis affinis*, welches von den ausgebildeten Eihüllen bedeckt ist. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 64. Querschnitt des Ovarium von *Chirocephalus carnuntanus* Br. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 65. Schnitt durch den Eierstock und den Eileiter von *Limnetis brachyurus*. Apáthys Sublimat, Boraxkarmin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 66. Querschnitt durch *Branchipodopsis affinis* im Niveau der Ausmündungen der Eileiter in den Eisack. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 30/1.

Fig. 67. Längsschnitt durch den Eierstock von *Streptocephalus auritus*. Essigsäuresublimat, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 68. Querschnitt durch den Eierstock von *Chirocephalus carnuntanus*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 69. Zwei zerzupfte Zellen aus dem Eierstock von *Streptocephalus auritus*. Zenkers Gemisch, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 70. Teil eines Längsschnittes durch das Ovarium von *Streptocephalus auritus*. Essigsäuresublimat, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 71. Querschnitt durch den Eierstock von *Daphnia magna*. Apáthys Sublimat, Hämatein. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 72. Schnitt zweier Zellen aus der Eihüllendrüse von *Streptocephalus auritus*. Essigsäuresublimat. Boraxkarmin. Vergr. etwa 350/1.

Fig. 73. Schnitt durch ein jüngeres, aber sich schon im Eisacke längere Zeit befindendes Ei von *Streptocephalus auritus*. Apáthys Sublimat, Hämatein. Vergr. etwa 260/1.

Fig. 74. Längsschnitt durch den Eierstock von *Branchipodopsis affinis*. Alkohol, Böhmers Hämatoxylin. Vergr. etwa 100/1.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 1.

Fig. 2.

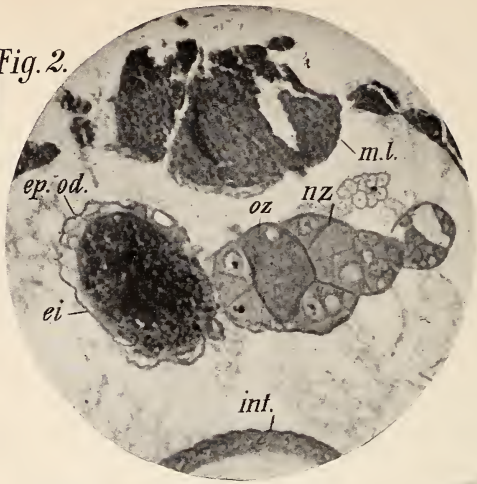


Fig. 3.

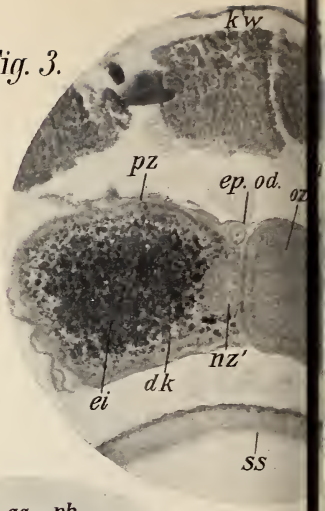


Fig. 6.

Fig. 7.

Fig. 8.

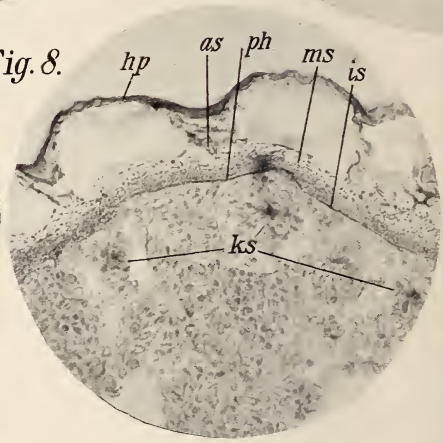


Fig.

Fig. 13.

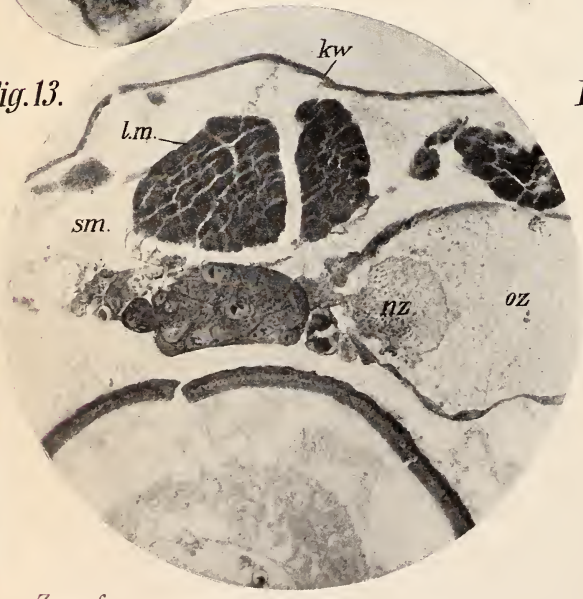
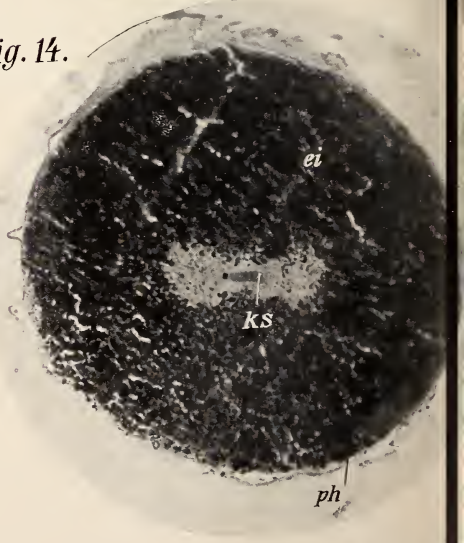


Fig. 14.



© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 4.

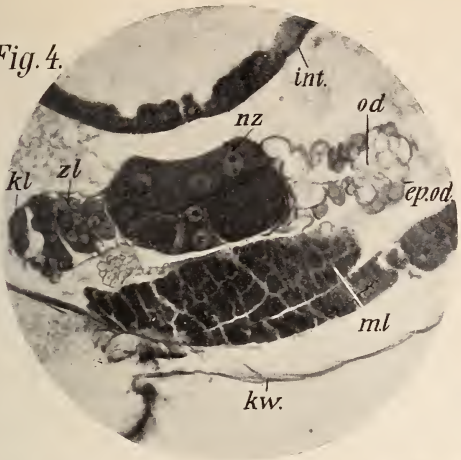


Fig. 5.

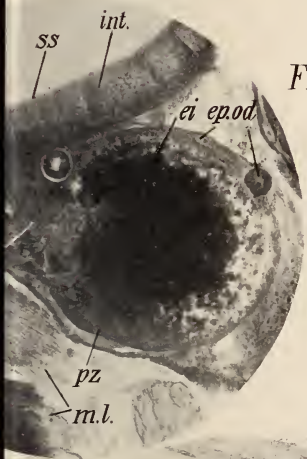


Fig. 10.

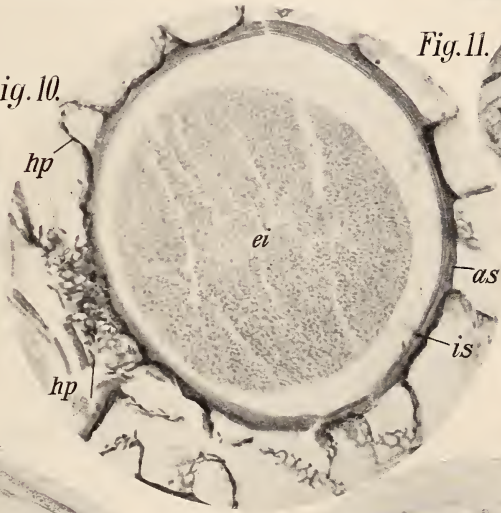
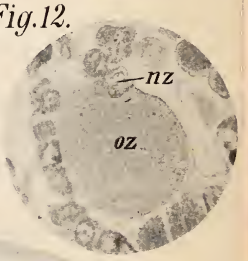


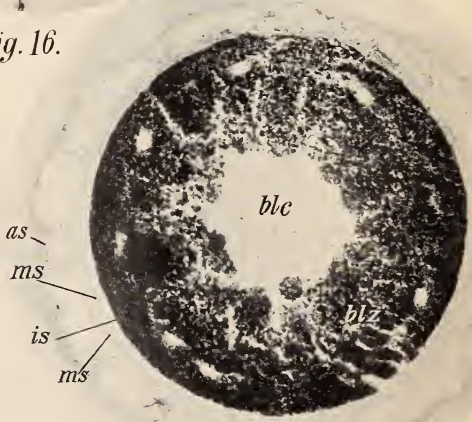
Fig. 11.

Fig. 12.



. 15.

Fig. 16.



© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 1.

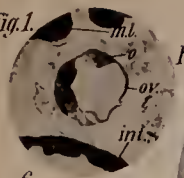


Fig. 2.

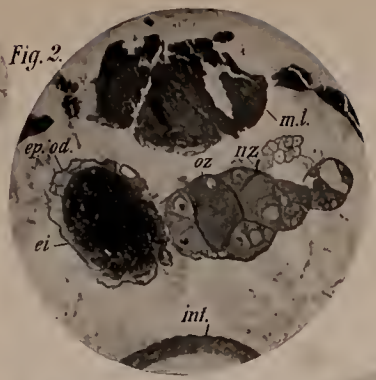


Fig. 3.

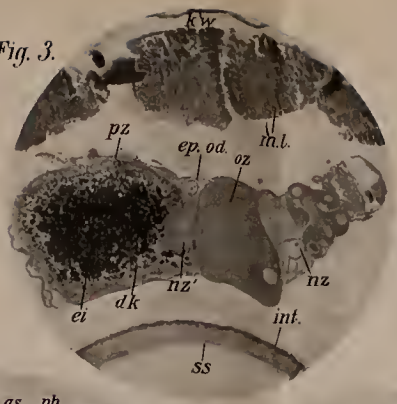


Fig. 4.

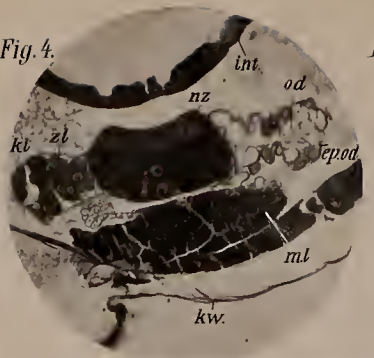


Fig. 5.

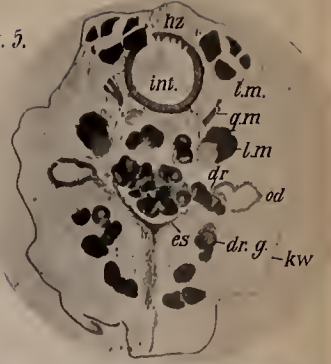


Fig. 6.

Fig. 7.

Fig. 8.

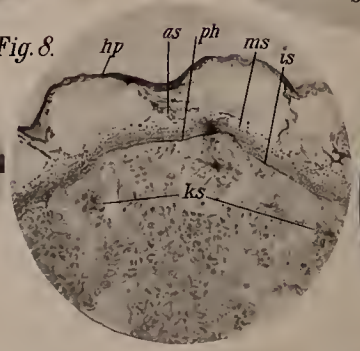


Fig. 9.

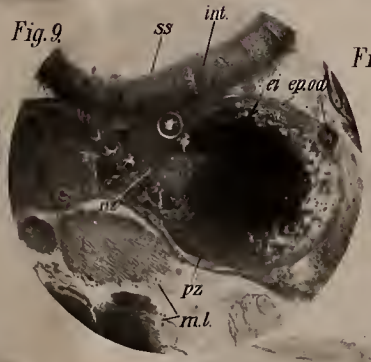


Fig. 10.

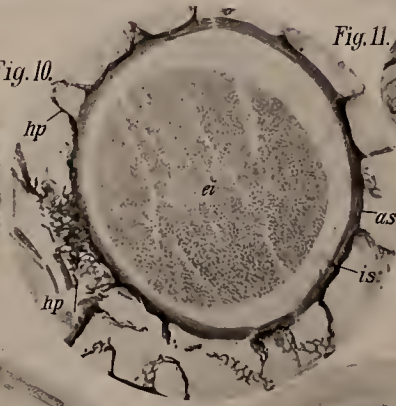


Fig. 11.

Fig. 12.

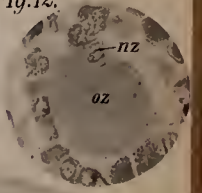


Fig. 13.

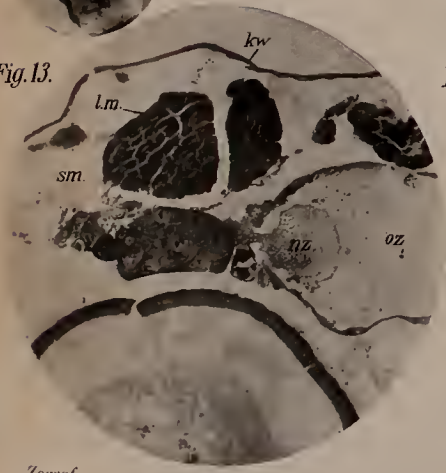
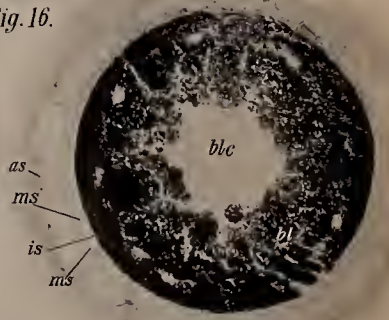


Fig. 14.

Fig. 15.

Fig. 16.



Verlag von Wilhelm Engelmann in Leipzig.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 17.

Fig. 18.

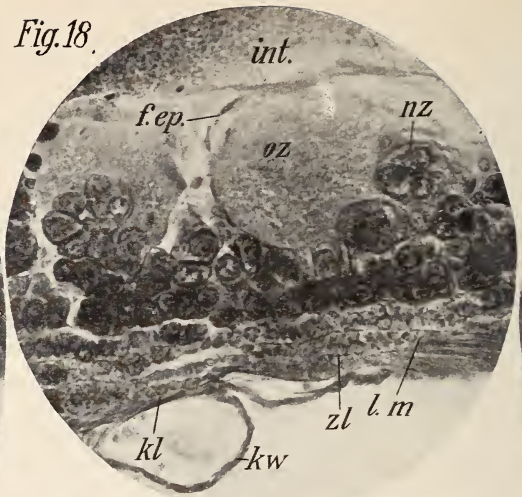


Fig. 19.

Fig. 24.

Fig. 25.

Fig. 23.

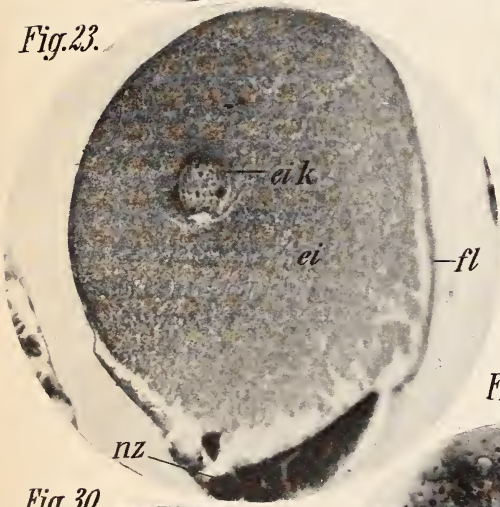


Fig. 29.

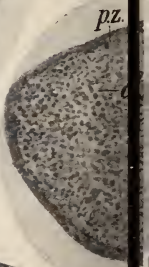


Fig. 31.

Fig. 32.

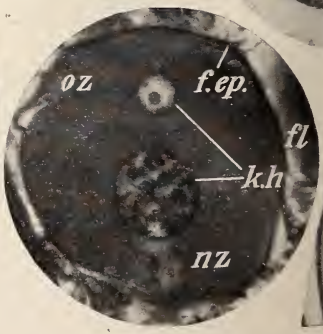
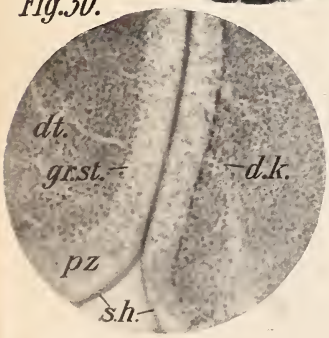


Fig. 30.



© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig.20.

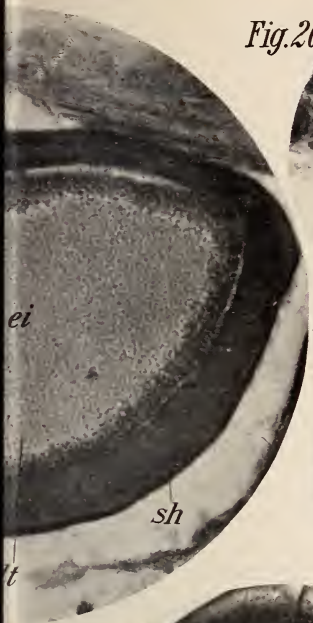


Fig.21.

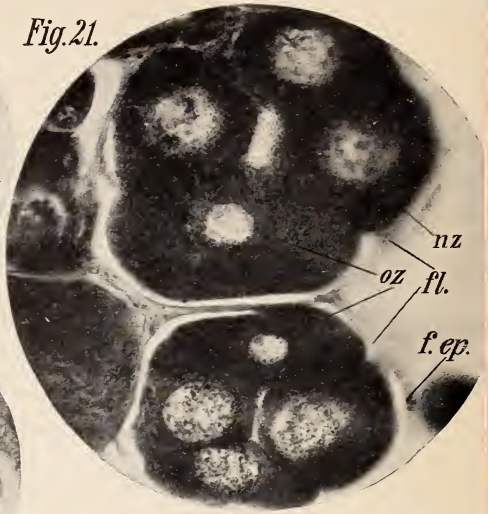


Fig.22.

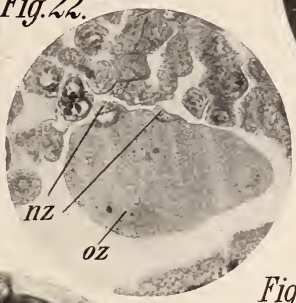


Fig.28.

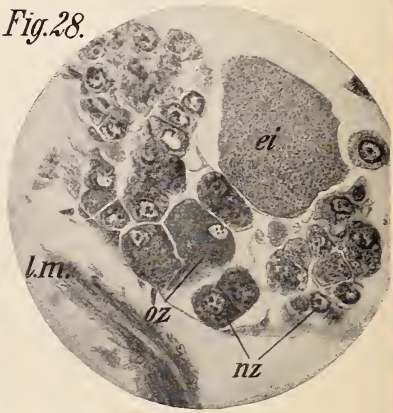


Fig.27.

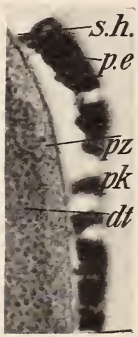


Fig.26.

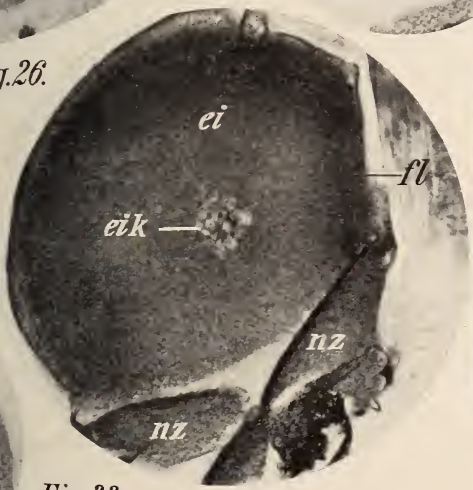


Fig.34.

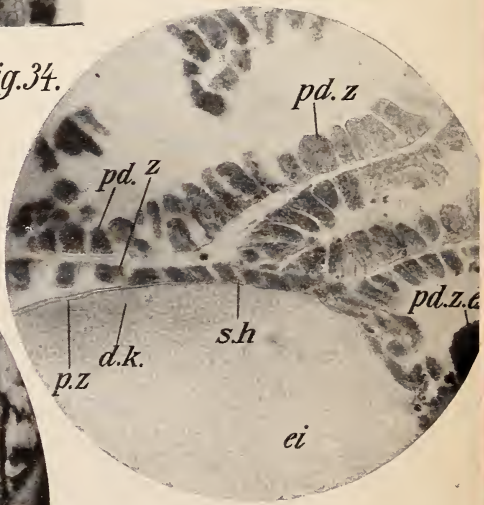
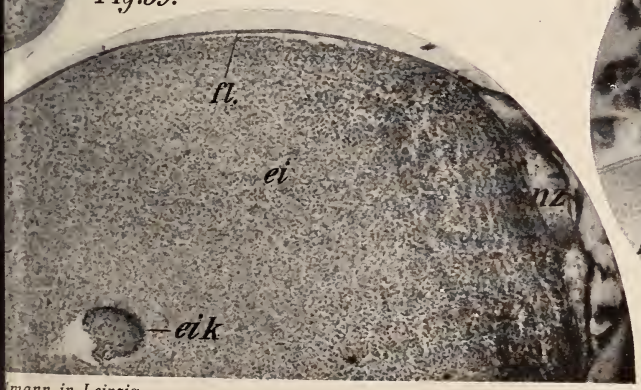


Fig.33.



mann in Leipzig.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 17.

Fig. 18.

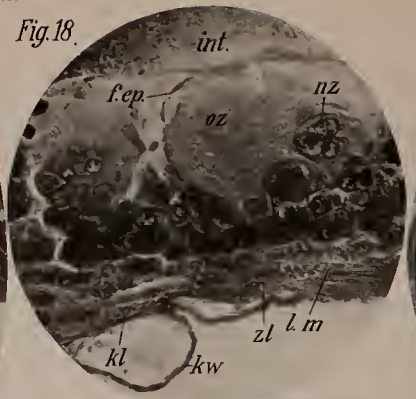


Fig. 19.

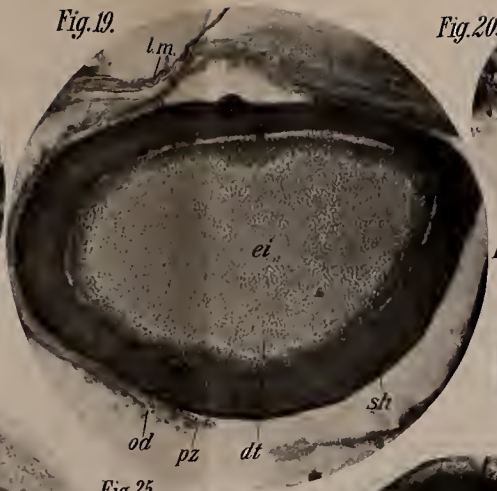


Fig. 20.

Fig. 21.

Fig. 22.

Fig. 23.

Fig. 24.

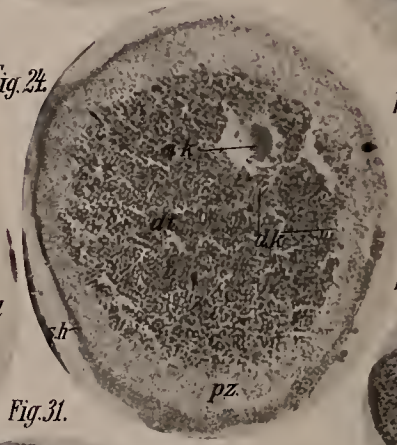


Fig. 25.

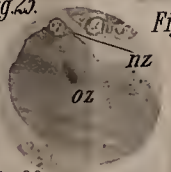


Fig. 26.

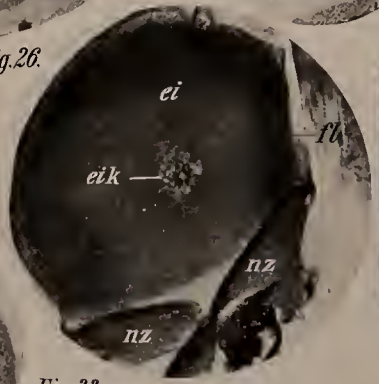


Fig. 27.

Fig. 28.

Fig. 29.

Fig. 30.

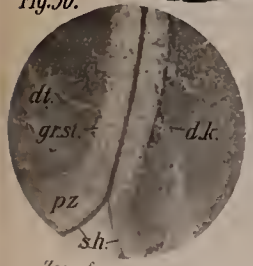


Fig. 31.

Fig. 32.

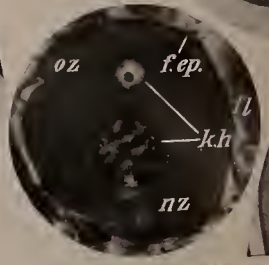
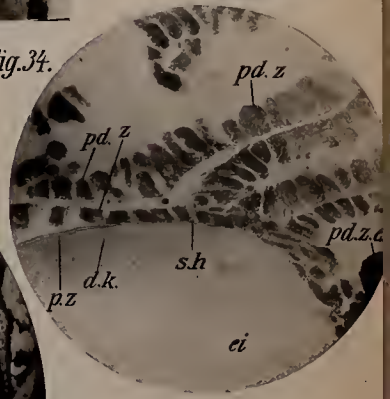


Fig. 33.

Fig. 34.



Verlag von Wilhelm Engelmann in Leipzig.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 35.

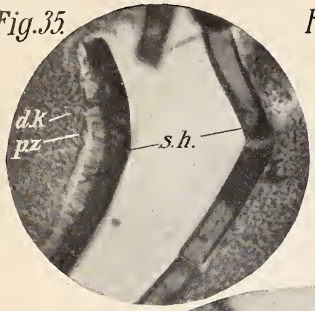


Fig. 36.

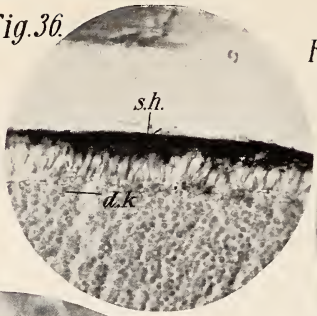


Fig. 37.

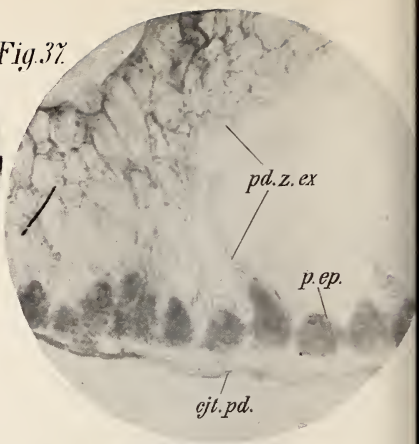


Fig. 42.

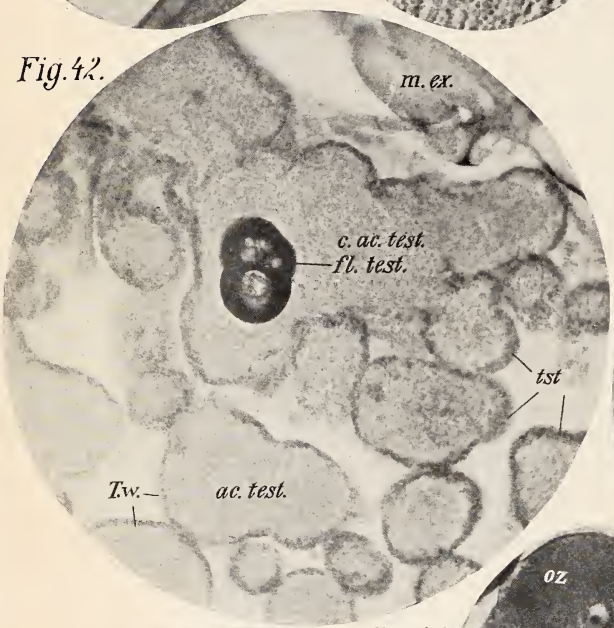


Fig. 43.

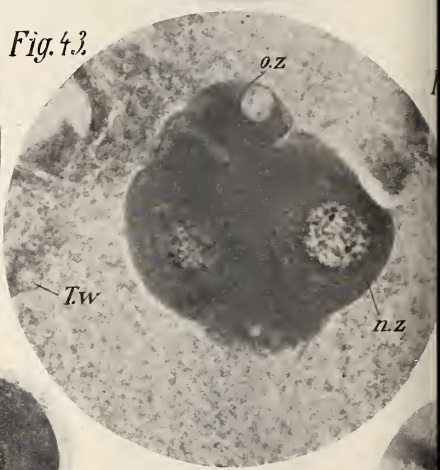


Fig. 48.

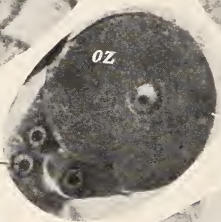


Fig. 47.

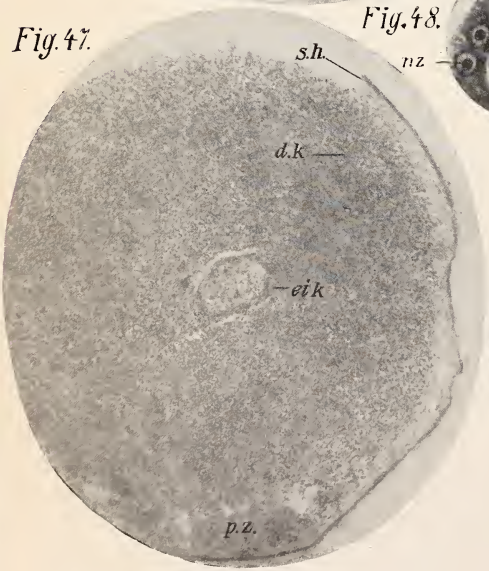


Fig. 49.

Fig. 55.

Verlag von Wi

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 39.

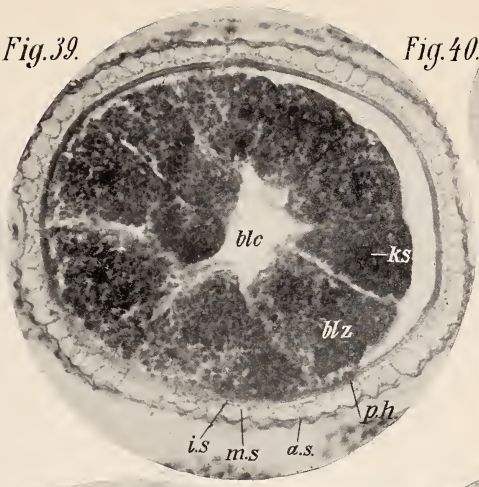


Fig. 40.

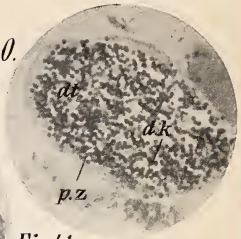


Fig. 41.

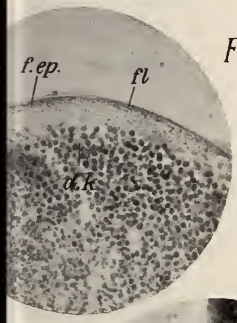


Fig. 45.

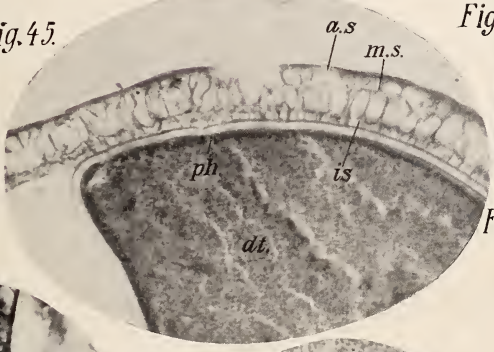


Fig. 46.

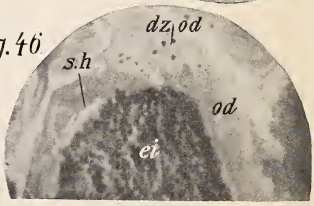


Fig. 53.

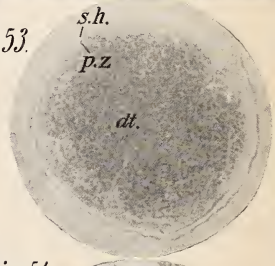


Fig. 51.

Fig. 52.

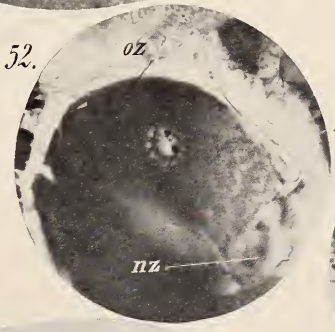


Fig. 54.

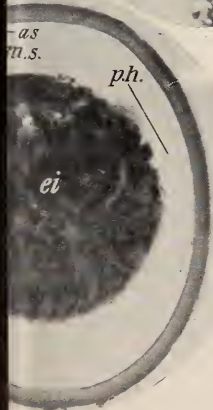


Fig. 56.

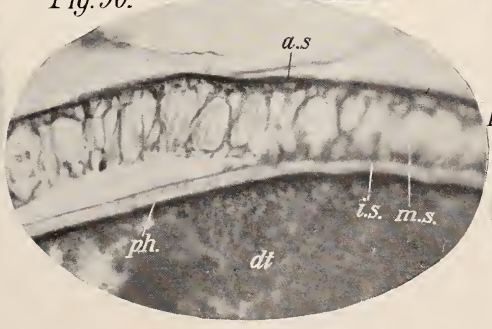
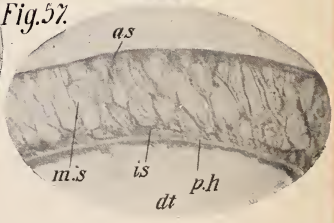


Fig. 57.



...n in Leipzig.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 35.

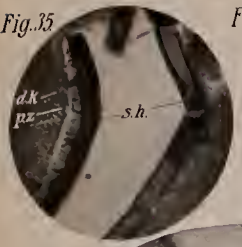


Fig. 36.

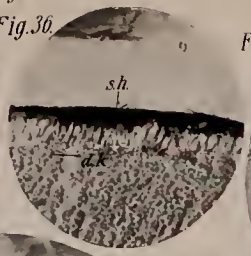


Fig. 37.

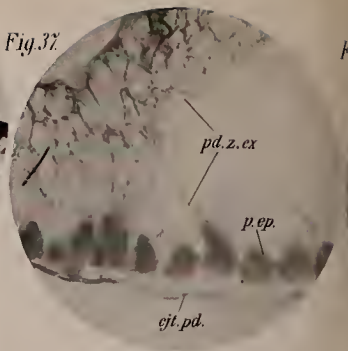


Fig. 38.

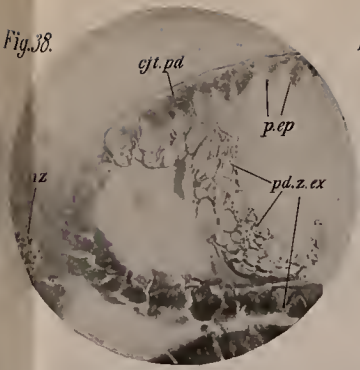


Fig. 39.

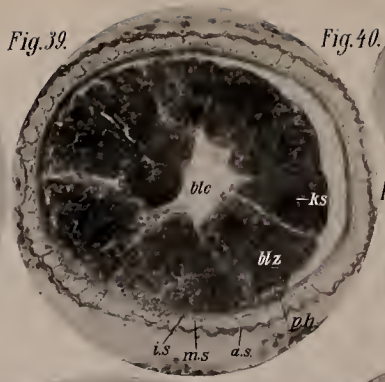


Fig. 40.

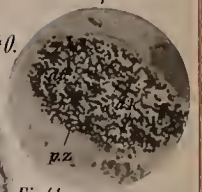


Fig. 41.

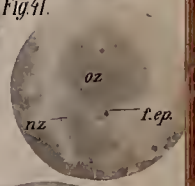


Fig. 42.

Fig. 43.

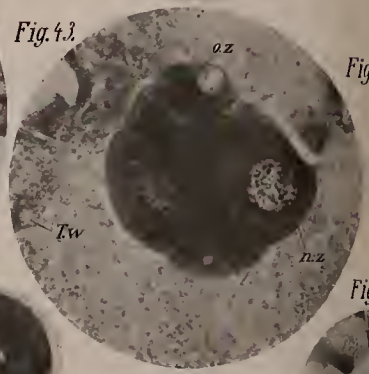


Fig. 44.

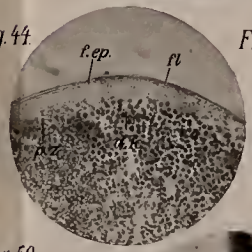


Fig. 45.

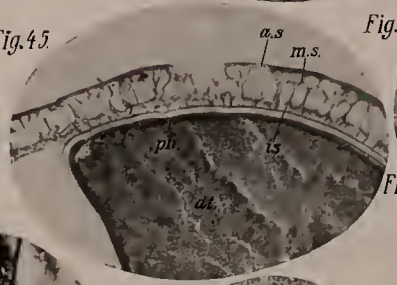


Fig. 46.

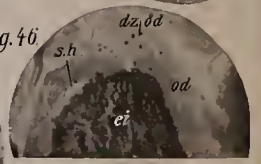


Fig. 53.

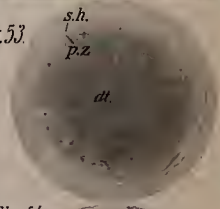


Fig. 47.

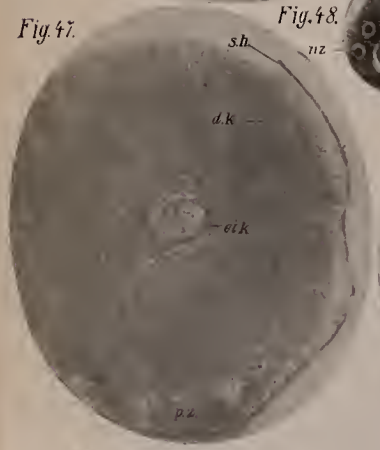


Fig. 48.

Fig. 49.

Fig. 50.

Fig. 51.

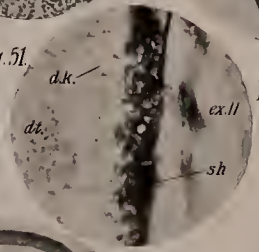


Fig. 52.

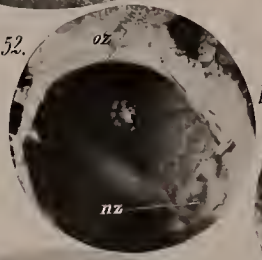


Fig. 54.

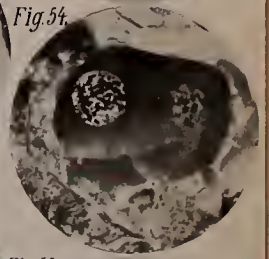


Fig. 55.

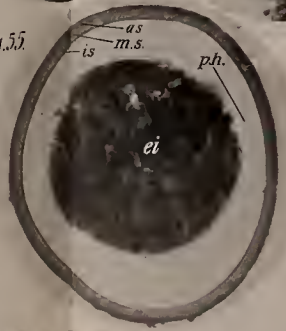


Fig. 56.

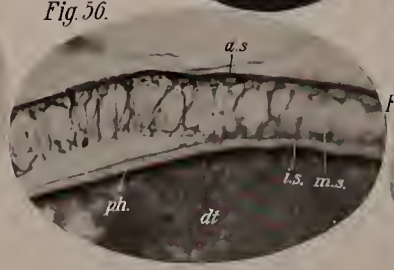
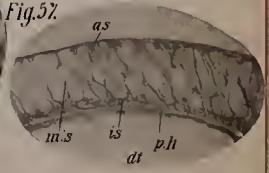


Fig. 57.



Verlag von Wilhelm Engelmann in Leipzig.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 58.

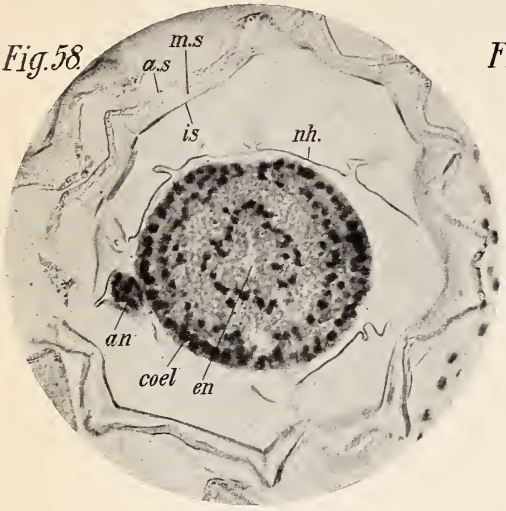


Fig. 59.

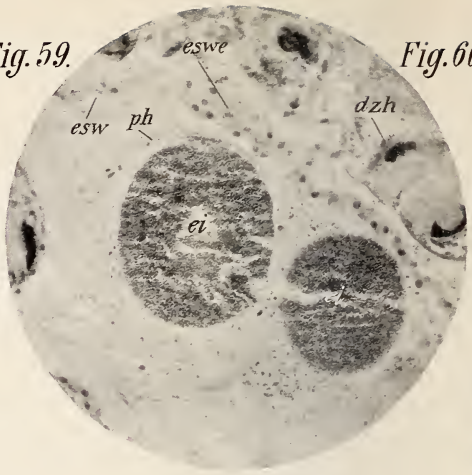


Fig. 60.

Fig. 63.

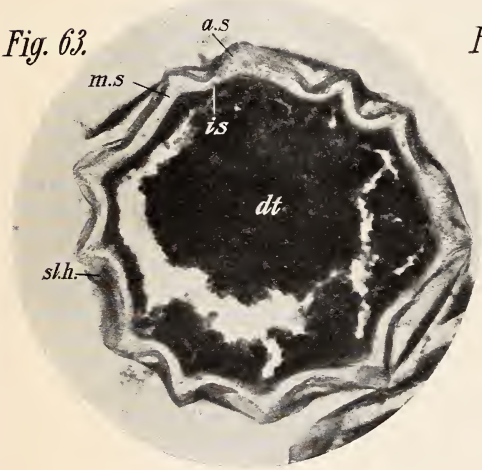


Fig. 64.

Fig. 65

Fig. 68.

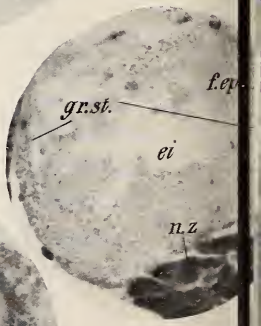
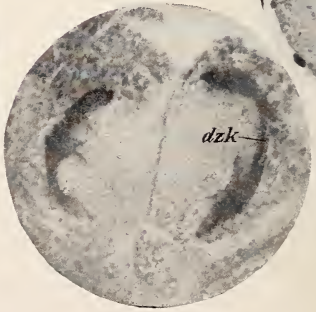


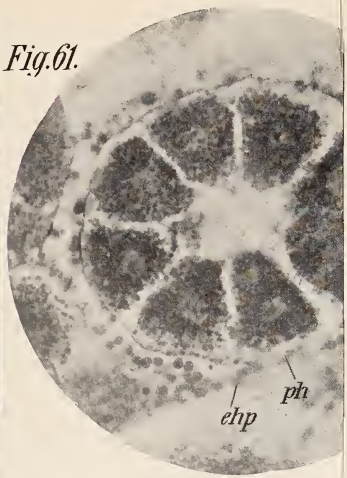
Fig. 71.

Fig. 72.



© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 61.



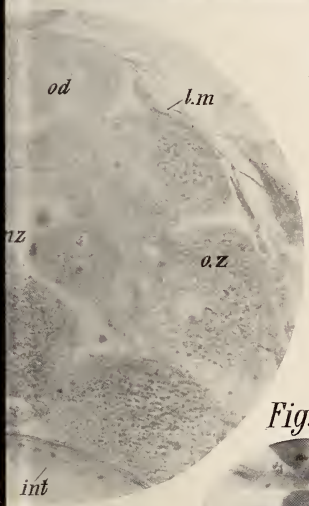


Fig. 66.

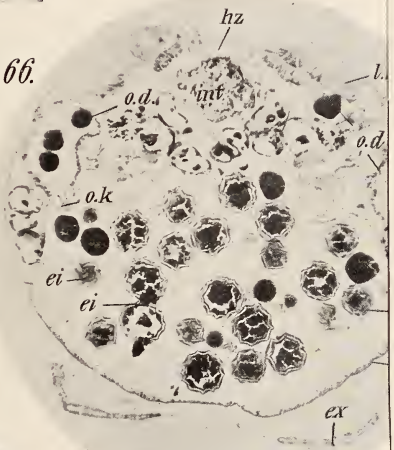


Fig. 69.

Fig.

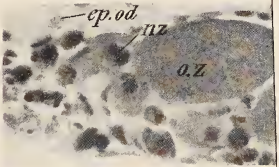
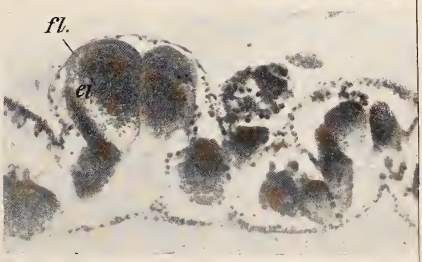


Fig. 73.



...hann in Leipzig.

© Biodiversity Heritage Library, http://www.biodiversitylibrary.org/; www.zobodat.at

Fig. 58.

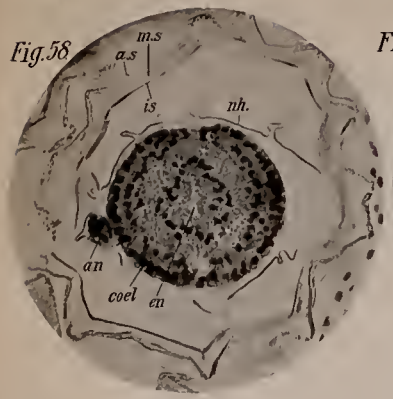


Fig. 59.

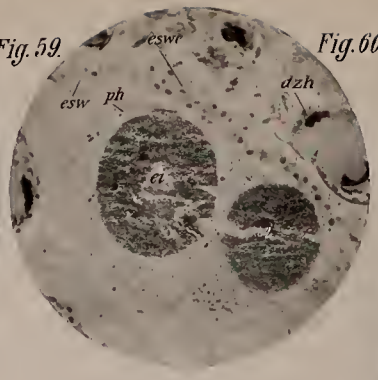


Fig. 60.

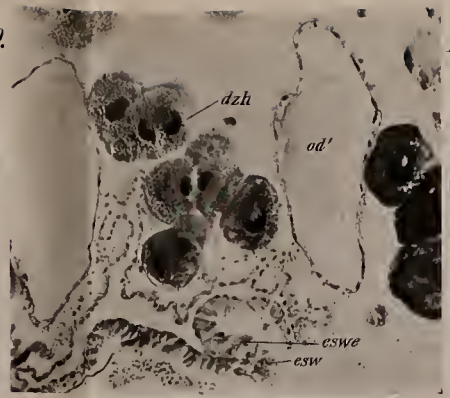


Fig. 61.

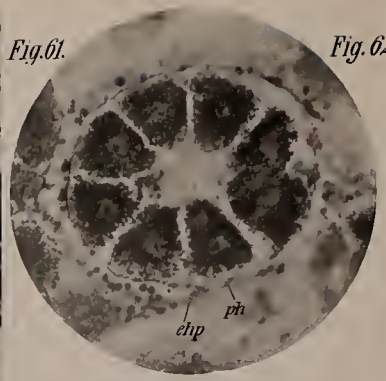


Fig. 62.

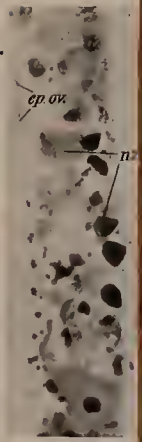


Fig. 63.

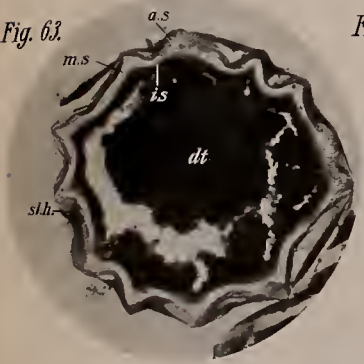


Fig. 64.

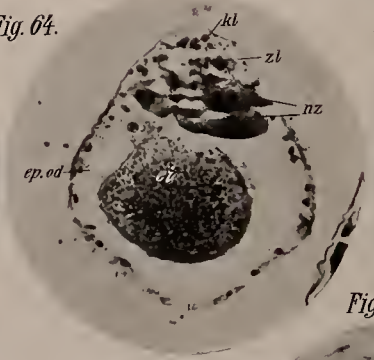


Fig. 65.

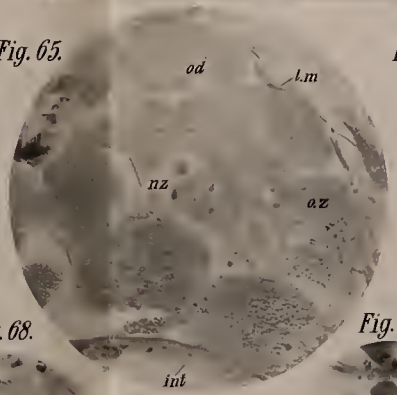


Fig. 66.

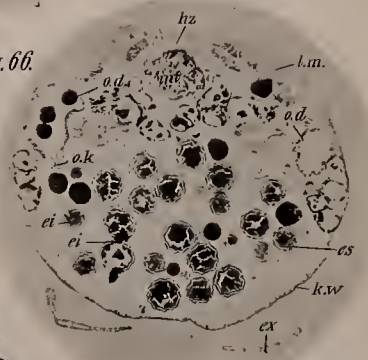


Fig. 67.

Fig. 68.

Fig. 69.

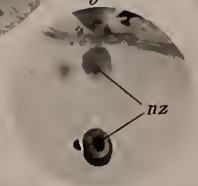


Fig. 70.

Fig. 71.

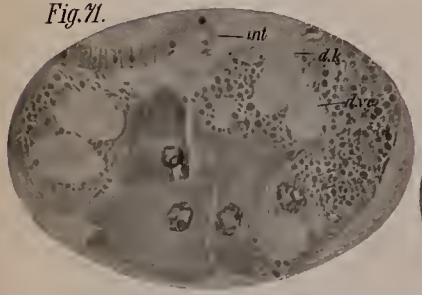


Fig. 72.

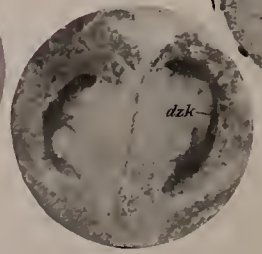


Fig. 73.

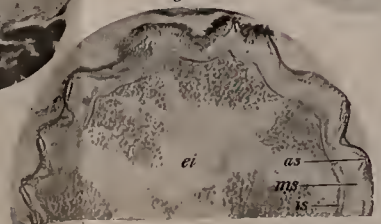


Fig. 74.

Verlag von Wilhelm Engelmann in Leipzig.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie

Jahr/Year: 1907

Band/Volume: 86

Autor(en)/Author(s): Zograf Nicolaus von

Artikel/Article: Phyllopodenstudien 446-522