

## XII. a<sub>3</sub> Asciacea

32957

von JOHAN HUUS, Bergen

Mit 63 Abbildungen

### Inhaltsübersicht

	Seite XII. a		Seite XII. a
Charakteristik . . . . .	49	2. Verdauung und Verdauungsenzyme . . . . .	82
Eidonomie und Anatomie		3. Reservestoffe . . . . .	84
1. Äußere Form . . . . .	50	4. Exkretion . . . . .	84
2. Größe . . . . .	51	5. Atmung . . . . .	85
3. Farbe . . . . .	51	6. Zirkulationssystem . . . . .	85
4. Epidermis . . . . .	51	7. Physiologie des Herzens . . . . .	87
5. Zellulosemantel . . . . .	52	8. Histologie und Chemie des Blutes . . . . .	89
6. Muskulatur . . . . .	52	9. Organe unbekannter Bedeutung . . . . .	90
7. Siphonen und Tentakel . . . . .	53	Sinnesleben, Reflexe . . . . .	91
8. Kiemendarm . . . . .	54	Entwicklungsgeschichte	
9. Peribranchialräume . . . . .	55	1. Fortpflanzung . . . . .	93
10. Darmkanal . . . . .	56	2. Embryonalentwicklung . . . . .	95
11. Geschlechtsorgane . . . . .	57	3. Larven . . . . .	98
12. Nervensystem . . . . .	58	4. Metamorphose . . . . .	100
Untersuchungstechnik . . . . .	60	5. Ungeschlechtliche Fortpflanzung . . . . .	101
Systematische Übersicht . . . . .	61	6. Generationswechsel . . . . .	105
Bestimmungsschlüssel . . . . .	63	7. Lebensdauer . . . . .	106
Vorkommen und Verbreitung		Beziehungen zur Umwelt	
1. Biotope . . . . .	75	1. Teilnahme an Biozönosen . . . . .	107
2. Abhängigkeit vom Salzgehalt . . . . .	76	2. Synöken . . . . .	107
3. Horizontale Verbreitung . . . . .	76	3. Entöken und Parasiten . . . . .	108
4. Verbreitungslisten . . . . .	77	4. Feinde . . . . .	110
5. Vertikale Verbreitung . . . . .	81	Wirtschaftliche Bedeutung . . . . .	110
6. Verbreitungsmittel . . . . .	81	Literatur . . . . .	111
Physiologie			
1. Nahrung und Nahrungsaufnahme . . . . .	81		

### Charakteristik

Die Aszidien oder Seescheiden sind sessile Tunikaten mit weit nach vorn-dorsal, unweit der Branchialöffnung verlagert Atrialöffnung und mit vielen Kiemenspalten im Kiemendarm, meist in Querreihen angeordnet. Mit wenigen Ausnahmen sind die Aszidien Hermaphroditen; Vermehrungsweise entweder nur geschlechtlich (solitäre Aszidien) oder außerdem durch Knospung (koloniebildende Aszidien). Von einigen *Molgulidae* mit direkter



Wand ein; gleichzeitig nähern sich die Umschlagränder einander entlang einer mittleren Strecke, wo sie in vielen Fällen verwachsen. So entsteht ein doppelwandiges, an beiden Enden offenes Rohr; die innere (eingestülpte) Wand bildet das Myokard, die äußere das Perikard; zwischen beiden liegt die allseitig geschlossene Perikardialhöhle. Die vom Myokard umschlossene Herzhöhle öffnet sich an beiden Enden durch Ostien nach außen, d. h. in die Blutbahnen hinein.

Das Myokard ist aus einschichtigem Epithel aufgebaut, das auf seiner der Herzhöhle zugekehrten Seite mit Myofibrillen versehen ist. Das Perikard besteht aus einem besonders niedrigen einfachen Epithel; hier sind keine Myofibrillen nachgewiesen worden.

Das Herz findet sich bei *Synoicidae* am Hinterende des Postabdomen, bei *Didemnidae* und *Polycitoridae* im Abdomen dicht neben der Darmschlinge. Auch bei den meisten übrigen Aszidien liegt das Herz in unmittelbarer Nähe des Darmes: bei *Ciona* und *Corella* an der Vorderseite des Magens, bei *Asciidiidae* entlang der Ventralseite der Intestinalschlinge, bei den *Botryllidae* dicht hinter dem Kiemensack usw. Eine besondere Lage nimmt das Herz bei den *Molgulidae* ein, wo es sich meist in der Leibeswand der rechten Körperseite (der Darmtraktus liegt bei den Molguliden stets auf der linken Körperseite) dicht neben dem Nierensack vorfindet.

Die Gefäße sind nicht ein System selbständiger Endothelröhren, sondern als Blutbahnen dienende Lückenräume in der primären Leibeshöhle. Dennoch sind sie teilweise mit Endothel ausgekleidet, und besonders die größeren Gefäßstämme haben den Charakter echter, selbständiger Endothelgefäße; viele kleinere Gefäße dagegen entbehren der endothelialen Auskleidung, z. B. die meisten Gefäße der Kiemewand.

Vom Verlauf der Gefäße seien folgende Hauptzüge erwähnt:

1) Das *Hypobranchialgefäß* entspringt dem ventralen (bzw. vorderen) Herzende und läuft medio-ventral dem Endostyl dicht entlang. Vorn setzt es sich in die Ringgefäße des Flimmerbogens und des Tentakelträgers fort. Eine Reihe von Seitenästen leiten aus dem Ventralgefäß in die Gefäße des Kiemendarmes ein, andere führen zur Leibeswand.

2) Das *Viszeralgefäß* entspringt dem dorsalen (bzw. hinteren) Ende des Herzens und leitet das Blut, gewöhnlich durch mehrere Äste, zu den verschiedenen Teilen der Eingeweide (Magen, Darm, Geschlechtsorgane), wo es sich in ein Kapillarnetz auflöst.

3) Das *Dorsalgefäß* läuft medio-dorsal entlang der Basis der Dorsalfalte. Es entsteht hinten aus dem Kapillarnetz der Eingeweide; vorn löst es sich in ein Lakunensystem auf, welches das Ganglion und die benachbarten Organe, Neuraldrüse und Flimmerorgan, umgibt und in die Ringgefäße des Flimmerbogens und des Tentakelträgers ausmündet. Eine Reihe von Seitenästen verbinden das Dorsalgefäß mit dem Gefäßnetz der Kiemewand; auch werden Seitenäste zur Leibeswand abgegeben.

4) Die *Leibeswandgefäße* stehen, wie erwähnt, in Verbindung sowohl mit dem Hypobranchial- als auch mit dem Dorsalgefäß; ferner bestehen vorn Verbindungen mit dem Ringsinus des Flimmerbogens, hinten mit dem Kapillarsystem der Eingeweide.



Die Nierenbläschen der Aszidiiden und Pyuriden sind wie die Molguliden-Niere von einem einschichtigen kubischen oder Zylinderepithel aufgebaut, dessen Zellen die exkretorisch tätigen Elemente sind. Das Exkretmaterial wird hier nicht in den Zellen selbst gespeichert, sondern in den von diesen allseitig umschlossenen Hohlraum entleert und besteht aus Flüssigkeit, in der sich Harnkonkremente verschiedener Form und Farbe befinden. Der Nierensack der *Molgulidae* enthält entweder mehrere größere Konkreme oder einen einzigen mächtigen Konkrementstab. Auch bei den *Pyuridae* und *Ascidiiidae* enthält jede Nierenblase ein braunes oder gelbes Konkrement; außerdem liegen in der Pyuriden-Niere unzählige kleine Stäbchen (Kristallstäbchen). Die Harnkonkremente sind konzentrisch geschichtet und nehmen nach und nach an Größe zu.

Nach AZEMA vollzieht sich die Exkretion auf folgende Weise: Die Konkreme entstehen in den Wandzellen der Nierenblasen in kleinen Vakuolen; in jeder Zelle sind immer eine größere und mehrere kleinere Vakuolen vorhanden. Durch Platzen der größeren Vakuolen, das gleichzeitig und rhythmisch in sämtlichen Zellen einer Blase stattfinden soll, gelangen die Konkrementkörnchen in das Blasenlumen, wo sie sich dem schon vorhandenen Konkrement anheften. Unabhängig von der Ausscheidung dieser Körnchen geschieht die Exkretion der flüssigen Stoffe kontinuierlich von der ganzen Oberfläche der dem Blasenlumen zugekehrten Seite der Wandzellen aus (*Ascidiella aspersa*).

5. **A t m u n g.** — Als Atmungsorgan der Aszidien gilt in erster Reihe der mit einer großen Zahl bewimpertes Kiemenspalten und einem Netzwerk von Blutbahnen versehene Kiemendarm. Die Flimmerbewegung in den Kiemenspalten erzeugt einen Wasserstrom, der durch die Mundöffnung eintritt und durch die Atrialöffnung den Körper wieder verläßt. Die Geschwindigkeit des Wasserstromes beim Austritt aus der Atrialöffnung bewirkt, daß das verbrauchte Wasser ziemlich weit vom Tier entfernt und eine Mischung desselben mit dem Wasser, das durch die Mundöffnung wieder einströmt, vermieden wird (Fig. 48).

Eine respiratorische Funktion wird auch den bäumchenförmigen Mundtentakeln zugeschrieben, die sich bei *Pyuridae* und *Molgulidae* finden und die an feinen, Kapillaren ähnlichen Verzweigungen der Blutbahnen reich sind. Endlich werden die schlauchförmigen ektodermalen Fortsätze ganz junger Tiere als Atmungsorgane gedeutet. Über besondere respiratorische Funktionen des Blutes ist nichts Sicheres bekannt.

6. **Zirkulationssystem.** — Auf frühen Embryonalstadien besteht die Herz-Perikard-Anlage aus einer einfachen, geschlossenen Blase entodermalen Ursprungs. Die dem Darm zugekehrte Seitenwand dieser Anlage stülpt sich dann gegen die gegenüberliegende

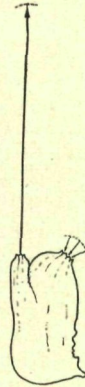


Fig. 48.  
Reichweite des  
Atemwasser-  
stroms bei  
*Ascidia atra*  
(Les.).  
Nach Hschr.



*Halocynthia* wurden folgende korrespondierende Werte für Temperatur und Passagezeit gefunden:

Temperatur	Passagezeit
15° C . . . . .	etwa 35 Stunden
10° C . . . . .	etwa 50 bis 55 Stunden
5° C . . . . .	etwa 70 bis 90 Stunden

Die Passagezeit scheint sich nach der jeweiligen Temperatur so einzustellen, daß annähernd die optimale Effektivität der Verdauungsenzyme erreicht wird.

**Resorption.** Resorptionszellen finden sich bei *Ciona* im Magen und Mitteldarm (YONGE), bei *Halocynthia* im proximalen Teil der Leber und des Intestinum (BERRILL). Experimentelle Untersuchungen über die Resorption haben SCHNEIDER und YONGE angestellt. SCHNEIDER fand, daß Eosin bei *Clavelina* sowohl im Magen als auch im Darne resorbiert wird; YONGE hat die Resorption von Olivenöl bei *Ciona* untersucht und feststellen können, daß sie hauptsächlich im Mitteldarm, weniger im Magen und fast gar nicht im Enddarm stattfindet.

**3. Reservestoffe.** — STÄRKENSTEIN hat Glykogen bei *Phallusia mammilata* nachweisen können, und zwar im Weichkörper, nicht dagegen im Zellulosemantel. Das Vorhandensein eines äußerst leistungsfähigen diastatischen Ferments wurde auch festgestellt. Bei *Ciona* fand YONGE Glykogen in der Kiemenwand, im Ovar und in der Darmwand, hier besonders in den Glykogenzellen des Mitteldarmes. Fett wurde sowohl in der Darmwand als auch im Ovarium gefunden. Bei *Ascidia mentula* hat AZEMA Fett in den Nierenblasenzellen gefunden, und zwar wird das Fett dort vom VII. bis I. gespeichert, vom I. bis VII. aber wieder verbraucht.

**4. Exkretion.** — Das Exkretionsorgan der Aszidien ist eine Speicherniere; d. h.: die Abbauprodukte werden nicht nach außen abgegeben, sondern in Form fester Harnkonkremente oder gelöster Stoffe innerhalb des Körpers gespeichert.

Im einfachsten Fall bestehen die exkretorisch tätigen Elemente aus Nierenzellen, die in der primären Leibeshöhle nahe der Darmwand in großer Zahl vorhanden sind. Das Exkretmaterial ist in kleinen Körnchen in diesen Zellen abgelagert. Auf dieser Organisationsstufe befindet sich die Niere von *Ciona*, der *Botryllidae* und von *Polycarpa*.

Eine etwas höhere Organisationsstufe zeigt die Niere der *Ascididae*. Hier werden die Stoffwechselprodukte in kleinen, kugeligen Nierenbläschen gespeichert, die in großer Zahl in das die Darmwand umgebende Bindegewebe eingebettet liegen. Von weit größeren Dimensionen, aber viel geringer an Zahl (etwa ein Dutzend) sind diese Nierenbläschen bei den *Pyuridae*. Sie liegen in der Leibeswand rechts und links, in der Nähe der Geschlechtsdrüsen, sind von einer zarten Bindegewebshülle umgeben und schließen sich in Bau und Lage der Niere der *Molgulidae* an. Statt mehrerer Nierenblasen findet sich hier aber ein einziger großer Nierensack, der bei *Rhizomolgula* auf der linken, sonst stets auf der rechten Körperseite liegt und oft von einer Bindegewebskapsel umgeben ist.



sche Fermentwirkung des *Halocynthia*-Extraktes ist allerdings sehr schwach.

**Eiweißspaltende Enzyme:** Die proteolytische Fermentwirkung der *Ciona*-Extrakte ist sehr gering und überhaupt nur in alkalischen oder neutralen Medien nachweisbar. Dagegen findet sich eine wirksame Protease sowohl bei *Halocynthia* und *Boltenia* als auch bei *Molgula* und *Ascidia*; allerdings ist die Protease auch hier nur wirksam in alkalischen oder neutralen Medien und besitzt nur einen Bruchteil des Wirkungsgrades der Amylase dieser Tiere.

**Herkunft der Enzyme:** YONGE weist darauf hin, daß im Magenepithel von *Ciona* eine Menge sekretorischer Zellen vorhanden sind, die in anderen Darmabschnitten fehlen, und ist der Ansicht, daß die Verdauungsenzyme von diesen Zellen geliefert werden. Bei *Halocynthia*, die eine deutlich gesonderte „Leber“ besitzt (Fig. 46), finden

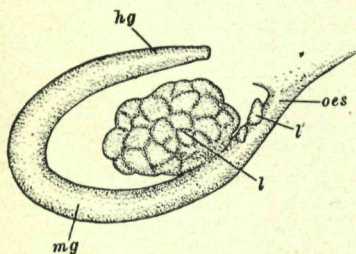


Fig. 46.

Darm von *Halocynthia pyriformis*.  
hg Enddarm; l Leber; mg Mitteldarm;  
oes Oesophagus. — Nach BERRILL.

sich, nach BERRILL, die sekretorischen Zellen in den distalen Abschnitten der Leberschläuche.

Er hat experimentell festgestellt können, daß die Verdauungsenzyme bei dieser Form tatsächlich von der Leber produziert werden; aus den Geweben des Intestinum wurden dagegen keine nachweisbaren Enzyme erhalten.

**Einfluß der Temperatur.** Die Zerstörungsgeschwindigkeit der Enzyme nimmt mit steigender Temperatur zu. Bei einer Temperatur von 15° C werden nach BERRILL in 35 Stunden 75% der Amylase und Protease zerstört, während dieser Zerstörungsgrad bei 10° C erst nach mehr als 60 Stunden erreicht wird. Die optimale Temperatur der Enzyme wird daher auch desto niedriger, je länger die Enzymwirkung dauert (Fig. 47). BERRILL hat weiter feststellen können, daß die für die Passage der Nahrung vom Kiemendarm durch den Darmkanal bis zum Anus nötige Zeit auch von der Temperatur abhängig ist. Bei

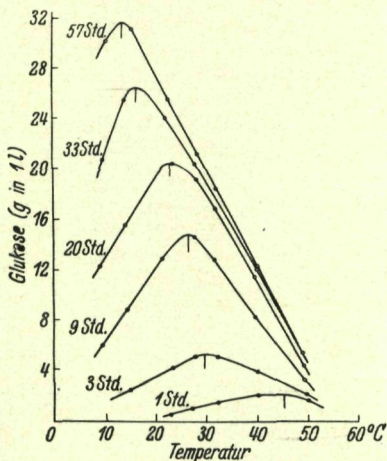


Fig. 47.

Einfluß der Temperatur auf die Amylase von *Halocynthia* bei verschiedener Zeitdauer.  
Nach BERRILL.



(1918) geklärt worden. An diesen Prozeß beteiligen sich sowohl Endostyl wie Kiemenwand und Dorsalfalte. Der Endostyl scheidet ein schleimhaltiges Sekret ab, das durch die Tätigkeit von Zilien aus der Endostylrinne über die Kiemenwand rechts und links heraustransportiert wird. Die Gefäße und die Papillen der inneren Kiemenwand sind mit Zilien versehen, die dorsalwärts schlagen. Auf diesen Flimmerbahnen wandert nun das Endostylsekret meist in Form langer Schleimfäden, an denen die Nahrungsteilchen haften bleiben, quer über die Kiemenwand bis an die Dorsalfalte; hier wird auf diese Weise nach und nach ein dicker Faden aus Schleim und Nahrung gebildet, der durch die Zilienbewegung der Dorsalfalte und des Ösophagus langsam in den Magen gezogen wird; das Gleiten dieses Nahrungsbandes wird durch reiche Schleimabsonderung im Ösophagus (und entlang der Dorsalfalte) unterstützt.

Über den quantitativen Nahrungsverbrauch ist fast nichts bekannt. Da die Siebwirkung der Kiemenwand sicher sehr effektiv ist, muß die Menge der aufgenommenen Nahrung einerseits von der absoluten Menge des verbrauchten Atemwassers, andererseits von der Nahrungsdichte in diesem Wasser abhängig sein. Die letzte Größe ändert sich von Zeit zu Zeit und ist auch von der Lokalität abhängig. Was die verbrauchte Atemwassermenge betrifft, so hat HECHT (1918) diese für eine mittelgroße Aszidie zu 173 l in 24 Stunden berechnet.

Ein besseres Maß für den quantitativen Nahrungsverbrauch erhält man durch Untersuchung der Fäkalproduktion. BLEGVAD (1914) hat *Ciona intestinalis* und *Ascidiella aspersa* aus dänischen Gewässern in dieser Hinsicht geprüft: 80 Exemplare von *Ciona* produzierten 0.1624 g Fäkalmasse (Trockengewicht) in 20 Stunden, das ergibt 0.0025 g für ein Individ in 24 Stunden. 34 Exemplare *Ascidiella aspersa* erzeugten entsprechend 0.1355 g Fäkalmasse in 6 Stunden, bzw. ein Individ 0.0159 g in 24 Stunden. Das würde für ein Individ von *A. aspersa* eine jährliche Kotproduktion von etwa 5.8 g Trockensubstanz bedeuten. Da die Tiere während der Beobachtungszeit in Gläsern ohne Nahrungszufuhr gehalten wurden, müssen die gefundenen Zahlen als Minimalwerte angesehen werden.

2. Verdauung und Verdauungsenzyme. — Bei den Aszidien ist die Verdauung ausschließlich extrazellulärer Natur. Unsere Kenntniss der Seescheiden-Enzyme verdanken wir hauptsächlich den Untersuchungen YONGES (1925) und BERRILLS (1929); jener hat *Ciona intestinalis*, dieser hauptsächlich *Halocynthia (Tethyum) pyriformis* untersucht, außerdem aber zum Teil *Bollenia ovifera*, *Molgula citrina* und *Ascidia prunum*.

*Kohlehydratspaltende Enzyme*: Eine sehr wirksame Amylase findet sich neben Invertase sowohl bei *Ciona* als auch bei *Halocynthia*; bei der letzteren werden außerdem Maltase und Laktase produziert, die aber bei *Ciona* fehlen. Cellulase ist weder bei *Ciona* noch bei *Halocynthia* festgestellt worden.

*Fettspaltende Enzyme*: Eine Lipase hat sich in Gewebextrakten von *Ciona* und *Halocynthia* nachweisen lassen; die lipidolyti-



5. **Vertikale Verbreitung.** — Die vertikale Verbreitungsamplitude der einzelnen Arten ist, wie man das aus den vorliegenden Tiefenangaben schließen kann, aus obiger Tabelle ersichtlich. Ungefähr die Hälfte der Arten geht nach oben bis an die Ebbegrenze. Einige (*Morchellium argus*, *Amaroucium proliferum*, *Leptoclinum listerianum*, *Ciona intestinalis*, *Ascidiella*, *Dendrodoa grossularia*, *Molgula citrina*, *M. tubifera*) sind ausnahmsweise in der Gezeitenzone, namentlich auf der Unterseite von Steinen, gefunden worden. Bemerkenswert ist, daß *Didemnum albidum*, das an der amerikanischen O-Küste bis zur Ebbegrenze geht und auch sonst in nördlichen Gegenden auf ganz seichten Stellen leben kann, an der norwegischen W-Küste kaum in geringerer Tiefe als in etwa 100 m vorkommt. Ähnliches Verhalten gilt für die nördlichen Arten *Polycitor vitreus*, *Ascidia obliqua* und *Ascidia primum*, die in unseren südlicheren Gebieten selten in geringerer Tiefe als in etwa 40 m angetroffen werden.

6. **Verbreitungsmittel.** — In erwachsenem Zustand sind die Aszidien als festsitzende Tiere in der Regel freier Ortsbewegung unfähig. Es liegen allerdings Beobachtungen einer aktiven Ortsveränderung bei *Ciona* und *Leptoclinum* vor (vergl. HARTMEYER, in: BRONNS Klass. u. Ordn., p. 1726); für die Ausbreitung der Tiere sind diese indessen gewiß ohne jede Bedeutung.

Die Verbreitung der Aszidien geschieht fast ausschließlich passiv durch Meeresströmungen während des pelagischen Embryonal- und Larvenlebens. Die geringe aktive Bewegung der Larven spielt in dieser Beziehung keine andere Rolle, als daß sie das Freimachen vom Muttertier sowie das Schweben im Wasser erleichtert. Außer Embryonalstadien und Larven werden zuweilen junge Kolonien von *Leptoclinum listerianum* im Plankton angetroffen. Auch ältere Kolonien können losgerissen und von Strömungen weit weggeführt werden. Endlich kommt wahrscheinlich zufällige Verschleppung erwachsener Tiere, die an beweglicher Unterlage, losgerissenen Algen, Treibholz, Schiffen usw., leben können, als Verbreitungsmittel für einige Seichtwasserformen in Betracht (Über die Körperbewegungen der Aszidien s. Reflexe S. XII. a 91, 92).

### Physiologie

1. **Nahrung und Nahrungsaufnahme.** — Wie aus Untersuchungen des Magen- und Darminhalts (BLEGVAD 1914) und aus Analysen der Verdauungssäfte (YONGE 1925, BERRILL 1929) hervorgeht, ist die Aszidiennahrung hauptsächlich pflanzlicher Art: Phytoplankton, Bodendiatomeen und besonders Detritus.

Die Nahrung wird mit dem Atemwasserstrom in den Kiemendarm aufgenommen; während das Wasser hier die engen Kiemenspalten passiert und durch Peribranchialraum und Atrium wieder nach außen strömt, werden die Nahrungsorganismen bzw. -partikel von der feinschichtigen Kiemenwand zurückgehalten. Der Nahrungsfang ist somit eine der Funktionen des Atemwasserstromes.

Die Mechanik der Weiterbeförderung der über die Kiemenwand verstreuten Nahrungspartikel bis zum Ösophagus-Eingang ist besonders durch die Untersuchungen von FOL (1876), ROULE (1884) und ORTEN



Arten (nach Familien geordnet)	Vertikale Verbreitung (in m)																
	Ostsee	Sund- und Bällsee	Kattegat	Bohuslän-Küste	Oslo-Fjord	Norwegische S.-Küste, W-Skagerak	Norwegische W-Küste	Mittlere Nordsee	Dänische Nordseeküste, Deutsche Bucht	Niederländische und belgische Küste	O-Küste Großbritanniens	Shetlands	Kanal	Mittelmeer	O-Küste N.-Amerikas	Arktis	N-Pazifik
<b>Fam. <i>Pyuridae</i> :</b>																	
<i>Boltenia echinata</i>		+	+	+		+	+			+	+				+	+	+
<i>Pyura tessellata</i>		+	+	+													
<i>Pyura squamulosa</i>																	
<i>Halocynthia pyriformis</i>							+			+					+	+	
<i>Microcosmus claudicans</i>															+	+	
<i>Microcosmus glacialis</i>				?		+									+	+	+
<b>Fam. <i>Molgulidae</i> :</b>																	
<i>Eugyra arenosa</i>	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+
<i>Molgula griffithsi</i>				+													
<i>Molgula macrosiphonica</i>	+					?			+	+					+	+	+
<i>Molgula tubifera</i>		+	+	+			+	+	+	+	+	+	+				
<i>Molgula kieri</i>				+			+	+	+	+	+	+	+				
<i>Molgula siphonalis</i>		+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+
<i>Molgula citrina</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+
<i>Molgula occulta</i>		+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+				
<i>Molgula complanata</i>				+		+	+	+	+	+	+	+	+				

0 bis 350  
0 bis 200  
0 bis 150  
1 bis 800  
10 bis 850  
0 bis 200  
5 bis 30  
0 bis 150  
80 bis 525  
3,5 bis 290  
0 bis 230  
0 bis 100  
0 bis 180



Arten (nach Familien geordnet)	Vertikale Verbreitung (in m)																	
	Ostsee	Sund- und Beltsee	Kattegat	Bohuslän-Küste	Oslo-Fjord	Norwegische S-Küste, W-Slagterak	Norwegische W-Küste	Mittlere Nordsee	Dänische Nordseeküste, Deutsche Bucht	Niederländische und belgische Küste	O-Küste Großbritanniens	Shetlands	Kanal	Mittelmeer	O-Küste N-Amerikas	Arktis	N-Pazifik	
<i>Ascidia mentula</i>			+	+	+	+	+			+	+	+	+					0 bis 200
<i>Ascidia conchilega</i>				+	+	+	+											0 bis 1100
<i>Ascidia virginea</i>			+	+	+	+	+	+										10 bis 300
<i>Ascidia callosa</i>				+	+	+	+								+	+		0 bis 160
<i>Ascidia obliqua</i>				+	+	+	+											10 bis 875
<i>Ascidia prunum</i>				+	+	+	+								+	+		3.5 bis 400
<i>Ascidiella scabra</i>				+	+	+	+											0 bis 400
<i>Ascidiella aspersa</i>				+	+	+	+											
Fam. <i>Botryllidae</i> :																		
<i>Botryllus schlosseri</i>			+	+	+	+	+											0 bis 650
<i>Botrylloides leachi</i> <sup>4)</sup>				+	+	+	+	+	+									0 bis 650
<i>Botrylloides aurea</i>				+														6 bis 840
Fam. <i>Styelidae</i> :																		
<i>Distomus variolosus</i>		+									+							0 bis 100
<i>Pelonia corrugata</i>		+	+	+	+	+	+	+		+								8 bis 200
<i>Styela rustica</i>			+	+	+	+	+				+							2 bis 430
<i>Styela gelatinosa</i>	+	+	+	+	+	+	+								+	+	+	0 bis 1300
<i>Styela coriacea</i>			+	+	+		+				+				+	+	+	0 bis 630
<i>Styela theeli</i>						+	+				+							0 bis 630
<i>Cnemidocarpa devia</i>				+								+						80 bis 1050
<i>Cnemidocarpa mortenseni</i>					+	+							+					3 bis 200
<i>Cnemidocarpa rhizopus</i>				+											+			10 bis 100
<i>Cnemidocarpa mollis</i>											+				+			0 bis 450
<i>Polycarpa pomaria</i>			+	+	+		+			+	+		+					12 bis 1240
<i>Polycarpa fibrosa</i>			+	+	+		+			+	+		+					0 bis 1100
<i>Dendrodoa grossularia</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	

<sup>4)</sup> *B. leachi* kommt, nach MICHAELSEN (1921), auch im neuseeländischen Gebiete vor.



Arten (nach Familien geordnet)	Vertikale Verbreitung (in m)																
	Ostsee	Sund- und Beltsee	Kattegat	Bohuslän-Küste	Oslo-Fjord	Norwegische S-Küste, W-Skagerak	Norwegische W-Küste	Mittlere Nordsee	Dänische Nordseeküste, Deutsche Bucht	Niederländische und belgische Küste	O-Küste Großbritanniens	Shetlands	Kanal	Mittelmeer	O-Küste N-Amerikas	Arktis	N-Pazifik
Fam. <i>Pyuridae</i> :																	
<i>Boltenia echinata</i>		+	+	+		+	+			+	+				+	+	+
<i>Pyura tessellata</i>																	
<i>Pyura squamulosa</i>																	
<i>Halocynthia pyriformis</i>																	
<i>Microcosmus claudicans</i>																	
<i>Microcosmus glacialis</i>				?		+	+			+				+	+		
Fam. <i>Molgulidae</i> :																	
<i>Eugyra arenosa</i>	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+			+	+	+
<i>Molgula griffithsi</i>																	
<i>Molgula macrosiphonica</i>	+					?									+	+	+
<i>Molgula tubifera</i>																	
<i>Molgula kiseri</i>																	
<i>Molgula siphonalis</i>																	
<i>Molgula citrina</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+
<i>Molgula occulta</i>		+	+	+		+	+			+	+	+		+	+		
<i>Molgula complanata</i>								+	+	+	+	+					

0 bis 350  
0 bis 200  
0 bis 150  
1 bis 800  
10 bis 850  
0 bis 200  
5 bis 30  
0 bis 150  
80 bis 525  
3,5 bis 290  
0 bis 230  
0 bis 100  
0 bis 180



Arten (nach Familien geordnet)	Vertikale Verbreitung (in m)																
	Ostsee	Sund- und Beltsee	Kattegat	Bohuslän-Küste	Oslo-Fjord	Norwegische S.-Küste, W-Skagerrak	Norwegische W-Küste	Mittlere Nordsee	Dänische Nordseeküste, Deutsche Bucht	Niederländische und belgische Küste	O-Küste Großbritanniens	Shetlands	Kanal	Mittelmeer	O-Küste N.-Amerikas	Arktis	N.-Pazifik
<i>Ascidia mentula</i>			+	+	+	+	+			+	+	+	+				0 bis 200
<i>Ascidia conchiliga</i>							+										0 bis 1100
<i>Ascidia virginea</i>			+	+	+	+	+	+									10 bis 300
<i>Ascidia callosa</i>			+														0 bis 160
<i>Ascidia obliqua</i>				+	+	+	+	+									10 bis 1250
<i>Ascidia prunum</i>														+	+		3.5 bis 400
<i>Ascidella scabra</i>			+	+	+	+	+	+									0 bis 400
<i>Ascidella aspersa</i>			+	+		+	+										
Fam. <i>Botryllidae</i> :																	
<i>Botryllus schlosseri</i>			+	+	+	+	+	+									0 bis 650
<i>Botrylloides leachi</i> <sup>4)</sup>			+	+	+	+	+	+	+								0 bis 650
<i>Botrylloides aurea</i>					+									+	+		6 bis 840
Fam. <i>Styelidae</i> :																	
<i>Distomus variolosus</i>																	0 bis 100
<i>Pelonia corrugata</i>			+	+	+	+	+	+						+	+	+	8 bis 200
<i>Styela rustica</i>			+	+	+	+	+	+						+	+	+	2 bis 430
<i>Styela gelatinosa</i>														+	+	+	0 bis 90 bis 1300
<i>Styela coriacea</i>	+	+	+	+	+		+		+					+	+	+	0 bis 630
<i>Styela theeli</i>														+	+	+	0 bis 630
<i>Cnemidocarpa devia</i>				+													80
<i>Cnemidocarpa mortenseni</i>						+	+										68 bis 1050
<i>Cnemidocarpa rhizopus</i>				+										+	+		3 bis 200
<i>Cnemidocarpa mollis</i>														+	+		10 bis 100
<i>Polycarpa pomaria</i>			+	+	+		+							+			0 bis 450
<i>Polycarpa fibrosa</i>			+	+	+		+							+	+	+	12 bis 1240
<i>Dendrodoa grossularia</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	0 bis 1100

<sup>4)</sup> *B. leachi* kommt, nach MICHAELSEN (1921), auch im neuseeländischen Gebiete vor.



Arten (nach Familien geordnet)	Vertikale Verbreitung (in m)																	
	Ostsee	Sund- und Beltsee	Kattegat	Bohuslän-Küste	Oslo-Fjord	Norwegische S-Küste, W-Skagerak	Norwegische W-Küste	Mittlere Nordsee	Dänische Nordseeküste, Deutsche Bucht	Niederländische und belgische Küste	O-Küste Großbritanniens	Shetlands	Kanal	Mittelmeer	O-Küste N-Amerikas	Arktis	N-Pazifik	
Fam. <i>Synocetidae</i> :																		
<i>Polydorum carrottum</i>																		0 bis 100
<i>Sigillum turbinatum</i>																		0 bis 190
<i>Aphidium pallidum</i>																		0 bis 850
<i>Amarocetum proligatum</i>																		0 bis 50
<i>Morchetium argus</i>																		0 bis 50
<i>Synotum palmatoria</i>																		3,5 bis 650
Fam. <i>Didemnidae</i> :																		
<i>Trididemnum tenerum</i>																		5 bis 180
<i>Leptochium kisterianum</i>																		0 bis 90
<i>Leptochium fischeri</i>																		100 bis 2850
<i>Didemnum albidum</i> <sup>2)</sup>																		0 bis 1430
<i>Didemnum helgolandicum</i>																		0 bis 50
Fam. <i>Polyctoridae</i> :																		
<i>Polyctor vitreus</i>																		14 bis 510
<i>Clavelina lepadiformis</i>																		0 bis 50
Fam. <i>Cionidae</i> :																		
<i>Ciona testudinatis</i> <sup>3)</sup>																		0 bis 500
Fam. <i>Rhodosomeidae</i> :																		
<i>Corolla parallelogramma</i>																		3,5 bis 250
Fam. <i>Ascididae</i> :																		
<i>Perophora hibernica</i>																		7 bis 50

<sup>2)</sup> *D. albidum* kommt nach Michaelsen (1924) auch im neuseeländischen Gebiete vor.  
<sup>3)</sup> *C. testudinatis* gilt als kosmopolitisch verbreitet.



3. Horizontale Verbreitung. — Nach ihrer regionalen Verbreitung können die Aszidien der Nord- und Ostsee in folgende, allerdings nicht scharf voneinander zu trennende Gruppen eingeteilt werden.

1) Aszidien mit mediterran-borealer Verbreitung:

<i>Sidnum turbinatum</i>	<i>Perophora listeri</i>	<i>Botryllus schlosseri</i>
<i>Amaroucium proliferum</i>	<i>Ascidia mentula</i>	<i>Botrylloides leachi</i>
<i>Leptoclinium listerianum</i>	<i>Ascidia conchilega</i>	<i>Polycarpa pomaria</i>
<i>Clavelina lepadiformis</i>	<i>Ascidia virginea</i>	<i>Microcosmus claudicans</i>
<i>Ciona intestinalis</i>	<i>Asciidiella aspersa</i>	<i>Pyura squamulosa</i>
<i>Cocella parallelogramma</i>	<i>Asciidiella scabra</i>	<i>Molgula oculata</i>

Von diesen haben *Perophora listeri* und *Microcosmus claudicans* ihre N-Grenze im SW-Nordseegebiet (O-Küste Englands); *Pyura squamulosa* ist im Gebiete nur bei den Shetlands nachgewiesen worden; *Ciona intestinalis*, *Polycarpa pomaria* und *Molgula oculata* sind N-wärts bis in die Subarktis verbreitet; die übrigen Arten haben ihre N-Grenze an der norwegischen W-Küste.

2) Boreale Arten, die weder im Mittelmeer noch in der Arktis vorkommen:

<i>Didemnum helgolandicum</i>	<i>Distomus variolosus</i>	<i>Eugyra arenosa</i>
* <i>Morchellium argus</i>	* <i>Cnemidocarpa mollis</i>	<i>Molgula tubifera</i>
<i>Polyclinum aurantium</i>	<i>Pyura tessellata</i>	<i>Molgula kieri</i>

Die mit einem Stern (\*) versehenen Arten sind in der Nord- und Ostsee nicht außerhalb der britischen und der belgischen Küsten bekannt, und *Molgula kieri* ist nur an der norwegischen S- und W-Küste gefunden worden. Zur Gruppe 2 gehören wahrscheinlich auch die besonders aus der SW-Nordsee und dem Kanal bekannten Formen *Molgula simplex*, *M. socialis* und *M. oculata*.

3) Boreale, nicht-mediterrane Arten, die N-wärts bis in die Subarktis verbreitet sind:

<i>Aplidium pallidum</i>	<i>Styela coriacea</i>	<i>Molgula citrina</i>
<i>Synocium pulmonaria</i>	<i>Polycarpa fibrosa</i>	<i>Molgula complanata</i>
<i>Pelonaia corrugata</i>	<i>Dendrodoa grossularia</i>	

Diese Arten finden sämtlich ihre S-Grenze im W-Kanal, bzw. an der W-Küste Frankreichs.

4) Arktische Arten, die S-wärts bis in boreale Gebiete verbreitet sind:

<i>Didemnum albidum</i>	<i>Ascidia callosa</i>	<i>Botrylloides aurea</i>
<i>Trididemnum tenerum</i>	<i>Styela gelatinosa</i>	<i>Halocynthia pyriformis</i>
<i>Leptoclinides færoënsis</i>	<i>Styela rustica</i>	<i>Microcosmus glacialis</i>
<i>Polycitor vitreus</i>	<i>Cnemidocarpa mortenseni</i>	<i>Boltenia echinata</i>
<i>Ascidia obliqua</i>	<i>Cnemidocarpa rhizopus</i>	<i>Molgula griffithsi</i>
<i>Ascidia prunum</i>		<i>Molgula siphonalis</i>

Die Arten dieser Gruppe fehlen in der S-Nordsee und im Kanal. Aus britischen Gewässern sind nur *Ascidia obliqua* und *Boltenia echinata* bekannt, die ihre S-Grenze hier in der Irischen See haben. S-wärts bis in das Kattegatgebiet hinein verbreitet sind *Boltenia echinata*, *Styela rustica* und *Ascidia callosa*; die übrigen Arten dieser Gruppe haben ihre S-Grenze im Skagerak oder an der SW-norwegischen Küste bzw. N-Nordsee. — (Sehr fraglich und hier daher unberücksichtigt geblieben ist die von HARTMEYER [1924] vorgenommene Vereinigung der Kanal-Mittelmeer-Formen *Didemnum niveum* Giard und *D. cereum* Giard mit *Trididemnum tenerum*.)

5) Endemische Arten (?):

Zwei Arten, *Styela theeli* und *Cnemidocarpa devia*, sind bis jetzt nur nach je einem Funde bekannt; die eine vom Samlenfjord an der W-Küste Norwegens, die andere von Väderbarna an der schwedischen Skagerakküste. Ihre tieergeographische Stellung läßt sich vorläufig nicht beurteilen; *Molgula macrosiphonica* ist aus einer Reihe von Fundorten in der W-Ostsee bekannt; außerdem liegen nur zwei Fundangaben vor: aus der S-Nordsee (Ostende) und von der norwegischen S-Küste (Arendal).

4. Verbreitungslisten. — Anschließend folgen in tabellarischer Form Listen der Verbreitung der Seescheiden innerhalb und außerhalb unseres Gebietes, einschließlich der vertikalen Verbreitung in Betracht kommenden Arten.



die, wie *Ciona intestinalis* und *Ascidia prunum*, auf weichem wie auf hartem Grunde gleich gut gedeihen.

Vorzüglich Bewohner des weichen Grundes sind: *Pelonia corrugata*, *Cnemidocarpa mollis*, *C. mortensenii*, *C. rhizopus*, *Polycarpa fibrosa* und *Eugyra arenosa*. — *Molgula occulta* und *M. oculata* bevorzugen besonders weichen Sandboden.

Die Mehrzahl der Aszidien sind indessen hauptsächlich Bewohner harten Grundes. Hierher gehören: *Molgula citrina*, *Boltenia echinata*, *Pyura tessellata*, *Styela rustica*, *S. coriacea*, *Dendrodoa grossularia*, *Polycarpa pomaria*, *Botryllus schlosseri*, *Botrylloides leachi*, weiter außer den meisten *Asciidiidae*: *Corella parallelogramma*, *Clavelina lepadiformis*, *Didemnum albidum*, *D. helgolandicum*, *Sidnyum turbinatum* und *Amaroucium proliferum*.

Als Substrat für Aszidien können fast alle Gegenstände dienen: Steine, Schalen, tote Korallen, Pfahlwerke, Bojen, Schiffe. Außerdem siedeln sich viele Aszidien auf lebenden Organismen der verschiedensten Art an, besonders auf Algen, Muscheln (*Pecten*, *Lima*, *Cardium*, *Cyprina*, *Venus*, *Modiola*, *Ostrea*), Balaniden und anderen Aszidien, wie *Polycarpa pomaria*, *Styela rustica*, *Ascidia mentula*, *A. prunum*, *Asciidiella aspersa*. Aber auch Schwämme, Hydroiden, Bryozoen und Wurmröhren können Aszidien als Unterlage dienen. Seltener sind sie auf freibeweglichen Krebsen (vgl. S. XII. a 107), dagegen nie auf Echinodermen oder Fischen angetroffen worden.

2. Abhängigkeit vom Salzgehalt. — Sehr niedrige Salinität (Brackwasser) wird von Aszidien selten vertragen. Darum ist auch die Aszidienfauna der Ostsee sehr arm; nur 6 Arten (*Ciona intestinalis*, *Styela coriacea*, *Dendrodoa grossularia*, *Eugyra arenosa*, *Molgula macrosiphonica* und *M. citrina*) sind aus der Ostsee bekannt, und zwar ausschließlich aus dem westlichsten Teil derselben (östlichste Fundstelle: Bornholm). Zum Vergleich sei erwähnt, daß die Aszidienfauna des Kattegats im ganzen 25 Arten umfaßt. Die Verbreitungsgrenze ist allerdings hier nicht nur durch den Salzgehalt, sondern sicher zum Teil auch durch die niedrige Wintertemperatur der Ostsee und der angrenzenden dänischen Gewässer bedingt; diese Wintertemperatur wird von den S-Formen der Kattegatfauna kaum vertragen.

Nach Mitteilung des Herrn Prof. HAGMEYER-Helgoland wurde *Molgula tubifera* im Sommer 1932 im Fluthafen von Wilhelmshaven zahlreich auf dem Ponton in einer Tiefe von 0.05 bis 2.00 m gefunden (zuweilen mit einem Botrylliden zusammen); *M. tubifera* ist auch die einzige Aszidie, die in der Zuiderzee („Yselmeer“) gefunden worden ist. Nach Mitteilung des Herrn J. STOMMEL-Amsterdam hat man sie seit 1927 dort an 14 Stationen festgestellt. Der Salzgehalt der Zuiderzee ist sehr variabel; auf einer der *Molgula*-Fundstellen (Kempel, 23. VII. 1931) wurde ein solcher von nur 8.4<sup>0</sup>/<sub>100</sub> beobachtet. Die Euryhalinie von *M. tubifera* zeigt sich auch darin, daß sich diese Aszidie zuweilen massenhaft an Schiffen ansiedelt. Genauere Untersuchungen über die Abhängigkeit der Aszidien vom Salzgehalt stehen für unser Gebiet jedoch noch aus.



140 (141) Festsitzende Lebensweise; Mantel ohne anhaftende Fremdkörper; Vas deferens begleitet den Ovidukt und mündet neben der Oviduktöffnung; vivipar und anur

× *Molgula bleizi* (Lacaze-Duthiers).

141 (140) Frei im Sande lebend; Mantel ± mit Sand oder Schill bedeckt . . . . . 142.

142 (145) Die gleich kurzen Siphonen etwas voneinander entfernt; Hodenfollikel durch eine Anzahl kurzer Vasa deferentia auf der Medianseite des Ovarium mündend . 143.

143 (144) Zwischen den Siphonen ein durch laterale Falten begrenztes Feld frei von Sand; ovipar und urodel  
*Molgula oculata*  
Forbes.

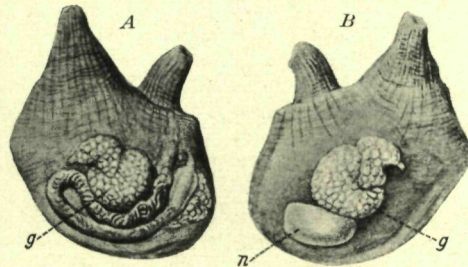


Fig. 44.

144 (143) Kein Intersiphonalfeld, der ganze Körper von Sand bedeckt; ovipar und anur  
*Molgula occulta*  
Kupffer (Fig. 41).

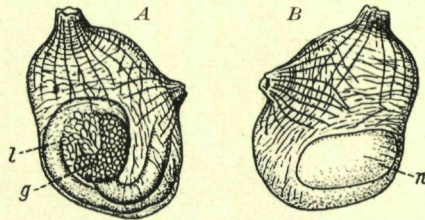


Fig. 45.

Fig. 44. *Molgula complanata*; Fig. 45. *M. mira*.  
g Gonade, l Larven, n Niere.  
Nach ÄRNBÄCK.

145 (142) Die Siphonen dicht nebeneinander gestellt; Atrialsipho besonders lang, etwa doppelt so lang wie Branchialsipho; Ausführgänge der Hodenfollikel durch ein einziges Vas deferens auf der Medianseite des Ovarium mündend; ovipar und anur . . . . . × *Molgula solenata* (Lacaze-Duthiers).

146 (123) Ovidukte gegen die Ventralseite gerichtet . . . . . 147.

147 (148) Gonaden beidseits; vivipar und urodel

*Molgula complanata* Alder & Hancock (Fig. 44).

148 (147) Gonade nur links vorhanden

○ *Molgula mira* (Ärnbäck) (Fig. 45).

**Vorkommen und Verbreitung**

1. Biotope. — Die Aszidien sind ausnahmslos marine Bodentiere, die entweder an der Unterlage festgewachsen sind oder frei im Boden stecken; nur während des meist sehr kurze Zeit dauernden Larvenlebens können sie eine planktonische Lebensweise führen. Obwohl die Aszidien im allgemeinen vom Charakter des Bodens nicht sehr abhängig sind, gibt es nur wenige Arten,



- 132 (131)** Kiemenspalten zwischen den Falten unregelmäßig gebogen; Infundibula wenig vortretend; mehrere Vasa deferentia münden auf der Medialseite des Ovarium (Fig. 8, S. XII. a 56); ovipar und urodel . *Molgula tubifera* (Örsted) (Fig. 39).
- 133 (126)** Jederseits 7 Falten im Kiemendarm . . . . . **134.**
- 134 (135)** Flimmerorgan klein, becherförmig mit schlitzzartiger Öffnung; Körpermuskulatur ein Netzwerk in allen Richtungen sich kreuzend Fasern; linke Gonade dem rücklaufenden Darmschenkel dicht angelagert . *Molgula kieri* Hartmeyer (Fig. 42).

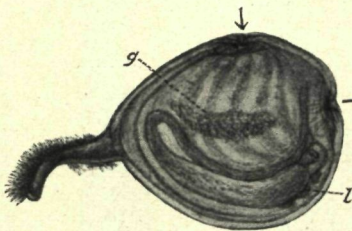


Fig. 38.

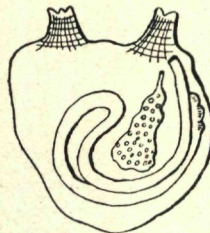


Fig. 39.

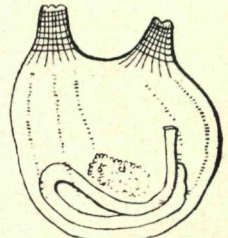


Fig. 40.

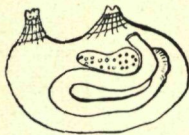


Fig. 41.

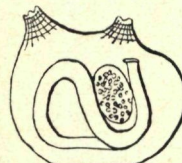


Fig. 42.

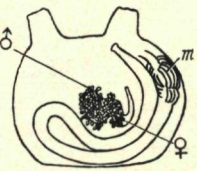


Fig. 43.

Fig. 38. *Molgula griffithsi*. — Fig. 39. *M. tubifera*. — Fig. 40. *M. siphonalis*.  
 Fig. 41. *M. occulta*. — Fig. 42. *M. kieri*. — Fig. 43. *M. citrina*.  
 g Gonade; l Leber; m Magen.  
 Fig. 38 nach ÄRNBECK, Fig. 39 bis 42 nach HARTMEYER, Fig. 43 nach VAN NAME.

- 135 (134)** Flimmerorgan groß, hufeisenförmig . . . . . **136.**
- 136 (137)** Öffnung des Flimmerorgans in der Regel nach hinten gewandt; Körpermuskulatur aus bandartigen Reihen kurzer, quergestellter Muskeln bestehend  
*Molgula siphonalis* M. Sars (Fig. 40).
- 137 (136)** Öffnung des Flimmerorgans in der Regel nach rechts gewandt; Körpermuskulatur schwach entwickelt, auf zerstreute Fasern beschränkt . . . . . **138.**
- 138 (139)** Darmschlinge halbkreisförmig gebogen; Ovidukte lang; Manteloberfläche nicht mit Fremdkörpern bedeckt; festsitzende Lebensweise; vivipar und urodel  
*Molgula citrina* Alder & Hancock (Fig. 43).
- 139 (138)** Darmschlinge sehr schwach gebogen, fast horizontal gestellt; Ovidukte von mittlerer Länge . . . . . **140.**



**116 (111)** Jederseits 4 bis 6 Gonaden; Manteloberfläche mit ganz kleinen, mit der Lupe deutlich erkennbaren Stacheln, die besonders um die Körperöffnungen herum stark entwickelt sind; Körper aufrecht . . . . . *Halocynthia pyriformis* (Rathke).

**117 (108)** Dorsalfalte glattrandig (Gattung *Microcosmus*) . . . . . **118.**

**118 (119)** Kiemendarm jederseits mit 5 Falten  
*Microcosmus glacialis* (M. Sars).

**119 (118)** Kiemendarm jederseits mit mehr als 7 Falten  
*Microcosmus claudicans* (Savigny).

**120 (107)** Kiemendarm meist mit Falten; Kiemenspalten gebogen, ± deutlich in Spiralen angeordnet; Niere sackförmig (Fam. *Molgulidae*; s. S. XII. a 63) . . . . . **121.**

**121 (122)** Kiemendarm ohne Falten; an deren Stelle saumartige innere Längsgefäße; jederseits 7 bis 8 Reihen von Infundibula, jedes aus 2 nebeneinander verlaufenden, zu einer Doppelspirale sich zusammensetzenden Kiemenspalten gebildet (Gattung *Eugyrra*); Gonade nur links; Kiemendarm jederseits mit 7 inneren Längsgefäßen; ovipar und anur

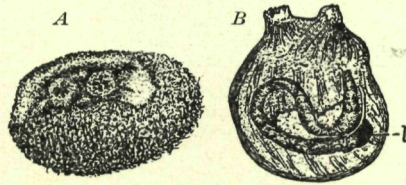


Fig. 37.  
*Eugyrra arenosa*, A mit, B ohne Zellulosemantel.  
l Leber. — Nach Thompson.

*Eugyrra arenosa* (Alder & Hancock) (Fig. 37).

**122 (121)** Kiemendarm jederseits mit 5 bis 7 Falten; Niere rechtsseitig (Gattung *Molgula*) . . . . . **123.**

**123 (146)** Ovidukte gegen die Atrialöffnung gerichtet . . . . . **124.**

**124 (125)** Kiemendarm jederseits mit 5 Falten  
*Molgula griffithsi* (MacLeay) (Fig. 38).

**125 (124)** Kiemendarm jederseits mit mehr als 5 Falten . . . . . **126.**

**126 (193)** Jederseits 6 Falten im Kiemendarm; Darmschlinge stark gekrümmt . . . . . **127.**

**127 (130)** Öffnung des Flimmerorgans nach rechts gekehrt . . . . . **128.**

**128 (129)** Kiemenspalten meist kurz und breit; Infundibula wenig hervortretend; Anusrand ungelappt; ovipar und anur  
*Molgula macrosiphonica* Kupffer.

**129 (128)** Kiemenspalten lang und stark gebogen, meist in regelmäßigen Spiralen angeordnet; Infundibula wohlentwickelt; Anusrand gelappt; ovipar und urodel. *Molgula simplex* Alder & Hancock.

**130 (127)** Öffnung des Flimmerorgans nach hinten gewandt . . . . . **131.**

**131 (132)** Kiemenspalten zwischen den Falten parallel der Längsgefäße; Infundibula deutlich; nur ein Vas deferens jederseits, das dicht an der Oviduktöffnung mündet; Oberfläche behaart und mit Sand inkrustiert; ovipar und urodel. *Molgula socialis* Alder.



5) Von besonderer Wichtigkeit für die Blutversorgung der Leibeswand sind indessen die *TrabekulargefäÙe*; diese laufen in den Trabekeln quer durch die Peribranchialräume und bilden eine direkte Verbindung zwischen den GefäÙen der Leibeswand und dem GefäÙnetz der Kiemenwand. Besondere TrabekulargefäÙe verbinden bei einigen Formen (z. B. *Ascidia mentula*) einen Teil des Kapillarsystems der Eingeweide direkt mit den GefäÙen der Kiemenwand.

6) Die *MantelgefäÙe* bestehen bei den *Ascidiiidae* aus einem einzigen, baumartig verzweigten DoppelgefäÙ, dessen einer Ast ins HypobranchialgefäÙ, dessen anderer ins ViszeralgefäÙ mündet.

7. Physiologie des Herzens. — Die Pulsationen des Herzens erfolgen in der Weise, daÙ Kontraktionswellen, die an einem Herzende ausgelöst werden, wie peristaltische Bewegungen bis zum anderen fortschreiten. Wie bei den anderen Tunikaten wechselt auch bei den Aszidien die Pulsationsrichtung und damit die Stromrichtung des Blutes in ziemlich regelmäßigen Intervallen. Die Pulsationsrichtungen werden adviszeral, bzw. abviszeral genannt, je nachdem die Pulsationen am hypobranchialen Herzende ausgelöst dem viszeralen Herzende entgegen, oder umgekehrt an diesem Herzende aufgelöst in entgegengesetzter Richtung fortschreiten. Nach einer gewissen Zahl von Pulsationen in der einen, z. B. adviszeralen, Richtung tritt eine Pause ein; auf diese folgt eine Reihe abviszeraler Pulsationen, dann eine neue Wechsellpause, der wieder eine adviszerale Herzschlagserie folgt, usw.; d. h.: nach jeder Pause wechselt die Richtung der Herzschläge (Schlagumkehr).

Die in nachstehender Tabelle I nach V. SKRAMLIK (1930) wieder-

Tabelle I.

<i>Ascidia mentula</i>		<i>Ciona intestinalis</i>	
Adviszeral	Abviszeral	Adviszeral	Abviszeral
(19) $8 = 25.0''$	$8 = 30''$ $P = 5.0''$	(30) $8 = 16.0''$	$19 = 39.0''$ $P = 5.0''$
19		31	
19		34	
19		34	
20		35	
19		35	
19		36	
18		36	
18		36	
		36	
		36	
(17) $10 = 35.0''$	$17 = 20.2''$	(30) $20 = 40''$	$9 = 17''$
$P = 4.8''$		$P = 3.0''$	
	19		33
	19		34
	19		34
	18		34
	18		
	18		
	17		
(20) $3 = 9.0''$	$13 = 25.0''$ $P = 6.0''$	(31) $9 = 18''$	$18 = 37.0''$ $P = 5.0''$
19			33
19			34
20			34
18			35
usw.			36

(Erklärungen zu Tabelle I  
s. S. XII. a 88.)



Die Zahlen der Kolonnen geben die Frequenzen — Zahl der Herzschläge in 1 *min* — an. Die Minuten, in denen eine Wechsellpause (*P*) eintritt, sind umrandet. Außer der Dauer der Wechsellpause sind die in die betreffenden Minuten fallenden adviszeralen und abviszeralen Herzschläge und die respektive Zeitdauer derselben angegeben. Die aus diesen Größen berechneten Schlagfrequenzen sind in Klammern angeführt.

gegebenen Ausschnitte der Pulsationsreihen von *Ascidia mentula* und *Ciona intestinalis* liefern ein treffliches Bild von der normalen, rhythmischen Tätigkeit des Aszidienherzens. Die adviszeralen Pulsationsreihen sind gewöhnlich länger als die abviszeralen. Im angeführten Beispiel ist das besonders deutlich bei *Ciona intestinalis*, bei der die adviszerale Reihe 11 *min* 56 *sec* dauert und aus 409 Pulsationen besteht, die abviszerale dagegen nur 3 *min* 54 *sec* dauert mit 128 Pulsationen. Die erwähnten Beispiele zeigen weiter die bekannte Erfahrung, daß die Frequenz gegen Ende einer Pulsationsreihe deutlich abnimmt.

Die Schlagfrequenz ist auch von der Temperatur abhängig, und zwar derart, daß sie mit steigender Temperatur zunimmt. Gleichzeitig wird indessen die Zeitdauer der einzelnen Pulsationsreihen kürzer, das Zentrum bei größerer Schlagfrequenz schneller erschöpft.

V. SKRAMLIK hat gezeigt, daß die Herzfähigkeit auch in hohem Maße vom Kontraktionszustand des Körpers beeinflußt wird, indem die Pulsationsreihe durch Körperkontraktionen erheblich verkürzt werden können, und zwar werden dadurch die adviszeralen Reihen stärker beeinflußt als die abviszeralen; nach starken Körperkontraktionen können daher die abviszeralen Reihen sogar deutlich länger als die adviszeralen werden. Folgende, nach V. SKRAMLIK wiedergegebene Zusammenstellung ist in dieser Hinsicht sehr instruktiv:

Tabelle II.

	Beobachtungszeit	Zahl der Wechsellpausen	Adviszerale Pulsationen	Abviszerale Pulsationen
Unmittelbar nach einer Kontraktion	18 <i>min</i>	11	192	251
40 <i>min</i> später	18 <i>min</i>	5	348	270
60 <i>min</i> später	18 <i>min</i>	3	410	354

Bei *Ascidia atra* nimmt die Schlagfrequenz, nach HECHT, mit steigendem Körpergewicht ab. Das umgekehrte Verhalten — eine größere Schlagfrequenz bei größeren Individuen — hat HUNTER bei *Molgula manhattensis* beobachtet.

Die Ursache der eigentümlichen Schlagumkehr des Tunikatenherzens kann nach den Untersuchungen SCHULZES (1901), HECHT's (1918) und V. SKRAMLIK's (1926, 1930) als geklärt gelten. Die von V. SKRAMLIK angestellten Experimente sind in dieser Hinsicht besonders überzeugend. Er hat gefunden, daß alle Stellen des Herzens zum automatischen Schlagen befähigt sind, diese Fähigkeit aber nicht an allen Stellen gleichmäßig entwickelt ist; es gibt vielmehr zwei Hauptzentren für Aussendung der automatischen Stimuli: das eine findet sich in der Nähe der Einmündungsstelle des hypobranchialen Gefäßes und regu-



liert die adviseralen Pulsationsreihen, das zweite liegt am anderen Herzende an der Einmündungsstelle des Viszeralgefäßes und regelt die abviszeralen Pulsationsreihen. Beide Zentren arbeiten periodisch-rhythmisch. Nach einer gewissen Anzahl von Impulsen läßt die Frequenz nach, und dann ruht das Zentrum eine Zeitlang. Inzwischen beginnt das andere zu funktionieren. *Die Führung hat immer das Zentrum, das im gegebenen Augenblick die größere Schlagfrequenz aufweist* (vergl. Tab. I). Durch Erwärmung des ruhenden, bzw. Abkühlung des arbeitenden Zentrums, wodurch die Schlagfrequenz des betreffenden Zentrums geändert wird, hat v. SKRAMLIK willkürliche Schlagumkehr hervorrufen können.

8. **Histologie und Chemie des Blutes.** — Das Aszidienblut ist eine farblose Flüssigkeit (Blutplasma), die eine Mannigfaltigkeit zelliger Elemente (Blutzellen) enthält. Obgleich sich eine Reihe von Forschern mit der Histologie des Aszidienblutes beschäftigt haben (erwähnt seien CUÉNOT 1891, SEELIGER 1893 bis 1907, KOLLMANN 1908, FULTON 1920 und GEORGE 1926), so ist unsere Kenntnis davon noch recht dürftig; vor allem fehlt fast jegliche histologische Untersuchung des Blutes der Aplousobranchiaten, und die Versuche zu vergleichend-histologischer Darstellung sind fragmentarisch. Aus dem bisher Vorliegenden scheint hervorzugehen, daß die Variation der Blutzellen groß ist, auch bei nahestehenden Formen. Einige Haupttypen kommen wahrscheinlich jedoch mehr allgemein vor.

Von farblosen Blutzellen sind besonders 3 Typen bei den meisten untersuchten Arten nachgewiesen worden: nämlich die *hyalinen*, die *granulären* und die *bläschenartigen* (siegelringartigen) *Leukozyten*. Die hyalinen sind amöboide *Phagozyten*, die granulären entwickeln sich aus den hyalinen und sind gleichfalls amöboid; die bläschenartigen beherbergen eine große Vakuole und sind, nach KOLLMANN, bei *Ascidia mentula* amöboid, bei der ostamerikanischen *Ascidia atra* Lesueur, nach FULTON, dagegen ohne Eigenbeweglichkeit.

*Pigmentierte* Zellen sind im Aszidienblut anscheinend auch stets vorhanden. KOLLMANN sah bei *Ascidia mentula* orangefarbene und grün-gelbe Blutzellen, *Perophora viridis* Verrill besitzt nach GEORGE orangefarbene und grüne Zellen, und FULTON hat bei *Ascidia atra* orangefarbene, grüne, blaue und ausnahmsweise auch braune Blutzellen nachgewiesen. Er hat weiter zeigen können, daß die grünen Zellen, die bei *A. atra* 60% aller Blutzellen ausmachen, aus den bläschenartigen Leukozyten entstehen; die Metamorphose hat er experimentell durch Behandlung des Blutes mit schwacher Säure hervorrufen können.

Das Blutplasma ist nach HENZE (1911, 1912) und HECHT (1918) isotonisch, nach DUVAL & PRENANT (1926) schwach hyper-tonisch mit dem umgebenden Meereswasser. Das Plasma reagiert neutral, die Blutzellen liefern dagegen eine ausgesprochen saure Reaktion, und zwar ist diese nach HENZE durch freie Schwefelsäure bedingt, die in der erstaunlichen Konzentration von 3% hier vorkommt und in den grünen Zellen lokalisiert sein soll. Das Blutplasma enthält be-



deutend weniger Schwefelsäure als Seewasser. HENZE (1912) gibt folgendes an:

Im Seewasser auf je 100  $cm^3$  0.2546  $cm^3$   $SO_3$   
 Im Blutplasma auf je 100  $cm^3$  0.1264  $cm^3$   $SO_3$

Es besteht höchstwahrscheinlich ein ursächlicher Zusammenhang zwischen dem hohen  $SO_3$ -Gehalt in den grünen Zellen und dem geringen Gehalt an dieser Säure im Plasma, die wohl einfach darin besteht, daß die grünen Zellen Schwefelsäure aus dem Blutplasma aufnehmen.

Unter den chemischen Einschlüssen des Aszidenblutes verdient eine (organische) Verbindung des seltenen Elementes Vanadium ein besonderes Interesse. HENZE, der das Vorhandensein der Vanadium-Verbindung im Aszidenblut entdeckt hat, lokalisiert dieselbe in die grünen Zellen und faßt die Vanadium-Verbindung als das *Chromogen* dieser Zellen auf. Da die bläschenartigen Leukozyten indessen nur Vorstadien der grünen Zellen sind, so liegt es nahe, anzunehmen, daß Vanadium auch in diesen Leukozyten vorhanden sein muß und daß die Farbenerscheinung durch Änderung der Vanadium-Verbindung in Gegenwart einer Säure bedingt ist (vergl. FULTON). Es sollten sich, mit anderen Worten, damit sowohl farblose als auch grüne Vanadiumzellen im Aszidenblut finden. (Die „Tropfzellen“, denen SPEK [1927] bei *Clavelina* besondere, für die Knospung wichtige formative Potenzen zugeschrieben hat, sind wahrscheinlich Vanadzellen gewesen.)

Die physiologische Bedeutung dieser Vanadium-Verbindung im Aszidenblut ist noch ganz unbekannt. FULTON deutet an, daß es sich um ein Respirationspigment handeln könne, mit ähnlicher Funktion wie das Hämoglobin. HENZE lehnt diese Möglichkeit aber kategorisch ab: „Sicherlich ist das Chromogen kein Vehikel für den Sauerstofftransport, also weder dem Hämoglobin noch dem Hämocyanin an die Seite zu stellen. Allen Beobachtungen zufolge hat es den Charakter eines starken Reduktionssystems.“

Dagegen hält es HENZE nicht für ganz undenkbar, „daß in diesem stark reduzierenden Chromogen ein Reduktionssystem nach Analogie der Chloroplasten, vielleicht unter Ausnutzung von Lichtenergie, vorliegt, was demnach eine Verwertung der Kohlensäure unter Reduktion und Aufbau zu Kohlehydrat bedeuten würde“. Er rechnet hier mit der Möglichkeit, daß die Zelluloseproduktion bei Aszidien durch die Funktion des Vanadchromogens bedingt sein könnte.

Daß  $CO_2$  tatsächlich von den Aszidien stets verbraucht bzw. gebunden wird, beweist der ungewöhnlich geringe  $CO_2$ -Gehalt im Blutplasma. Während er in 100  $cm^3$  Seewasser 5.9 bis 6.2  $cm^3$  beträgt, fand HENZE bei *Phallusia* 0.73 bis 1.56  $cm^3$   $CO_2$  in je 100  $cm^3$  Plasma (aus „Tieren frisch vom Meer“). WINTERSTEIN (1909), der als erster den geringen  $CO_2$ -Gehalt im Aszidenblut nachwies, gibt noch kleinere Werte an.

9. Organe unbekannter Bedeutung. — Hier sei die Pylorusdrüse („darmumspinnende Drüse“) und die Neuraldrüse erwähnt. Die Pylorusdrüse bildet ein reich verzweigtes Netzwerk von nicht selten anastomosierenden, feinen Kanälchen, das über die Darmwand, seltener über den Magen, verbreitet ist. Der kurze, ein-



fache Ausführung mündet in den Pylorusteil des Magens. Bei Arten mit Pylorusblindsack liegt die Einmündungsstelle meist dicht vor diesem. Über die Funktion dieser „Drüse“ ist man bis jetzt nicht klar geworden.

Die Bedeutung der Neuraldrüse ist auch unbekannt. Aus entwicklungsgeschichtlichen Gründen — die Neuraldrüse entwickelt sich aus einem Teil des larvalen Gehirns (vergl. S. XII. a 59) — hat JULIN die Neuraldrüse mit der Hypophyse der Vertebraten homologisiert. Tatsächlich hat BUTSCHER (1930) einen Extrakt aus der Neuraldrüsen-substanz von *Molgula manhattensis* (De Kay) gewonnen, mit dem die spezifische Wirkung eines Hinterlappenhormons erzielt wurde.

**Sinnesleben, Reflexe** Die Ocelli (Pigmentflecke), die sich bei vielen Aszidien in den Einschnitten der Siphonenränder als grubenförmige,

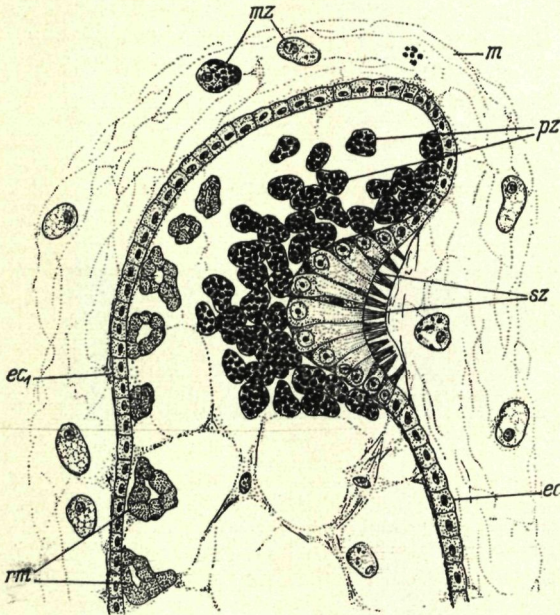


Fig. 49. Längsschnitt durch einen Ocellus des Mundsispho von *Ciona*. *ec* und *ec*<sub>1</sub> ektodermales Hautepithel; *m* Mantel; *mz* Mantelzellen; *pz* Pigmentzellen; *rm* Ringmuskulatur; *sz* Sinneszellen. 700:1. — Nach v. HAFNER.

von Pigment umgebene Vertiefungen des Ektoderms finden, sind als primitiv gebaute Sehorgane aufgefaßt worden. Nach Untersuchungen neuerer Forscher (HECHT, FEDELE) ist es indes sehr fraglich, ob es sich überhaupt um Sinnesorgane handelt. Nach HECHT sind die Ocelli jedenfalls nicht lichtempfindlich<sup>5)</sup>; zwischen den Siphonen in der Um-

<sup>5)</sup> In einer während der Korrektur erschienenen Arbeit liefert v. HAFNER (1933) eine genaue Beschreibung des Baues der Ozellen von *Ciona intestinalis*; eine besondere Erwähnung verdient seine Feststellung, daß die prismatischen Epithelzellen der Gruben mit Wimpern versehen sind, „die sich distalwärts zusammenschließen, so daß sie einen ± spitzen Fortsatz der Zellen bilden“ (Fig. 49).



gebung des Hirnganglions hat er bei *Ciona* dagegen einen lichtempfindlichen Bezirk nachweisen können. FEDELE (1923) fand dort auch birnförmige Sinneszellen, die er als Tastorgane auffaßt, besonders reichlich an der Außen- und Innenwand der Siphonen und im Atrium. Mit diesen Sinneszellen stehen Nervenfasern in Verbindung. Andere Sinneszellen, mit vakuolärem Plasma und von Pigmentkörnchen umgeben, faßt FEDELE als Photorezeptoren auf.

Die Aszidien sind sehr empfindlich gegen mechanische Reize. Selbst auf sehr leichte Berührung hin reagiert das Tier mit einer Reflexbewegung. Man unterscheidet zwei Typen von Reflexen: „direkte“ und „gekreuzte“ („reziproke“).

Direkte Reflexe folgen auf Berührung irgendeiner Stelle der Körperoberfläche. Es lassen sich da 3 Stufen unterscheiden: Nach sehr leichter Berührung schließt sich nur der Siphon, welcher der Berührungsstelle am nächsten liegt. Ist der Reiz etwas stärker, so schließt sich auch der andere Siphon. Bei dritter Reizstärke zieht sich der ganze Körper zusammen. Reizbar ist, wie erwähnt, die ganze Körperoberfläche; die Empfindlichkeit wird aber um so größer, je mehr man sich den Rändern der Siphonen nähert, und deren Ränder selbst besitzen die größte Empfindlichkeit.

Gekreuzte Reflexe erfolgen, wenn die innere Wand eines der Siphonen gereizt wird. Berührt man z. B. die des Branchialsiphon,

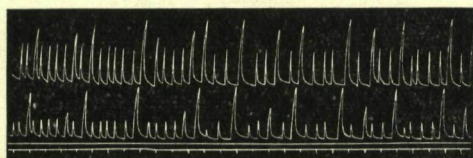


Fig. 50. Spontane rhythmische Bewegungen von *Styela clava* Herdman; Kontraktionen des Branchialsiphon (oben) und des Atrialsiphon (unten); Zeitmarkenintervalle 5 min. Nach YAMAGUCHI.

so schließt sich der Atrialsiphon, der Branchialsiphon selbst bleibt aber offen. Umgekehrt schließt sich der Branchialsiphon, wenn die Innenwand des Atrialsiphon gereizt wird. Ist der Reiz etwas stärker, so zieht sich dazu der Körper zusammen, mit dem Erfolg, daß ein kräftiger Wasserstrom durch den gereizten, offenstehenden Siphon herausgetrieben wird.

Im Branchialsiphon sind die Wand vor dem Tentakelkranz und die Tentakel selbst gegen Reize empfindlich, und diese scheinen die größte Empfindlichkeit zu besitzen. Hinter dem Tentakelkranz sinkt ihr Grad rasch.

Die gekreuzten Reflexe werden nicht nur durch mechanische, sondern auch durch chemische und photische Reize ausgelöst. Wenn sie durch die Mundhöhle treffende Reize ausgelöst werden, so sind die gekreuzten Reflexe offenbar Schutzreflexe, welche die Aufnahme größerer Partikel oder schädlicher Stoffe in den Kiemendarm verhindern



sollen. Die durch Reize des Atrialraums ausgelösten reziproken Reflexe dienen der Entleerung der Exkremente und Geschlechtsprodukte.

Außer Reflexbewegungen führen die Aszidien auch spontane Bewegungen aus, die darin bestehen, daß der Körper sich rhythmisch ohne äußeren Stimulus zusammenzieht (HECHT 1918). Nach YAMAGUCHI (1931) treten bei *Styela clava* zwei verschiedene Typen spontaner Bewegungen auf: 1) Der Branchialsiphon schließt sich zuerst, dann folgt unter Kontraktion der Ringmuskulatur der Leibeswand eine rasche Verlängerung des Körpers, gleichzeitig wird Wasser aus dem Kiemendarm ausgestoßen, endlich schließt sich der Atrialsiphon auch ganz oder teilweise; 2) beide Siphonen schließen sich gleichzeitig, dann folgt eine rasche Kontraktion der Längsmuskulatur ohne Wasserausstoßung. Die Häufigkeit dieser in filtriertem Wasser besonders deutlichen rhythmischen Bewegungen variiert bei *Styela clava* zwischen 8 und 27 in 1 Std., und zwar tritt der erste Bewegungstyp häufiger auf als der zweite (Fig. 50).

**Entwicklungsgeschichte**

1. Fortpflanzung. — Mit ganz wenigen Ausnahmen sind die Seescheiden hermaphroditische Tiere.

Das reife Ovarialei ist von drei Zellhüllen umgeben, zwei Follikelepithelhüllen und einer Testazellenschicht. Wenn sich das fertige Ei vom Eierstock ablöst, zerreißt das äußere Follikelepithel; das innere Follikelepithel und die Testazellen dagegen umgeben das Ei während der ganzen Embryonalentwicklung.

Die mosaikartig in einfacher Lage um das Chorion angeordneten Follikelzellen bilden eine völlig geschlossene Hülle um das Ei. Bei viviparen Arten besteht das Follikelepithel aus ganz flachen Zellen,

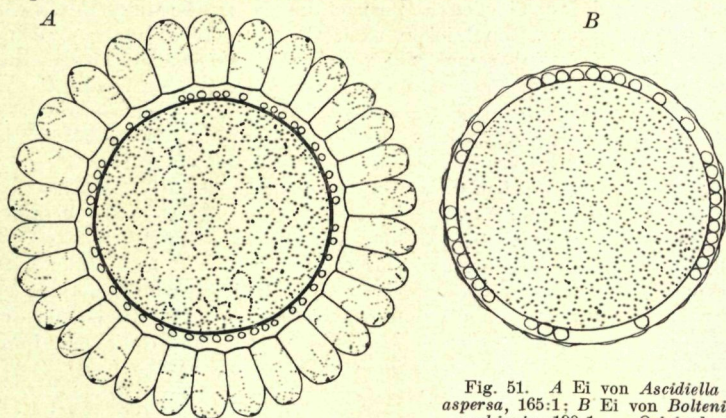


Fig. 51. A Ei von *Ascidiella aspersa*, 165:1; B Ei von *Botlenia echinata*, 190:1. — Original.

bei oviparen setzt es sich dagegen häufig aus großen Schaumzellen zusammen, die als Schwebapparat Bedeutung haben können (Fig. 51); Eier von *Corella paralelogramma* und *Ascidiella aspersa* sinken überhaupt nicht zu Boden.



Die *Testazellen* des abgelegten Eies sind runde, gelbliche oder grünlichgelbe Körperchen, die im perivitellinen Raum zwischen Eioberfläche und Chorion liegen. Sie bilden bald eine einfache, scheinbar zusammenhängende Lage, bald sind sie nur stellenweise und nicht selten in mehreren Schichten vorhanden. Schon METSCHNIKOFF (1872) hat bemerkt, daß sie amöboid beweglich sind. Die Filmaufnahme, die KOPSCH kürzlich (1930) von der Embryonalentwicklung der Aszidien gemacht hat, zeigt besonders deutlich, daß die Testazellen ein großes Bewegungsvermögen besitzen, nicht nur am frisch abgelegten Ei, sondern während der ganzen Embryonalentwicklung. Die Funktion der Testazellen ist viel diskutiert worden; die meisten neueren Verfasser sind der Ansicht, daß die Testazellen Bedeutung für die Ernährung des heranwachsenden Eies haben<sup>6)</sup>.

Die Größe der Eier ist bei nur wenigen Aszidien-Arten festgestellt worden. Bei Oviparen schwankt der Eidurchmesser, wenn von den Eihüllen abgesehen wird, innerhalb enger Grenzen, und zwar zwischen etwa 0.11 mm (mehrere *Molgulidae*) und etwa 0.21 mm (*Ascidia obliqua*). Viel größer sind die Eier bei einigen viviparen Arten: so ist ihr Durchmesser bei *Dendrodoa grossularia* 0.48 mm, bei *Stolonica socialis* sogar 0.72 mm. Es gibt indessen auch vivipare Arten mit relativ kleinen Eiern, so z. B. beträgt ihr Durchmesser bei *Molgula bleizi* 0.16 mm, *Ascidia callosa* 0.17 mm und *Boltenia echinata* 0.18 mm.

Die Spermien der Aszidien sind typische Geißelzellen mit stäbchen- oder linsenförmigem Kopf und langem, fadenförmigem Schwanz.

Die Mehrzahl der solitären Arten sind ovipar. Die unbefruchteten Eier werden direkt ins Wasser entleert, und hier erfolgt die Befruchtung. Meist laichen mehrere Individuen gleichzeitig, und zwar soll dies nach verschiedenen Beobachtungen zu bestimmten Tagesstunden stattfinden. So laichen nach CASTLE (1896) und CONKLIN (1905) *Ciona intestinalis* und *Molgula manhattensis* an der O-amerikanischen Küste frühmorgens, *Styela partita* dagegen spät am Abend. Obwohl Eier und Samen eines Individuums oft gleichzeitig entleert werden und im Wasser leicht zusammentreffen können, ist Selbstbefruchtung bei einigen Arten ausgeschlossen, weil die betreffenden Tiere selbststeril sind. Das ist z. B. bei *Ciona intestinalis* und wahrscheinlich auch einigen *Ascididiidae* der Fall.

Die koloniebildenden Seescheiden sind vivipar, d. h. die Embryonalentwicklung findet innerhalb des Muttertieres statt; erst die fertige Larve gelangt ins freie Wasser. Vivipar sind aber auch einige solitäre Arten, so in der Nord- und Ostsee: *Ascidia callosa*, *Polycarpa fibrosa*, *Polycarpa pomaria*, *Dendrodoa grossularia*, *Boltenia echinata*, *Halocynthia pyriformis*, *Molgula citrina* und *Molgula complanata*.

Als Brutraum dienen hauptsächlich besondere Abschnitte der Peribranchialräume oder des Atrium. Bei einigen *Polycitoridae*, z. B. bei *Distaplia*, findet sich eine geräumige medio-dorsale Ausstülpung des

<sup>6)</sup> Nach Beobachtungen N. KNABEN'S-Oslo, der zur Zeit (VII. 1933) auf Herdla mit experimentellen Untersuchungen über die Aszidienentwicklung beschäftigt ist, werden die Testazellen beim Schlüpfen der Larven abgeworfen. Seine Experimente deuten weiter an, daß die Testazellen das für die Verdauung und Sprengung des Chorions nötige Enzym liefern. (Mündliche Mitteilung.)



Atrium, die als Brutsack dient und in die der Ovidukt einmündet. Bei den *Didemnidae*, denen ein Ovidukt fehlt, fallen die reifen Eier einfach in die Leibeshöhle und gelangen von hier aus in die tieferen Schichten des Zellulosemantels. Ob sie das Hautepithel direkt durchsetzen oder von Epithelausstülpungen umgeben bleiben, ist noch nicht klargelegt.

Die Eier von *Botrylloides* entwickeln sich nach GARSTANG (1928) in situ. Bei *Botryllus* gelangen sie dagegen in die Peribranchialräume; hier treten Falten des parietalen Peribranchialepithels auf und umgeben glockenförmig den der Leibeshöhle zugekehrten Teil des Embryos.

2. Embryonalentwicklung. — Die Furchung ist total und bilateral-symmetrisch; die I. Furche ist median, die II. liefert 2 vordere und 2 hintere Zellen, und durch die III. entstehen 4 ventrale und 4 dorsale Zellen, usw. Auf dem 64-Zellen-Stadium, wenn die Gastrulation eben einsetzen soll, besteht die Blastula nach CONKLIN aus folgenden Elementen:

Die ventrale	Die dorsale (vegetative) Hälfte:
(animale) Hälfte:	4 Neuralplatten, 4 Chordazellen,
26 Ektodermzellen,	10 Mesenchymzellen, 4 Muskelzellen,
6 Neuralplattenzellen;	10 Entodermzellen.

Die 10 Neuralplattenzellen sind in 2 unmittelbar hintereinander liegenden Bogenreihen geordnet. Dicht hinter ihnen bilden die 4 Chordazellen eine dritte Bogenreihe. Die lateralen Flügel dieser Reihe stoßen

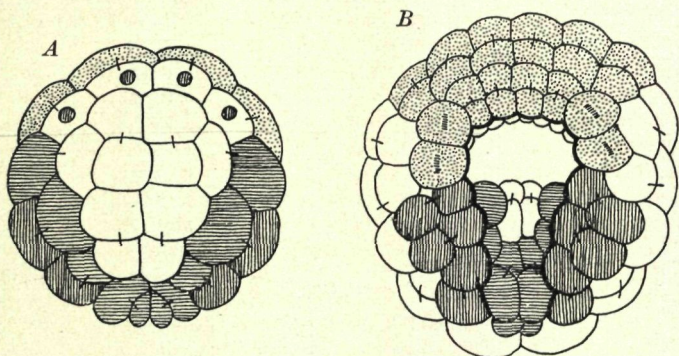


Fig. 52. Entwicklung von *Styela partita*. — A 64-Zellenstadium von der Dorsalseite (Neuralzellen punktiert, Chordazellkerne schraffiert, Entodermzellen weiß, Mesenchymzellen waagrecht, Muskelzellen senkrecht schraffiert); B Gastrulationsstadium in gleicher Ansicht (Ektodermzellen weiß, seitlich und hinten sichtbar).  
Nach CONKLIN aus SCHLEIP.

an die vorderen Zellen des Mesenchymbogens, und so bilden Chorda- und Mesenchymzellen zusammen den die Entodermzellen umgebenden Chorda-Mesenchymring (Fig. 52 A). Es ist bemerkenswert, daß diese Differenzierung schon im ungefurchten Ei vorgebildet ist, und zwar in Form besonderer, entsprechend lokalisierter Plasmasubstanzen, deren formative Bedeutung festgestellt werden konnte (CONKLIN, DUESBERG).



Die Gastrulation verläuft in der Weise, daß sich das entodermale Feld einstülpt, während vorn die Chordazellen, seitlich und hinten die Mesenchymzellen um die Urmundlippe herum ins Innere einbezogen werden (Fig. 52 B).

Die *Chordazellen* geraten durch die Gastrulation ins Dach des Gastrozöls dicht unter die Neuralplatte. Aus den 4 Chordazellen sind inzwischen durch 2 aufeinander folgende Teilungen 16 Zellen entstanden, die sich zunächst in 2, später durch Verschiebung des Zellmaterials in 4 Querreihen ordnen. Die vorn den Urmund umgebende *Neuralplatte* wächst rasch über diesen nach hinten hinaus bis an das Hinterende des Embryos, unter allmählichem Verschuß des Blastoporus. Durch das Wachstum der Neuralplatte werden die Chordazellen und die den Urmund seitlich umgebenden Muskelzellen in den hinteren Teil des Embryos verschoben, wo sie in die Schwanzanlage eintreten. Kurz vor dem Verschuß des Blastoporus entstehen hinten 2 nach vorn verlaufende Falten, die V-förmig die Neuralplatte zwischen ihre Schenkel einschließen. Diese Neuralfalten verwachsen von hinten nach vorn zu fortschreitend, unter Verwandlung der Neuralplatte ins Nervenrohr.

Aus der weiteren *Embryonalentwicklung* bis zur fertigen Larve sollen einige Züge kurz erwähnt werden:

Am primären Nervenrohr lassen sich früh ein hinterer, ein mittlerer und ein vorderer Abschnitt unterscheiden. Das hintere, dorsal der Chorda gelegene kaudale Nervenrohr bildet einen winzigen soliden Zellstrang. Aus dem mittleren Abschnitt des primären Nervenrohres entwickelt sich das larvale Nervensystem (*Rumpfganglion*), aus dem vorderen Abschnitt die Sinnesblase und der Flimmergrubenkanal. Die larvalen Sinnesorgane, *Statolith* und *Auge*, entstehen dicht hintereinander im Dach der Sinnesblase; die Statolithenzelle wird aber während der weiteren Entwicklung auf die Ventralseite verschoben, indem das Wandepithel der Blase zwischen Statolith und Auge sich allmählich verdünnt und ausdehnt; das Auge bleibt dagegen dorsal, gewöhnlich  $\pm$  nach rechts verschoben.

Für die Ausbildung des *Schwanzes* ist die Entwicklung der Chorda besonders wichtig. Nachdem die Chordazellen in den hinteren Teil

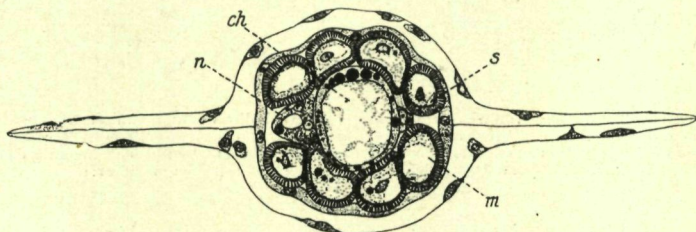


Fig. 53. Querschnitt durch den Ruderschwanz einer Larve von *Amaroucium constellatum* (Verr.). — *ch* Chorda; *m* Muskelzellen; *n* Nervenrohr; *s* Schwanzentoderm.  
Nach GRAVE.

des Embryos gelangt sind (s. o.), ordnen sie sich allmählich hintereinander in einfacher Reihe, die zentrale Längsachse des Schwanzes



bildend; damit ist zugleich die endgültige Zahl der Chardazellen (etwa 60 bis 64) erreicht. Später treten in diesen Vakuolen auf, die sich nach und nach vergrößern und die Form quergestellter, hintereinander liegender, bikonvexer Linsen annehmen; die plasmatischen Chorda-Elemente werden dementsprechend in eine einfache Reihe bikonkaver Körper zerlegt. Mit zunehmender Größe der Vakuolen werden diese plasmatischen Scheidewände immer dünner. Bei den meisten Arten verschmelzen schließlich die Vakuolen und bilden einen einheitlichen, homogenen Körper.

Die *Schwanzmuskulatur* ist in 2 rechts und links der Chorda gelegenen, einschichtigen Muskelbänder angeordnet. Zwischen diese eingeschoben läuft dorsal der Chorda das *kaudale Nervenrohr*, ventral von ihr ein Zellstrang aus Entodermzellen (*Schwanzentoderm*).

Das Entoderm bildet nach vollendeter Gastrulation den Boden des Gastrozöls. Aus den hinteren Entodermzellen geht das Schwanzentoderm, aus dem vorderen, gastralen Entoderm die sehr umfangreiche Darmanlage hervor; diese liefert außer dem Kiemendarm später nicht nur die Anlage des Verdauungstrakts, sondern auch des Herz-Perikards und der Epikardialröhren. Nach SEELIGER entsteht die Herz-Perikardanlage bei *Clavelina* und *Ciona* als einfache Ausstülpung der hinteren Kiemendarmwand; dicht neben ihr stülpt sich die Kiemendarmwand an 2 Stellen aus, um die Epikardialröhren zu bilden.

Was die Anlage der Peribranchialräume betrifft, so weichen die Ansichten der verschiedenen Forscher stark voneinander ab. Einige, wie METSCHNIKOFF, DELLA VALLE, PIZON, VAN BENEDEN & JULIN, leiten diese Anlagen vom Entoderm ab, während andere (KOWALEVSKY, SALENSKY, WILLEY, DAMAS, SEELIGER) die Peribranchialräume als ektodermale Einstülpungen entstehen lassen. Die Frage hat besonders theoretisches Interesse wegen der peribranchialen Knospung (s. S. XII. a 101): Sind nämlich die Peribranchialräume ektodermalen Ursprungs, so wären auch das Knospenentoderm bei den *Botryllidae* (und *Styelidae*) und damit auch die meisten inneren Organe ihrer Blastozoiden ektodermal.

Ganz neuerdings hat POURBAIX (1930) die Anlage der Peribranchialräume bei *Fragarium elegans* untersucht und konnte dabei den entodermalen Ursprung dieser Anlagen feststellen. Weitere Beobachtungen hierüber sind auch bei anderen Arten, besonders Stolidobranchiaten, dringend erwünscht.

Einer Arbeit von BALINSKY (1932) entnehme ich folgende Daten über den Ablauf der Embryonalentwicklung von *Ciona intestinalis* im Verhältnis zur Zeit bei 10° C; die Zahlen geben die Zeit in Std. an, von der Befruchtung an gerechnet:

Stadium	Std.
2-Zellen-Stadium . . . . .	1½
4-Zellen-Stadium . . . . .	2½
16-Zellen-Stadium . . . . .	5
Beginn der Gastrulation . . . . .	8
Verschluss des Neuralrohres . . . . .	21
Der Schwanz bildet einen vollen Ring um den Körper . . . . .	34
Beginn des Schlüpfens . . . . .	55
Voilausgebildete schwimmende Larven . . . . .	75



Bei steigender Temperatur wird die Entwicklungsgeschwindigkeit stark beschleunigt (Fig. 54); bei der im Nordseegebiet normalen Som-  
mertemperatur von 16° bis 17° C dauert die ganze Em-  
bryogenese nur 20 bis 30 Stun-  
den (HUUS 1927).

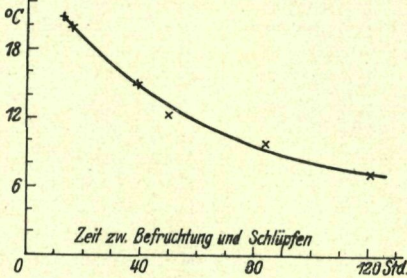


Fig. 54.

Einfluß der Temperatur auf die Embryonalentwicklung. — Die oberen 4 Werte nach *Phallusia mammillata* (Cuv.), die unteren 2 nach *Ascidia prunum* Müll. — Nach BERRILL.

zu der gewöhnlichen, der „urodelen“. Es sind schon mehrere Molguliden mit verkürzter (anureller) Entwicklungsweise bekannt, aus europäischen Meeren: *Molgula occulta*, *M. bleizi*, *M. macrosiphonica*, *M. solenota*, *M. retortiformis*, *M. kolaensis* Ärnäck und *Eugyra arenosa*. Anur sind auch die O-amerikanischen Arten *Molgula robusta* (van Name) und *Bostrichobranchus pilularis* (Verrill). Den Molguliden-Larven fehlt stets ein Auge. Wo die Entwicklung anur ist, unterbleibt auch die Anlage des Statolithen. Was die Einzelheiten dieses abweichenden Entwicklungsmodus sonst betrifft, ist Spezialarbeiten zu entnehmen (DAMAS, BERRILL).

3. Die Larven. — Das Schlüpfen der Larven geschieht auf zweierlei Art: Bei den meisten einfachen Ascidien erzeugen die Larven ein Enzym, mit dessen Hilfe die Chorionmembran verdaut wird. Bei den koloniebildenden und bei Formen mit viel Eidotter wird sie einfach zerrissen (BERRILL 1930). Vgl. Fußnote 6, S. XII. a 93.

Nach dem Schlüpfen sind die Larven anfangs positiv heliotrop, werden aber bald indifferent und dann negativ heliotrop. Den Molguliden-Larven fehlt ein Lichtsinn; sie zeigen jedenfalls keine Orientierung zum Licht (GRAVE 1927). Das aktive Schwimmen der Larven wechselt mit Ruhepausen. Während des Schwimmens rotiert der Larvenkörper um seine Längsachse, und zwar (von hinten aus gesehen) im Sinne des Uhrzeigers.

Die Dauer des freischwimmenden Larvenlebens ist meist sehr kurz. So dauert es bei *Amaroucium pellucidum* (Leidy) 10 bis 100 min (GRAVE 1920), bei *Botryllus schlosseri* von 13 min bis etwa 28 Std. (GRAVE & WOODBRIDGE 1924), bei *Molgula citrina* von 5 min bis etwa 3 Std. (GRAVE 1926), bei *Ciona*, *Corella*, *Ascidia mentula* und *Ascidiella aspersa* etwa 15 bis 20 Std. (HUUS 1927). Durch Versuche mit *Symplegma viride* Herdman hat GRAVE (1927) experimentell feststellen können, daß das Sonnenlicht einen Einfluß auf die Dauer des freien



Larvenlebens ausübt. Im hellen Sonnenlicht setzen sich die Larven nach etwa 15 *min* fest, im Dunkel sind sie nach 2 Tagen noch nicht metamorphosiert und sterben ab. Eine Verkürzung des freien Larvenlebens hat WEISS (1928) bei *Ciona intestinalis* durch Thyreoida-Behandlung erzielt, und HUUS hat dieses Resultat an Botrylliden-Larven bestätigen können.

Unsere Kenntnisse von der speziellen Morphologie und Anatomie der Aszidienlarven sind noch sehr lückenhaft; die Larven vieler Arten sind überhaupt nicht bekannt. Eine vollständige Bestimmungstabelle der Larven der einzelnen Arten unseres Gebietes läßt sich daher zur Zeit nicht aufstellen. Die nachfolgende Tabelle soll nur ein erster Versuch sein, eine Orientierung über die wichtigsten bekannten Larventypen unseres Gebietes zu geben.

**A.** Mit äußerer Mund- und Atrialöffnung; Kiemendarm mit Kiemenspalten; zwei Sinnesorgane; Schwanz gedreht (horizontal gestellt)

*Aplosobranchiata.*

a) Drei große, saugnapfartige Haftpapillen mit langem Stiel in einer dorso-ventralen Reihe (Fig. 55 A)

α) Vorn neben den Haftpapillen lappenförmige Hautausstülpungen (Ampullen); Doppelindividuen, durch Knospung gebildet, im Rumpfabschnitt eingeschlossen . . . . . *Didemnidae.*

β) In der Mantelsubstanz des Rumpfabschnittes eine größere Zahl kleiner Blasen, die als terminale Erweiterungen verzweigter, röhriger Hautausstülpungen entstanden; keine Doppelindividuen . . . . . *Synocidae.*

b) Haftapparat aus drei ins Dreieck gestellten, vorn-ventral entspringenden Lappen bestehend

\*) Keine oder undeutliche Papillen an den Lappen  
*Clavelina lepadiformis.*

\*\*) Deutliche, etwa saugnapfartige Papillen . . . . . *Distaplia.*

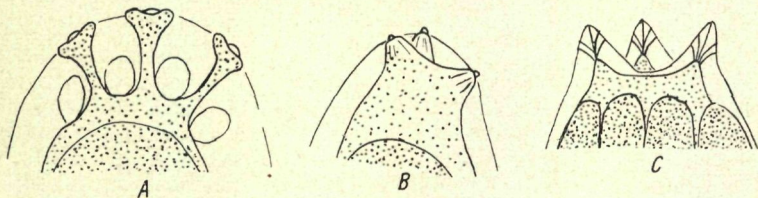


Fig. 55. Drei Typen von Haftpapillen bei Aszidienlarven. — A *Polyclinium aurantium*; B *Ascidia callosa*; C *Botrylloides leachi*. — Original.

**B.** Keine Mund- oder Atrialöffnung; keine Kiemenspalten

a') Schwanz gedreht; drei zapfenartige Haftpapillen mit knötchenförmigem Endabschnitt, ins Dreieck gestellt (Fig. 55 B); zwei getrennte Sinnesorgane . . . . . *Phlebobranchiata.*

α') Dorsale Haftpapillen teilweise verschmolzen  
*Corella parallelogramma.*



β') Dorsale Haftpapillen deutlich getrennt

*Ciona*, *Ascidia* (Fig. 56), *Ascidella*.

b') Schwanz vertikal gestellt; Haftpapillen klein oder fehlend; ein oder zwei Sinnesorgane . . . . . *Stolidobranchiata*.



Fig. 56. *Ascidia callosa* (Stps.); Larve. — Nach HUUS.

1) Zwei getrennte Sinnesorgane

○) Haftpapillen vorhanden . . . . . *Botlenia echinata*.

○) Haftpapillen fehlend . . . . . *Halocynthia pyriformis*.

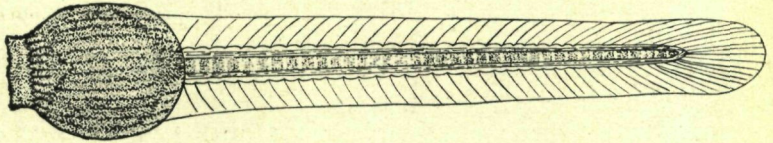


Fig. 57. *Dendrodoa grossularia* (van Bened.); Larve. — Nach BERRILL.

2) Nur ein Sinnesorgan (einfach oder zusammengesetzt)

†) Haftpapillen vorhanden

\*) Vorn am Rumpfabschnitt parallel verlaufende Hautfalten

□) Acht Hautfalten . . . . . *Botryllidae* (Fig. 55 C).  
(Rumpfabschnitt von *Botryllus schlosseri* etwa  
0.45 mm, von *B. leachi* etwa 0.70 mm lang).

□) Mehr als 20 Hautfalten

*Dendrodoa grossularia* (Fig. 57).

\*\*\*) Keine Hautfalten . . . . . *Polycarpa fibrosa*.

††) Keine Haftpapillen und keine Hautfalten . . . *Molgulidae*.

4. Metamorphose. — Der Haftapparat der Aszidienlarven scheidet ein klebriges Sekret aus, mit dem sie sich am Ende des Larvenlebens an der Unterlage festheften. Das larvale Lokomotionsorgan, der Ruderschwanz, ist damit entbehrlich geworden und verfällt schnell der Histolyse; sein Zellmaterial wird in den Aszidienkörper aufgenommen (Involution des Schwanzes). Auch die larvalen Sinnesorgane (Statolith, Auge) und das larvale Nervensystem (Rumpfganglion) bilden sich zurück.

Während der Metamorphose ändert sich die äußere Gestalt der Seescheide: Durch schnelles Wachstum dreht sich der Körper, derart, daß die bei der Festheftung der Larven vorn dicht am Haftapparat gelegene Mundregion bald nach oben gerichtet wird. Bei den einfachen Aszidien entstehen kurz nach der Festheftung lange, schlauchartige Hautausstülpungen (Ampullen) am Basalteil der Tiere; sie werden teils als Haft-, teils als Atmungsorgane aufgefaßt (Fig. 58 A).



Bei den Phlebo- und Stolidobranchiaten werden Mundöffnung und erste Kiemenpalten erst nach Festheftung der Larve gebildet. Bei den Phlebobranchiaten sind die 2 Peribranchialräume zunächst völlig getrennt, und jeder öffnet sich getrennt nach außen (Fig. 58 B). Erst später entsteht das Atrium durch Verwachsung der beiden Peribranchialräume; gleichzeitig nähern sich die Peribranchialsiphone und bilden durch Verschmelzung den definitiven Atrialsiphon. Diese Verschmelzung bleibt aus irgendeinem Grund zuweilen aus, und dann bleiben zeitlebens 2 getrennte Ausströmungsöffnungen erhalten; einige Fälle dieser Hemmungsanomalie sind bei *Asciditella aspera* bekannt.

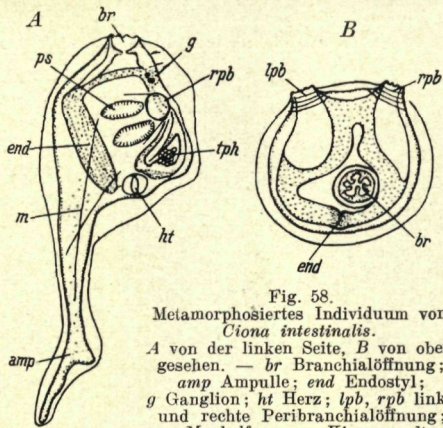


Fig. 58.  
Metamorphosiertes Individuum von  
*Ciona intestinalis*.

A von der linken Seite, B von oben gesehen. — br Branchialöffnung; amp Ampulle; end Endostyl; g Ganglion; ht Herz; lpb, rpb linke und rechte Peribranchialöffnung; m Muskelfaser; ps Kiemenpalte; tph Schwanzphagozyten.

Nach BERRILL.

5. Ungeschlechtliche Fortpflanzung. — Neben der geschlechtlichen Fortpflanzung durch befruchtete Eier kommt bei Aszidien auch ungeschlechtliche durch Knospung vor. Indessen haben nicht alle Seescheiden diese Fähigkeit. Die Aplousobranchiaten können sich ausnahmslos ungeschlechtlich fortpflanzen; unter den Phlebobranchiaten vermehren sich dagegen die *Ascidiinae*, *Rhosomatidae* und *Cionidae* ausschließlich geschlechtlich, nur *Diazonidae* und *Pero-phorinae* auch durch Knospung. Unter den Stolidobranchiaten findet sich endlich die ungeschlechtliche Vermehrungsweise bei den *Botryllidae* und einigen *Styelidae*, wie *Distomus*, *Stolonica* und *Kükenthalia*; bei vielen anderen Styeliden (*Pelonaia*, *Styela*, *Cnemidocarpa*, *Polycarpa*, *Dendrodoa*), bei *Pyuridae* und *Molgulidae* ist ungeschlechtliche Fortpflanzung dagegen noch nie beobachtet worden.

An der sehr einfach gebauten, ungefähr blasenförmigen jungen Aszidienknospe unterscheidet man das die äußere epitheliale Schicht bildende Knospenektoderm und die als Knospentoderm bezeichnete innere Blase; außerdem finden sich im Zwischenraum zwischen diesen zwei Blättern einige mesenchymatische Zellelemente.

Das Knospenektoderm stammt direkt vom Hautepithel des Muttertieres und liefert stets nur das Ektoderm des neuen Individuums. Die meisten inneren Organe entwickeln sich aus der inneren Blase der Knospe; die Beziehung des Knospentoderms zu den mütterlichen Geweben und Organen hat daher ein besonderes Interesse und wird auch als Grundlage für die Aufstellung der verschiedenen Knospungstypen verwendet.



a) *Die palliale (oder peribranchiale) Knospung.* Dieser Knospungstypus ist besonders von den *Botryllidae* bekannt. Die Knospenanlagen, die meist paarig, eine rechts, eine links, auftreten, entstehen als einfache Ausstülpungen der Peribranchialhöhle, so daß das Knospentoderm vom parietalen Blatt des Peribranchialepithels geliefert wird (Fig. 59). Wie SELYS-LONGCHAMPS (1916) gezeigt hat, findet sich

dieser Knospungstypus auch bei *Stolonica socialis* und *Heterocarpa glomerata* (*Distomus variolosus*). Wahrscheinlich haben wir es hier

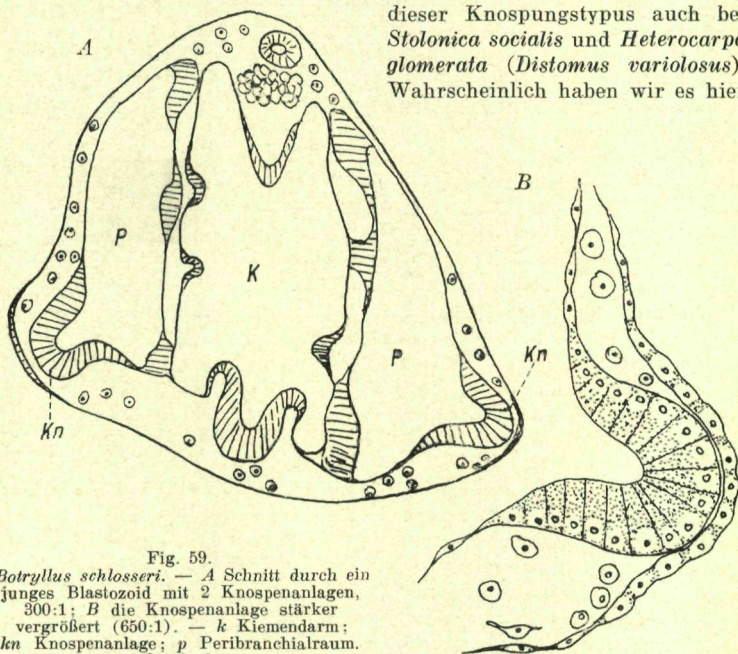


Fig. 59.  
*Botryllus schlosseri.* — A Schnitt durch ein junges Blastozoid mit 2 Knospenanlagen, 300:1; B die Knospenanlage stärker vergrößert (650:1). — k Kiemendarm; kn Knospenanlage; p Peribranchialraum. Original.

mit einem für sämtliche kompositen Stolidobranchiaten gemeinsamen Knospungsmodus zu tun. Bei anderen Aszidiengruppen ist palliale Knospung nicht gefunden worden.

b) *Mesoblastische Knospung* findet sich bei *Perophora* und *Clavelina*. Bei ersterer werden die Knospen als Divertikel der Stolonen angelegt. Die Stolonen sind schlauchförmige Ausstülpungen der primären Leibeshöhle, entspringen vom Hinterende des Muttertieres und verzweigen sich über die Unterlage. Ein mesenchymatisches Septum teilt das innere Lumen der Stolonen der Länge nach, wodurch zwei Gefäße entstehen, die am blinden Ende miteinander kommunizieren. Das Stolonenseptum reicht auch bis in die Knospenanlagen. Hier ist es etwas verdickt und liefert nachträglich einen Zellhaufen mit zentraler Lichtung. Diese aus dem mesenchymatischen Stolonenseptum hervorgehende innere Blase der Knospe bildet das Knospentoderm.



Wie bei *Perophora*, so entstehen auch bei *Clavelina* die Knospen aus den Stolonen, und das Knospenentoderm wird vom mesenchymatischen Stolonenseptum gebildet. Indessen unterscheidet sich die Knospung bei *Clavelina* von der bei *Perophora* in einigen wichtigen Punkten. Bei dieser bleiben Knospenanlagen und vollentwickelte Blastozoiden durch die Blutbahnen der Stolonen in morphologischer und physiologischer Verbindung miteinander; bei *Clavelina* dagegen werden die Knospen in besonderen terminalen Aussackungen (*Knospungskammern*) angelegt, die sich sehr früh von den Stolonzweigen, aus denen sie hervorgegangen sind, völlig trennen. Das Ektoderm der Knospungskammern besteht aus hohen Zylinderzellen, in deren peripherem Teil Reservestoffe abgelagert sind; diese lassen die Kammern weißlich-opak erscheinen. Auch in ihrem Innern sind Reservestoffe tragende Zellen angehäuft. BRIEN & BRIEN-GAVAGE (1927) nennen diese Knospung *mesoblastisch-statoblastisch*, die bei *Perophora* *mesoblastisch-stolonial*.

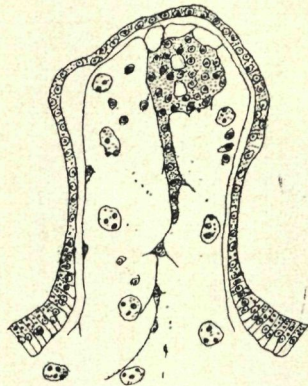


Fig. 60.  
*Clavelina lepadiformis*, Schnitt  
durch junge Knospe.  
Nach BRIEN.

c) *Epikardiale Knospung* wird die Knospung vieler *Polycitoridae* und *Synoicidae* genannt. Das Knospenentoderm wird hier vom Epikard geliefert, einem blindsackförmigen Organ, das ursprünglich hinten im Boden des Kiemendarms entspringt und durch Abdomen (und Postabdomen) weit nach hinten zieht. Bei den *Polycitoridae* entsteht als abdominale Ausstülpung des Epikards zuerst eine *Primordialknospe*. Diese teilt sich später in *Sekundärknospen*, aus denen sich die Blastozoiden entwickeln. Bei den *Synoicidae* ist das Hinterende des Körpers in ein langes, schlauchförmiges Postabdomen ausgewachsen. Das in dorso-ventraler Richtung stark zusammengedrückte Epikardialrohr durchzieht das ganze Postabdomen bis zum Herzen, eine Art Scheidewand zwischen den Blutbahnen des Postabdomen bildend. Die Knospen werden bei den *Synoicidae* durch *Strobilation des Postabdomen* angelegt, indem aus jedem Tier mehrere hintereinander gelegene Knospenanlagen entstehen. Ein Stück des Epikardialrohres geht in jede Knospenanlage ein und bildet deren Knospenentoderm (Fig. 61).

d) *Entero-epikardiale Knospung*. Eine eigentümliche Modifikation der typischen epikardialen Knospung der *Synoicidae* hat BRIEN (1925) bei *Aplidium zostericola* (Giard) entdeckt. Bei knospenden Individuen dieser Seescheide reicht die durch einen ungewöhnlich langgestreckten Magen sehr umfangreich gewordene Darmschlinge weit nach hinten, und das Postabdomen wird bis auf die Herzregion reduziert. Bei *A. zostericola* geschieht die ungeschlechtliche Vermehrung nun durch *Strobilation des Abdomen*, nicht des Postabdomen; dadurch werden so-



wohl Epikardialrohr als auch Magen und Darmschlinge in Segmente zerlegt. Jede Knospe schließt somit neben einem Epikardialstückchen zwei Fragmente des mütterlichen Darmtrakts ein (Fig. 62), die Magen, Mitteldarm und Rectum des neuen Individuums liefern. — Ähnlich wie bei *A. zostericola* scheint die ungeschlechtliche Fortpflanzung auch bei den *Diazonidae* durch Strobilation des Abdomen stattzufinden (CAULLERY 1914, SALFI 1926).

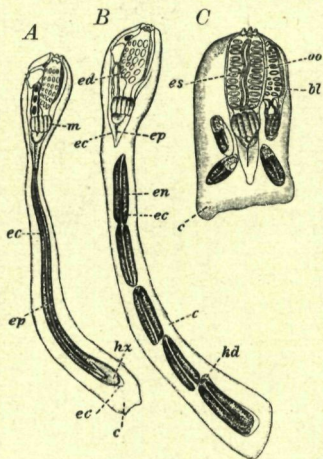


Fig. 61.

*Amaroucium proliferum*;  
postabdominale Knospung.

A junges Oozoid; B Strobilation des Postabdomen; C junge Kolonie aus 4 Individuen. — bt Blastozoid;  
c Zellulosemantel; ec Ektoderm;  
ed Enddarm; en Entoderm;  
ep Epikard; es Endostyl; hx Herz;  
kd Kiemendarmanlage; m Magen;  
oo Oozoid.

Nach KOWALEVSKY AUS SEELIGER.

tere Ausstülpung der entodermalen Blase auf; vom hinteren Teil dieser Blase entsteht auch die Herz-Perikard-Anlage und die Anlage des sich nur bei Aplousobranchiaten und Diazoniden findenden Epikards. Zwei laterale Ausstülpungen, eine rechts und eine links, bilden die Anlagen der Peribranchialräume, und als die des Nervensystems und der Neuraldrüse entsteht median-dorsal das Dorsalrohr. Die vorderen und mittleren Teile der Entodermblase bilden endlich die umfangreiche Kiemendarmanlage.

Über die Genese der Geschlechtsorgane herrscht noch viel Unsicherheit. Die meisten Verfasser lassen allerdings diese Organe aus mesenchymatischen Elementen der Knospen hervorgehen. Bei den *Botryllidae* sollen die Geschlechtsorgane nach PIZON (1892) einen doppelten Ursprung haben. Die meisten ihrer Teile entstehen aus den mesenchymatischen Elementen der Knospen, die Eizellen aber wandern vom Mutter-

Die Knospung der *Didemnidae* nimmt eine Sonderstellung ein; hier treten nämlich 2 ungleichwertige Knospen auf, *Thorakal-*, bzw. *Abdominalknospe* (Fig. 63). Aus ersterer entwickelt sich ein Thorax, und dieser verbindet sich mit dem Abdomen des Muttertieres zu einem neuen Individuum, während die Abdominalknospe des mütterlichen Thorax ein neues Abdomen liefert. Aus diesem Entwicklungsvorgang erklärt sich das Auftreten von Doppelindividuen, die sich in Didemnidkolonien vorfinden. Nach SALFI entsteht die Thorakalknospe aus dem Epikard, die Abdominalknospe aus dem Ösophagus; frühere Forscher (CAULLERY, PIZON) nehmen dagegen für beide Knospen entero-epikardiale Anlage an.

Wie erwähnt, entwickeln sich die meisten inneren Organe der Blastozoiden aus dem Knospenentoderm. Sehen wir von den in bezug auf die Genese des Darmtrakts besonderen Verhältnissen bei *Aplidium zostericola* und *Didemniden* ab, tritt die Darmanlage bei den Blastozoiden als einfache hintere



tier in die Knospe ein. Daraus erklärt sich das Vorkommen großer Eizellen in ganz jungen Knospen.

Eine eigentümliche Verbindung zwischen der Anlage des Nervensystems und der der Geschlechtsorgane hat BRIEN (1927) bei *Aplidium zostericola* nachgewiesen. Durch die Strobilation des Abdomen geht ein Stück des bei dieser Aszidie sich findenden Dorsalstranges in jede Knospe ein; aus dem vorderen Abschnitt dieses Dorsalstrangfragmentes entwickeln sich Nervensystem und Flimmergrubenkanal mit Neuraldrüse; aus dem hintern geht die Anlage der Geschlechtsorgane hervor (vergl. S. XII. a 60). Eine gemeinsame Anlage für Nervensystem und

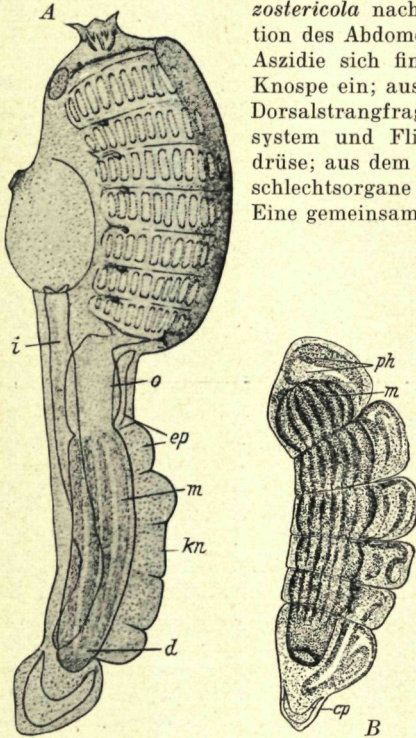


Fig. 62.

*Aplidium zostericola* (Giard);

Strobilation des Abdomen.

A Individuum mit beginnender

Teilung des Abdomen;

B Abdomen in Strobilation.

cp Epicard; d, i Intestinum;  
kn Knospe; m Magen; ph Kiemen-

darmanlage. — Nach BRIEN.

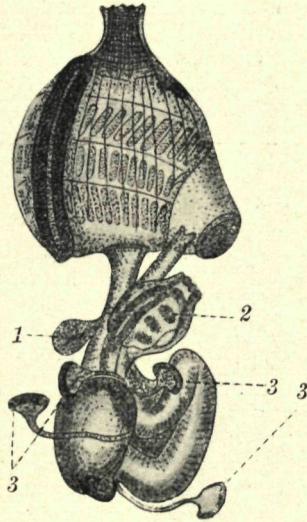


Fig. 63.

*Didemnum inarmata* (Drasche);  
entero-epikardiale Knospung.

1 Ösophagealknospe;

2 Thorakalknospe;

3 ektodermale Ampullen.

Nach SALFI.

Geschlechtsdrüsen hat BRIEN (1927) auch bei *Clavelina lepadiformis* nachgewiesen; hier entsteht aber die gemeinsame Anlage aus dem Knospentoderm.

6. Generationswechsel. — Ein wahrer Generationswechsel kommt nach BRIEN bei *Perophora* vor: Die Oozoiden sind steril, senden aber Stolonen aus, an denen die Blastozoiden entstehen. Die Blastozoiden sind Geschlechtsstiere, und von ihnen entspringen keine Stolonen. (Die Blastozoiden bleiben allerdings in morphologischer und



physiologischer Verbindung mit dem Stolonensystem, aus dem sie hervorgehen und an dem neue Blastozoiden erzeugt werden.)

Auch *Distaplia magnilarva* zeigt, nach SALFI (1925), einen typischen Generationswechsel: Das Oozoid dieser *Polycitoridae*-Art überlebt einige Zeit die Bildung der Primordialknospe (vergl. S. XII. a 103) und verfällt dann der Histolyse, ohne Geschlechtsorgane zu bilden. Alle Blastozoiden entstehen aus den sich weiter durch Teilung vermehrenden Primordialknospen, sie selbst vermehren sich aber nur durch befruchtete Eier, nie durch Knospen.

Bei *Botryllidae* und *Didemnidae* vermehren sich die Oozoiden nur durch Knospung; dasselbe gilt, soweit bekannt, auch den ersten Blastozoid-Generationen; erst später entstehen Individuen, die geschlechtsreif werden. Ob sich die *Synoididae* in dieser Hinsicht ähnlich verhalten, geht aus den vorliegenden Untersuchungen nicht hervor. Einige Beobachtungen deuten an, daß sich die Blastozoiden, die geschlechtsreif werden, außerdem durch Knospung vermehren können. So hat BRIEN (1927) knospende *Clavelina*-Individuen gefunden, die Embryonen im Peribranchialraum trugen.

7. Lebensdauer. — Über die Lebensdauer der Aszidien liegt nur wenig Beobachtungsmaterial vor. HUNTSMAN (1921) hat versucht, Anwachszone in den Mantelplatten von *Chelyosoma* für eine Altersbestimmung zu verwenden. Daß es sich da tatsächlich um „Jahresringe“ handelt, ist aber nicht bewiesen.

An der Biologischen Station Herdla hat HUUS gelegentlich Beobachtungen über die Lebensdauer einiger Seichtwasserformen anstellen können. In einer kleinen „Polle“ mit *Zostera*-Bewuchs unweit der Station tritt *Ciona intestinalis* massenhaft auf. Im VI. finden sich nur große, geschlechtsreife Tiere, die den Boden der Polle fast bedecken. Im Laufe des VII. verschwindet diese Seescheide; gleichzeitig tritt eine neue Generation ganz kleiner Tiere auf den *Zostera*-Blättern auf. Die jungen *Ciona*-Individuen wachsen schnell, sind im X. bereits 12 bis 15 cm lang und besitzen dann schon wohlentwickelte Gonaden. Im nächsten Frühjahr, im Alter von etwa  $\frac{3}{4}$  Jahren, werden sie geschlechtsreif und sterben nach abgeschlossener Fortpflanzungsperiode als etwa ein Jahr alte Tiere ab<sup>7)</sup>.

In einer anderen Polle konnte die Lebensdauer von *Corella parallelogramma*, *Ascidella aspersa* und *Ascidella scabra* beobachtet werden. Der *Laminaria*-Bewuchs am felsigen Steilufer liefert hier ausgezeichnete Lebensbedingungen für diese Aszidien, die sich mit Vorliebe auf Laminarienlaub ansiedeln. Dieses wächst im Frühjahr und wird an dieser geschützten Stelle erst im Laufe des nächsten Sommers abgeworfen; dadurch konnte das Alter dieser Seescheiden festgestellt

<sup>7)</sup> Ähnliche Feststellungen machte GRIMPE im Aquarium des Zoologischen Gartens zu Leipzig, das im II. 1914 80 m<sup>3</sup> frischen atlantischen Wassers erhielt. Im VI. 1914 waren die Steinwände aller Becken mit vielen 2 bis 3 cm langen *Ciona* besiedelt, die im Frühjahr 1915 erwachsen waren und bei Eintritt der sommerlichen Wärme abstarben; Ende des VI. 1915 erschienen an den Wänden abermals Jungtiere, ebenso — allerdings nur noch in ganz geringer Zahl — im VII. 1916, von denen die letzten im II. 1917 verschwanden.



werden. Ähnlich wie *Ciona* werden auch *Corella* und *Asciadiella* im Frühjahr, wenn sie kaum ein Jahr alt sind, geschlechtsreif und gehen nach der Fortpflanzungsperiode ein.

Von Herrn Prof. HAGMEYER-Helgoland wurden HUUS einige im VII. 1931 gesammelte Exemplare von *Molgula tubifera* mit wohlentwickelten Gonaden zugeschickt, die sich an einem Fischkutter angesiedelt hatten, und zwar mußte dies nach dem X. 1930 geschehen sein. Von dieser Seescheide bemerkt P.-J. VAN BENEDE (1846), daß sie im VII. sehr zahlreich ist, im Winter aber nicht angetroffen wird. Daß es sich auch hier um einjährige Tiere handelt, ist daher sehr wahrscheinlich.

Aus diesen vereinzeltten Beobachtungen dürfen indessen keine allgemeinen Schlüsse über die Lebensdauer der Aszidien gezogen werden; Arten, die einjährig sind, wenn sie dicht an der Ebbelinie leben, mögen unseres Wissens in größeren Tiefen mehrjährig werden. Daß die Kolonien vieler zusammengesetzter Seescheiden mindestens 2 Jahre leben können, geht aus Erscheinungen hervor, die man als „Überwinterung“ bezeichnet. Bei vielen solcher Aszidien werden die Einzeltiere im Herbst  $\pm$  rückgebildet, die Kolonien leben aber weiter, und durch Regeneration bzw. Knospung treten im nächsten Frühjahr wieder normale Individuen auf. Die Rückbildungsprozesse befallen in erster Linie die vorderen Körperabschnitte. Bei *Clavelina* überwintern nur die Stolonen und die Knospungskammer, die deshalb „Winterknospen“ genannt worden sind; auch bei *Perophora*, *Diazona*, *Sycozoa* und vielen *Synoicidae* geht die Rückbildung sehr weit; es überwintern augenscheinlich vorzüglich die für die Knospung nötigen Körperteile, bei *Diazona* das Abdomen, bei *Synoicidae* der Postabdomen. Die überwinternden *Botryllidae*-Kolonien zeigen keine besonderen Veränderungen. Die Rückbildungsphänomene treten bei schlechten Lebensbedingungen ein; als solche kommen in der Natur vor allem wahrscheinlich niedrige Temperaturen in Betracht.

### Beziehungen zur Umwelt

1. Teilnahme an Biozönosen. — GISLEN (1930) hat in Gulmarfjord (Bohuslänküste) eine besondere Vergesellschaftung von Seescheiden nachgewiesen, in der *Ascidia mentula*, *Asciadiella aspersa*, *Corella parallelogramma*, *Ciona intestinalis*, *Dendrodoa grossularia*, *Styela rustica* und *Boltenia echinata* häufige Teilnehmer sind. An der norwegischen W-Küste beteiligen sich eine Reihe von Aszidien-Arten an den Biozönosen der Laminarien. Hier kommen *Corella parallelogramma*, *Asciadiella aspersa*, *A. scabra*, *Botryllus schlosseri* und *Botrylloides leachi* besonders häufig auf dem Laub des Zuckertangs (*Laminaria saccharina*) vor, während *Sidnyum turbinatum*, *Synoicum pulmonaria*, *Trididemnum tenerum*, *Boltenia echinata* und *Molgula citrina* häufig an den Gemeinschaften auf Stielen und Wurzeln der Laminarien teilnehmen. Auf *Zostera* können zuweilen *Ciona intestinalis* und *Leptoclinum listerianum* in außerordentlichen Mengen gefunden werden.

2. Synökten. — Auf Maskierkrabben (*Hyas*, *Inachus*, *Stenorhynchus*) finden sich zuweilen Seescheiden angesiedelt. So hat HUUS



beispielsweise auf *Hyas coarctatus* an der norwegischen W-Küste *Sidnyum turbinatum*, *Botryllus schlosseri* und *Ascidia* sp. gesehen. Auch *Styela rustica* wurde auf *Hyas* gefunden. Ob sich die Aszidien als Larven auf jenen Krabben ansiedeln oder ob ihre Träger sie sich selbst aufpflanzen, läßt sich nicht leicht entscheiden; daß sie hier aber weiterleben und -wachsen ist jedenfalls sicher. Auch Arten der Brachyuren-Gattung *Dromia* tragen nicht selten Aszidien.

Unter den vielen fremden Organismen, die auf Seescheiden leben, sind Algen, Hydroiden, Bryozoen und Würmer (*Serpulidae*) besonders häufig, und zwar kommen sie hauptsächlich auf den Aszidien-Arten vor, die auch als Unterlage für andere Seescheiden dienen (vergl. S. XII. a 76). Die Muschel *Musculus marmoratus* (Forbes) lebt eingebettet im Zellulosemantel großer einfacher Seescheiden, am häufigsten bei *Ascidia mentula*, *Ciona intestinalis* und *Ascidia* (*Ascidia*) (*Ascidia*) (Verbreitung: Norwegen bis Mittelmeer).

### 3. Entöken und Parasiten.

#### A. Protozoen.

Amöben: *Entamoeba phallusiae* Mack & Ray im Darne von *Phallusia mammillata* (von Plymouth); HUXLEY (1920) erwähnt eine Amöbe, die sich in großer Anzahl im Magen von *Clavelina lepadiformis* (von Neapel) fand.

Sporozoen (vgl. Teil II. g). Mehrere *Lankesteria*- und *Selysina*-Arten (Gregarinen) sind in den verschiedensten Seescheiden von Roscoff und Neapel gefunden worden; *Haplosporidium ascidiarum* Dub. & Har. wurde in *Parascidia elegans* und *Amaroucium proliferum* (von Roscoff) nachgewiesen. Ein eigentümliches Sporozoon, *Cardiosporidium cionae* Gav. & Steph., lebt in der Perikardialflüssigkeit von *Ciona intestinalis*. HARANT (1931) fand eine Kokzidie (*Pseudoklossia legeri* Harant) in der Pylorusdrüse bei *Styela* und *Polycarpa*; Fundstelle: W-Mittelmeer.

Suktorien finden sich zuweilen in der Präbranchialzone und an den Tentakeln. HUUS hat solche im Oslofjord besonders häufig bei *Corella parallelogramma* und *Ascidia scabra* beobachtet; und an den Küsten Frankreichs sind sie bei *Perophora listeri*, *Clavelina nana* und *Ascidia aspersa* gefunden (HARANT 1931).

#### B. Hydroiden.

Häufig in der Präbranchialzone, zuweilen auch im Atrium einiger Aszidien der kanadischen W-Küste (Departure Bay) findet sich eine Hydroide, *Crypta huntsmani* Fraser (HUNTSMAN 1912).

#### C. Nemertinen.

*Gononemertes parasita* Berg lebt im Peribranchialraum von *Ascidia obliqua* (Fundorte: Schweden, W-Norwegen).

#### D. Krebstiere.

Hauptsächlich im Kiemendarm oder Atrium der Seescheiden leben zahlreiche Krebstiere der verschiedensten Gruppen, z. T. als echte Schmarotzer, meist aber als Raumparasiten oder Kommensalen.



**De kapoden:** *Pinnotheres*-Arten (Krabben) sind häufig in verschiedenen Arten gefunden worden. Diesbezügliche Beobachtungen liegen aus europäischen Gewässern (vergl. HARTMEYER 1908/11) und von der W-Küste Kanadas vor (HUNTSMAN 1912). Einige *Pontonia*-Arten (Garnelen) leben auch in Aszidien; Fundstellen: Ostindien (KEMP 1922), W-Afrika (SLUTER 1927) und W-Mittelmeer (HARANT 1931).

**Amphipoden:** *Aristias neglectus* H. J. Hans. (Verbr.: Norwegen bis Mittelmeer) und *A. tumidus* (Kröyer) (Verbr.: Norwegen und Arktis) sind häufig, *Andaniella pectinata* Sars (Verbr.: N-Norwegen und Arktis) zuweilen in Aszidien gefunden worden. Auch andere Amphipoden kommen als zufällige Gäste im Kiemendarm vor.

**Kopepoden:** Nur die aus dem Gebiete der Nord- und Ostsee bekannten Arten sind in nachstehendem Verzeichnis berücksichtigt worden (Literatur: THORELL 1860, BRADY 1878/80, SARS 1918/21, SCHELLENBERG 1922). Bei den Angaben über die Wirtstiere ist wahrscheinlich

*Ascidia canina* = *Ciona intestinalis*, *Ascidia sordida* = *Ascidella scabra*,  
*Ascidia venosa* = *Ascidia virginea*, *Polyclinum luteum* = *Polyclinum aurantium*  
zu betrachten.

Kopepodenart	Wirtstier	Verbreitung
<i>Notodelphys allmani</i> Thorell	<i>Ascidia canina</i> , <i>A. mentula</i> , <i>A. venosa</i> , <i>Ascidella</i> <i>aspersa</i>	Norwegen bis Mittelmeer
<i>Notodelphys rufescens</i> Thorell	<i>Ascidella scabra</i> , <i>Ascidia</i> <i>obliqua</i> , <i>A. conchilega</i>	Schweden, S-Norwegen, Färøer
<i>Notodelphys coerulea</i> Thorell	<i>Ascidia venosa</i> , <i>A. virginea</i> , <i>Corella parallelogramma</i>	Schweden, S-Norwegen, Britische Inseln
<i>Notodelphys tenera</i> Thorell	<i>Ascidia canina</i>	Schweden, Norwegen
<i>Notodelphys agilis</i> Thorell	<i>Corella parallelogramma</i> , <i>Ascidia mentula</i> , <i>A. canina</i> , <i>A. aspersa</i> , <i>A. sordida</i>	Schweden, Norwegen, Britische Inseln, Frankreich
<i>Notodelphys elegans</i> Thorell	<i>Ciona intestinalis</i>	Schweden, S-Norwegen, Frankreich
<i>Notodelphys prasina</i> Thorell	<i>Ascidia canina</i> , <i>A. mentula</i>	Norwegen bis Mittelmeer
<i>Doropygus pulex</i> Thorell	<i>Corella parallelogramma</i> , <i>Ascidia canina</i> , <i>A. aspersa</i> , <i>A. venosa</i> , <i>Cynthia luvata</i>	Norwegen bis Mittelmeer (fast kosmopolitisch)
<i>Doropygus psyllus</i> Thorell	<i>Ascidella aspersa</i>	Schweden, Norwegen, Frankreich
<i>Doropygus porciaudata</i> Brady	<i>Corella parallelogramma</i>	Norwegen, Britische Inseln
<i>Doropygopsis longicauda</i> (Aurivillius)	<i>Ascidia obliqua</i> , <i>A. callosa</i> , <i>A. prunum</i> , <i>Boltenia echinata</i>	Schweden, Norwegen, Sibirisches Eismeer, Island, Grönland
<i>Doropygella thorelli</i> (Aurivillius)	<i>Ascidia mentula</i> , <i>A. obliqua</i>	Schweden, Norwegen, Färøer, Island, Grönland
<i>Pachypygus gibber</i> (Thorell)	<i>Ciona intestinalis</i> , <i>Ascidia venosa</i> , <i>A. mentula</i> , <i>Polycarpa</i> , <i>Boltenia ovifera</i> , <i>Molgula ampulloides</i> , <i>M. occulta</i>	Norwegen bis Mittelmeer, Grönland, Australien
<i>Notopterophorus auritus</i> (Thorell)	<i>Ascidia canina</i> , „große Ascidiarten“	Norwegen, Britische Inseln, Frankreich
<i>Notopterophorus papilio</i> Hesse	<i>Ascidia mentula</i> , <i>A. canina</i>	Norwegen bis Mittelmeer
<i>Notopterophorus micropterus</i> Sars	<i>Ascidia mentula</i>	Norwegen



Kopepodenart	Wirtstier	Verbreitung
<i>Notopterophorus elongatus</i> Giesbrecht	<i>Ascidia mentula</i> , <i>Phallusia mammillata</i>	Skagerak bis Mittelmeer
<i>Guncnoterophorus globularis</i> Costa	<i>Ascidia mentula</i> , <i>Styela coriacea</i> , <i>Microcosmus sulcatus</i> , <i>Molgula ampulloides</i>	Norwegen bis Mittelmeer
<i>Bolachus cylindricus</i> Thorell	<i>Ascidia mentula</i> , „mehrere Ascidiarten“	Norwegen bis Mittelmeer
<i>Bupporus lovéni</i> Thorell	<i>Ascidia mentula</i> , <i>A. aspersa</i> , <i>A. obliqua</i>	Schweden, Norwegen, Färøer
<i>Ascidicola rosea</i> Thorell	<i>Ciona intestinalis</i> , <i>Corella parallelogramma</i> , <i>Ascidia canina</i> , <i>A. mentula</i> , <i>A. aspersa</i> , <i>A. sordida</i>	Norwegen bis Mittelmeer
<i>Botryllophilus brevipes</i> Sars	<i>Botryllus</i> sp.	W-Norwegen
<i>Botryllophilus bergensis</i> Schellenberg	<i>Leptoclinides færøensis</i>	W-Norwegen
<i>Pteropygus vestitus</i> Sars	<i>Ascidia obliqua</i>	S-Norwegen
<i>Cryptopadus brevicauda</i> Canu	<i>Polyclinum luteum</i>	Norwegen, Frankreich
<i>Cryptopadus eruca</i> Norman	<i>Ciona intestinalis</i>	S-Norwegen, Britische Inseln
<i>Enterocola bilamellata</i> Sars	koloniebildende Seescheiden	S-Norwegen
<i>Mycophilus roscus</i> Hesse	<i>Botryllus</i> sp.	W-Norwegen, Britische Inseln, Frankreich
<i>Scolecimorpha insignis</i> Sars	<i>Polycarpa pomaria</i>	W-Norwegen
<i>Lichomolgus albens</i> Thorell	<i>Corella parallelogramma</i> , <i>Ascidia canina</i> , <i>A. mentula</i>	Norwegen bis Mittelmeer
<i>Lichomolgus forficula</i> Thorell	<i>Ascidia canina</i> , <i>A. mentula</i>	Schweden, Norwegen, Britische Inseln
<i>Lichomolgus marginatus</i> Thorell	<i>Ascidia canina</i> , „ <i>A. venosa</i> “	Schweden, Norwegen
<i>Lichomolgus furcillatus</i> Thorell	<i>Ciona intestinalis</i> , <i>Corella parallelogramma</i>	Schweden, Norwegen, Britische Inseln
<i>Lichomolgus canui</i> Sars	<i>Ciona intestinalis</i> , <i>Molgula socialis</i>	Norwegen, Frankreich
<i>Ascomyzon liljeborgi</i> Thorell	<i>Corella parallelogramma</i>	Schweden, Norwegen

4. F e i n d e. — Unter den Tieren, die sich von Seescheiden nähren, kommen in erster Linie Mollusken, und zwar speziell einige Nudibranchier, denen koloniebildende Aszidien, besonders *Botryllidae* und *Didemnidae*, als Nahrung dienen, in Betracht. Erwähnt sei weiter *Lamellaria perspicua*; diese Schnecke lebt, nach HERDMANN, auf *Didemnum*-Kolonien, von denen sie sich auch nährt. Auch von Krebstieren und Fischen werden Seescheiden gefressen.

#### Wirtschaftliche Bedeutung

Der Weichkörper von *Microcosmus* und *Styela* wird an den Küsten der Mittelmeerländer vom Menschen gegessen; an der Küste von Chile und Peru ißt man *Pyura*-Arten, und in Japan werden *Cynthia*-Arten als Speise verwendet. Stellenweise werden Seescheiden auch als Fischköder verwendet. Einige Aszidien sind dem Menschen indirekt nützlich, da sie von Nutzfischen gefressen werden. So bildet, nach THOMPSON (1930), *Ascidella scabra* im N-Teil des Moray Firth (Schottland) zuweilen die Hauptnahrung des Schellfisches (*Gadus aeglefinus*), der sich auch von *Pelonaia corrugata* und *Polycarpa fibrosa* nährt, die neben einigen Molguliden außerdem von einigen Plattfischen (*Pleuronectes platessa* und *P. limanda*) gefressen werden. Die Seescheiden sind indeß Nahrungskonkurrenten der



Muscheln und schädigen als solche diese wichtige Fischnahrung sicher mehr, als ihr Eigenwert in der Diät der Fische kompensieren kann. Wenn Aszidien an Stellen auftreten, wo Austern gezüchtet werden, so macht sich ihre Nahrungskonkurrenz besonders merkbar. So ist der Schaden der nicht selten massenhaft auftretenden *Ascidella aspersa* im Limfjord für die dortige Austernzucht nach SPÄRCK (1927) nicht ganz unbedeutend.

### Literatur

Zur Hauptsache ist nur neuere Literatur aufgeführt. Eine vollständige Bibliographie (bis Ende 1910) findet man bei HOPKINSON: A Bibliography of the Tunicata 1469—1910; in: Ray Soc. Publ. 1912; London 1913.

#### Monographien und Handbücher.

ALDER, J., & A. HANCOCK: The British Tunicata, I—III; in: Ray Soc. Publ., London 1905/07/12.

DELAGE, YVES, & E. HEROUARD: Traité de Zoologie concrète; 8. Les Procordés. — Paris 1898.

HERDMAN, E. CATHERINE: *Botryllus*; in: Liverpool Marine Biol. Com., Mem. 26; Liverpool 1924.

HERDMAN, W. A.: *Ascidia*; in: Liverpool Marine Biol. Com., Mem. 1; Liverpool 1899.

JORDAN, H.: Vergleichende Physiologie wirbelloser Tiere; 1. — Jena: G. Fischer 1914.

KORSCHULT, E., & K. HEIDER: Lehrbuch der vergleichenden Entwicklungsgeschichte der wirbellosen Thiere. — Jena 1890/1902/1909.

LAHILLE, F.: Recherches sur les Tuniciers. — Toulouse 1890.

MAURICE, CH.: Étude monographique d'une espèce d'Ascidie composée (*Fragaroides aurantium* n. sp.); in: Archs. de Biol., 8; Paris 1888.

MICHAELSEN, W.: Seescheiden oder Ascidae; in: FR. DAHLs Die Tierwelt Deutschlands, 17; 1930.

RIEDLINGER, R.: Untersuchungen über den Bau von *Styelopsis grossularia* der Ostsee. — Halle a. S. 1902.

SEELIGER, O., & R. HARTMEYER: Die Ascidien; in: BRONNs Klass. und Ordn. des Thier-Reichs, 3, Suppl.; Leipzig 1893 bis 1911.

WINTERSTEIN, H.: Handbuch der vergleichenden Physiologie, 1, 2 [Die Körpersäfte (G: Tunicata) von FR. N. SCHULTZ. Die Bewegung der Körpersäfte (H: Tunicata) von E. TH. V. BRÜCKE. Die Exkretion (F: Tunicaten) von R. BURIAN]. Jena: Fischer 1924/25.

#### Systematik, Faunistik, Tiergeographie des Gebiets.

(Bezüglich älterer Literatur siehe besonders HARTMEYER 1923/24.)

ÄRNBACK, A. CHR.-LINDE: Northern and Arctic Invertebrates in the Collection of the Swedish State Museum (Riksmuseum). Tunicata.

1. *Styelidae* and *Polyzoidae*; 2. *Botryllidae*; 3. *Molgulidae* and *Pyuridae*; in: K. Svensk. Vet. Akad. Handl., (NF), 63, 1922/23; (3) 4; 1927.

— Notes on *Botrylloides aurea* M. Sars; in: Nyt Mag. Naturv., 61; Oslo 1924.

— Further notes on *Metrocarpa aurea* Sars; in: Ark. för Zool., 21.A; Stockholm 1930.



- ÄRNBÄCK, A. CHR.-LINDE: A new Styelid Tunicata from the Bohuslän Coast; in: Ark. för Zool., **22**, A; Stockholm 1931.
- Notes on *Cnemidocarpa mortenseni* Hartm. and *Molgula kieri* Hartm.; in: Ark. för Zool., **22**, A; Stockholm 1931.
- On *Xenomolgula mira*, gen. et sp. n., and *Lithonephrya complanata* Alder & Hancock; in: Ark. för Zool., **22**, A; Stockholm 1931.
- BERRILL, N. J.: The Identification and Validity of certain Species of Ascidiaceans; in: Jl. Mar. Biol. Ass. Plymouth, (NS), **15**; 1928.
- CARLSON, J. G.: Tunicater från Sveriges västkust, Monascidier; in: Ark. för Zool., **11**, 20; Stockholm 1918.
- GIARD, A.: Recherches sur les Ascidiées Composées ou Synascidiées; in: Archs. de Zool. exp. gén., **1**; 1872.
- GISLEN, TORSTEN: Epibiosis of the Gullmar Fjord, II; in: Kristinebergs Zool. Stat. 1877—1927, Nr. 4; Stockholm 1930.
- HARANT, H.: Introduction synoptique à une faune de France de Tuniciers. I: Ascidiées stolidobranchiées. II: Ascidiées phlebobranchiées. III: Ascidiées aplousobranchiées; in: Bull. Inst. Océanogr. Monaco, **508**; 1927; **516/517**; 1928.
- HARTMEYER, R.: Holoosome Ascidién; in: Meeresfauna von Bergen; Bergen 1901.
- Die Ascidién der Arktis; in: Fauna Arctica, **3**; Jena 1903.
- Ascidiacea I—II; in: Danish Ingolf-Exped., **2**, pt. 6, 7; Kopenhagen 1923/1924.
- HUUS, JOHAN: Über die Ausbreitungshindernisse der Meerestiefen und die geographische Verbreitung der Ascidién; in: Nyt Mag. Naturvid., **65**; Oslo 1927.
- Ascidiologische Notizen. I. Zur Verbreitung, Morphologie und Biologie von *Ascidia callosa* Stps.; in: Bergens Mus. Årb. 1930.
- KIÆR, JOHAN: Oversigt over Norges Ascidiæ simplices; in: Christiania Vid. Selsk. Forh.; 1893.
- DE LACAZE-DUTHIERS, H.: Les Ascidiées simples des côtes de France. 1: Étude d'un type pris dans la groupe des Molgulidés; 2: Études des Espèces; in: Archs. de Zool. exp. gén., **3**, **6**; Paris 1874/77.
- LINDSAY, S. T., & H. THOMPSON: The Determination of Specific Characters for the Identification of Certain Ascidiaceans; in: Jl. Mar. Biol. Ass. Plymouth, **17**; 1930.
- MICHAELSEN, W.: Die Botrylliden und Didemniden der Nordsee und der zur Ostsee führenden Meeresgebiete; in: Wiss. Meeresunters., (Abt. Helgoland), (NF), **14**; 1923.
- VAN NAME, WILLARD G.: Compound Ascidiaceans of the Coasts of New England and neighboring British Provinces; in: Proc. Boston Soc. Nat. Hist., **34**; 1910.
- Simple Ascidiaceans of the Coasts of New England and neighboring British Provinces; in: Proc. Boston Soc. Nat. Hist., **34**; 1912.
- REDIKORZEV, V. V.: Tuniciers, I (Stolidobranchiata); in: Faune de la Russie; Petrograd 1916.
- SLUITER, C. PH.: Tunicaten; in: Flora en Fauna der Zuiderzee; 1922.
- THOMPSON, H.: The Tunicata of the Scottish Area, I—III; in: Fisheries, Scotl., Sci. Invest.; 1930/31/33.



## Physiologie, Entwicklungsgeschichte usw.

- AZEMA, MAURICE: Le mécanisme de l'excrétion chez les Ascidies; in: C. R. Acad. Sci. Paris, **184**; 1927.
- Accumulation de réserves grasses par le rein d'*Ascidia mentula* Müll.; in: C. R. Acad. Sci. Paris, **184**; 1927.
- Excrétion in vitro du bleu de méthylène par les vésicules rénales d'une Ascidie; in: C. R. Acad. Sci. Paris, **185**; 1927.
- BALINSKY, B. I.: Über den Teilungsrhythmus bei der Entwicklung des Eies der Ascidie *Ciona intestinalis*; in: Roux' Arch., **125**; 1932.
- BERRILL, N. J.: Digestion in Ascidiarians and the Influence of Temperature; in: Brit. Jl. Exp. Biol., **6**; 1929.
- Studies in Tunicate Development. I. General physiology of Development of simple Ascidiarians. II. Abbreviation of Development in the *Molgulidae*; in: Philos. Trans. R. Soc. London, (B), **218/219**; 1930/31.
- The Mosaic Development of the Ascidian Egg; in: Biol. Bull. Woods Hole, **63**; 1932.
- BLEGVAD, H.: Food and Conditions of Nourishment among the Communities of invertebrate Animals found on or in the sea bottom in Danish Waters; in: Ber. Dansk Biol. Stat., **22**; 1914.
- BRIEN, PAUL: Contribution à l'étude de la blastogénèse des Tuniciers. Bourgeonnement chez *Aplidium zostericola* (Giard); in: Archs. de Biol., **35**; Lüttich 1925.
- Contribution à la Blastogénèse des Tuniciers. Formation du système nerveux et glandes génitales dans les blastozoïdes d'*Aplidium zostericola* (Giard); in: Archs. de Biol., **37**; Lüttich 1927.
- Notes sur le développement de l'épicarde des *Polyclinidae*; in: Ann. Soc. Zool. Belge, **60**; 1930.
- Contribution à l'étude de la Régénération naturelle et expérimentale chez les *Clavelinidae*; in: Ann. Soc. Zool. Belge; **61**; 1931.
- BRIEN, P., & E. BRIEN-GAVAGE: Contribution à l'étude de la Blastogénèse des Tuniciers. Recherches sur le Bourgeonnement de *Pero-phora listeri* Wiegman; in: Rec. Inst. Zool. Torley-Rousseau, **1**; Brüssel 1927.
- — Contribution à l'étude de la Blastogénèse des Tuniciers. Bourgeonnement de *Clavelina lepadiformis* Müller; in: Rec. Inst. Zool. Torley-Rousseau, **1**; Brüssel 1927.
- BUTCHER, EARL O.: The pituitary in the ascidiarians (*Molgula manhattensis*); in: Jl. of exp. Zoöl., **57**; 1930.
- CONKLIN, E. G.: The Organization and Cell-Lineage of the Ascidian Egg; in: Jl. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, (2), **13**; 1905.
- DAHLGRÜN, W.: Untersuchungen über den Bau der Exkretionsorgane der Tuniciaten; in: Arch. f. mikr. Anat., **58**; 1901.
- DAMAS, D.: Recherches sur le développement des Molgules; in: Archs. de Biol., **18**; 1902.
- DUVAL, M., & M. PRENANT: Concentration moléculaire du milieu intérieur d'une Ascidie (*Ascidia mentula* Müll.); in: C. R. Acad. Sci. Paris, **182**; 1926.
- FEDELE, MARCO: Sulla organizzazione e le caratteristiche funzionali



- dell'attività nervosa dei Tunicati. 1. Ricerche sul sistema nervoso degli Ascidiacea. 2. Attività riflesse ed effettori autonomi negli Ascidiacea; in: Rend. Accad. Lincei, (4), **31**; 1922.
- FULTON, J. F.: The Blood of *Ascidia atra* Lesueur; with special reference to pigmentation and phagocytosis; in: Acta Zoologica, **1**; Stockholm 1920.
- GARSTANG, SYLVIA L. & WALTER: On the Development of *Botrylloides*; in: Quart. Jl. Micr. Sci. London, (NS), **72**; 1928.
- GEORGE, W. C.: The Histology of the blood of *Perophora viridis* (Ascidian); in: Jl. of Morph., **41**; 2; 1926.
- GRAVE, C.: *Amaroucium pellucidum* (Leidy) form. *constellatum* (Verrill). 1. The activities and reactions of tadpole larva; in: Jl. of Exp. Zool., **30**; 1920.
- *Molgula citrina* Alder and Hancock. Activities and structure of the free-swimming larva; in: Jl. of Morphol., **42**; 1926.
- & HELEN WOODBRIDGE: *Botryllus schlosseri* (Pall.). The behavior and morphology of the free-swimming larva; in: Jl. of Morphol., **39**; 1924.
- VON HAFFNER, K.: Die überzähligen Siphonen und Ocellen von *Ciona intestinalis* L. (Experimentell-morphologische Untersuchungen); in: Zs. f. wiss. Zool., **143**; 1; 1933.
- HECHT, S.: The physiology of *Ascidia atra* Lesueur. I. General physiology; II. Sensory physiology; in: Jl. of Exp. Zool., **25**; 1918.
- The Physiology of *Ascidia atra* Lesueur. III. The Blood System; in: Americ. Jl. of Physiol., **45**; 1918.
- The photic sensitivity of *Ciona intestinalis*; in: Jl. of gen. Physiol., **1**; 1918.
- HENZE, M.: Untersuchungen über das Blut der Ascidien I—III; in: Zs. f. physiol. Chemie, **72**, **79**, **86**; 1911/12/13.
- Über das Vanadiumchromogen des Ascidienblutes; in: Zs. f. physiol. Chemie, **213**; 1932.
- HJORT, H.: Über den Entwicklungszyclus der zusammengesetzten Ascidien; in: Mitth. Zool. Stat. Neapel, **10**; 1893.
- HUNTSMAN, A. G.: Protostigmata in Ascidians; in: Proc. Roy. Soc. London, **86**; 1913.
- HUUS, JOHAN: Genitalorgane und „Ganglio-Genitalstrang“ bei *Corella parallelogramma* O. F. M.; in: Skr. Vid. selsk. Oslo 1923, No. 19; 1924.
- JULIN, CH.: Ascidiens du Boulonnais. Structure et développement des glandes sexuelles: Ovogénèse, spermatogénèse et fécondation chez *Styelopsis grossularia*; in: Bull. Sci. France Belgique, **25**; 1893.
- KOLLMANN, M.: Recherches sur les leucocytes et le tissu lymphoïde des invertébrés; in: Ann. des Sci. nat. (Zool.), (9), **8**; Paris 1908.
- MAST, S. O.: Reaction to light in the larvae of the Ascidians *Amaroucium constellatum* and *Amaroucium pellucidum*, with special reference to photic orientation; in: Jl. of exp. Zool., **34**; 1921.
- ORTON, J. H.: The Ciliary Mechanism of the Gill and the Mode of Feeding in *Amphioxus*, *Ascidians* and *Solenomya togata*; in: Jl. Mar. Biol. Assoc. Plymouth, (NS), **10**; 1913.



- PIZON, A.: Histoire de la Blastogénèse chez les Botryllidés; in: Ann. des Sci. nat. (Zool.), **14**; 1892.
- Evolution des Diplosomes; in: Arch. de Zool. exp. gén., (4), **4**; 1905.
- POURBAIX, NELLY: Formation des cavités péribranchiales chez les *Polyclinidae*; in: C. R. Congrès Nat. Sci., Brüssel 1930.
- SAINT-HILAIRE, K.: Morphogenetische Untersuchungen des Ascidienmantels; in: Zool. Jahrb., (Anat.), **54**; 1931.
- SALFI, MARIO: Ricerche sul ringiovanimento e sulla blastogenesi in *Diazona violacea* Sav.; in: Pubbl. Staz. Zool. Napoli, **7**; 1926.
- Ricerche sulla blastogenesi dei Didemnidi. La gemmazione in *Didemnopsis inarmata* (Drasche); in: Pubbl. Staz. Zool. Napoli, **10**; 1930.
- SCHAXEL, J.: Die Morphologie des Eiwachstums und der Follikelbildung bei den Ascidien; in: Arch. f. Zellforsch., **4**; 1910.
- DE SELYS-LONGCHAMPS, M.: Sur le bourgeonnement des Polystyélinés *Stolonica* et *Heterocarpa*; in: Bull. Sci. France Belgique, **50**, 1916/17.
- V. SKRAMLIK, E.: Observations sur le battement du coeur chez les Ascidies; in: Bull. Inst. Océanogr. Monaco, **548**; 1930.
- Über die Ursache der Schlagumkehr des Tunicatenherzens; in: Zs. f. vergl. Physiol., **4**; 1926.
- SOKOLSKA, J.: Contribution a l'histologie de l'endostyle des Ascidies; in: Fol. morphol., **3**; Warschau 1931.
- SPEK, J.: Über die Winterknospenentwicklung, Regeneration und Reduktion bei *Clavelina lepadiformis* und die Bedeutung besonderer „omnipotenter“ Zellelemente für diese Vorgänge; in: Roux' Arch., **111**; 1927.
- WEISS, PAUL: Experimentelle Untersuchungen über die Metamorphose der Ascidien. 1. Beschleunigung des Metamorphoseintrittes durch Thyreoideabehandlung der Larve. 2. Versuche über den Mechanismus der Schwanzinvolution; in: Biol. Ztrbl., **48**; 1928.
- WERNICKE, W.: Über die Eibildung der Ascidien; in: Zool. Jahrb., (Anat.), **41**; 1920.
- WINTERSTEIN, H.: Zur Kenntnis der Blutgase wirbelloser Seetiere; in: Biochem. Zs., **19**; 1909.
- YAMAGUCHI, ZENJI: Some Notes on the Physiology of *Styela clava* Herdman; in: Sci. Rep. Tôhoku Univ., (4), **6**; 1931.
- YONGE, C. M.: Studies on the comparative Physiology of Digestion. III. Secretion, Digestion and Assimilation in the Gut of *Ciona intestinalis*; in: Brit. Jl. Exp. Biol., **2**; 1925.



## Kurze Übersicht über die sich anschließenden Teile

Kapitel	Gruppe	Bearbeiter	Seite	
XII. b	<i>Branchiostoma</i>	V. FRANZ, Jena	XII. b 1	
XII. c-h	<i>Pisces</i>			
c	<i>Allgemeiner Teil</i>	}	XII. c 1	
d-e	<i>Chondrichthyes</i>		XII. d 1	
d	<i>Cyclostomi</i>		XII. e 1	
e	<i>Elasmobranchii</i>		XII. e 3	
	<i>Holocephali</i>		XII. e 5	
	<i>Selachii</i>		XII. e 21	
	<i>Batoidei</i>		XII. f 1	
f-h	<i>Osteichthyes</i>		G. DUNCKER, Hamburg	XII. f 3
f <sub>1</sub>	<i>Ganoidei</i>			XII. f 9
f <sub>2</sub>	<i>Teleostei Physostomi</i>		E. EHRENBAUM,	
	<i>Clupeiformes</i>	Hamburg	XII. f 10	
	<i>Apodes</i>		XII. f 58	
	<i>Esociformes</i>		XII. f 71	
	<i>Ostariophysi</i>		XII. f 73	
g-h	<i>Teleostei Physoclisti</i>	H. M. KYLE, London	XII. g 1	
g <sub>1</sub>	<i>Sombresociformes</i>	}	XII. g 3	
	<i>Syngnathiformes</i>		XII. g 8	
	<i>Plectognathi</i>		XII. g 25	
	<i>Ammodytiformes</i>		XII. g 33	
	<i>Atheriniformes</i>		XII. g 36	
g <sub>2</sub>	<i>Gadiformes</i>		E. W. MOHR, Hamburg	XII. g 45
g <sub>3</sub>	<i>Blenniiformes</i>			XII. g 89
	<i>Trachiniformes</i>			XII. g 107
	<i>Gobiiformes</i>			XII. g 121
h <sub>1</sub>	<i>Heterosomata</i>			XII. h 1
h <sub>2</sub>	<i>Scleroparei</i>	W. SCHNAKENBECK	XII. h 61	
	<i>Labriformes</i>	Hamburg	XII. h 85	
	<i>Carangiformes</i>		XII. h 93	
	<i>Beryciformes</i>		XII. h 101	
	<i>Perciformes</i>		XII. h 103	
	<i>Scombriformes</i>		XII. h 120	
h <sub>3</sub>	<i>Nachträge und Berichtigungen</i>		XII. h 141	
XII. i	<i>Amphibia, Reptilia, Aves</i>			
i <sub>1</sub>	<i>Amphibia</i>	} R. MERTENS, Frankfurt a. M. R. DROST, Helgoland	XII. i 1	
	<i>Reptilia</i>		XII. i 11	
i <sub>2</sub>	<i>Aves</i>		XII. i 21	
XII. k	<i>Mammalia</i>			
k <sub>1</sub>	<i>Cetacea</i>	} L. FREUND, Prag	XII. k 1	
k <sub>2</sub>	<i>Pinnipedia</i>		XII. k 65	



In den Jahren **1925** bis **1932** erschienen Lfg. **1** bis **22**, enthaltend:  
 Teil I. d, I. e, I. f; II. a<sub>1</sub>, II. d, II. e<sub>1</sub>, II. f, II. g; III. b, III. c,  
 III. d, III. f; IV. a; VI. a, VI. c<sub>1</sub>, VI. d; VII. a, VII. b, VII. c<sub>1, 2</sub>, VII. d,  
 VII. e; VIII.; IX. a, IX. c, IX. d; X. a, X. b, X. c<sub>1</sub>, X. d, X. e, X. f,  
 X. g<sub>1, 2</sub>, X. h; XI. a, XI. b, XI. c, XI. d, XI. e, XI. f; XII. a<sub>1, 2</sub>, XII. b,  
 XII. c, XII. d, XII. e, XII. f, XII. g, XII. h, XII. i<sub>1</sub>, XII. k<sub>1</sub> (*Geologie*  
*und Hydrographie der Nord- und Ostsee, Fischereibiologie, Zoologische*  
*Stationen, Fischereibiologische Institute; Amoebozoa, Reticulosa, Tin-*  
*tinnidae, Noctiluca, freilebende und parasitische Peridinea, parasiti-*  
*sche Flagellata, Spirochaeta, Sporozoa; Hydrozoa (Hydroida, Trachylina,*  
*Siphonophora), Scyphozoa, Ctenophora; Kamptozoa; Archiannelida,*  
*Oligochaeta, Echiuridae, Sipunculidae, Priapulidae; Enteropneusta,*  
*Pterobranchia, Chaetognatha, Ectoprocta, Phoronidea, Gastrotricha,*  
*Kinorhyncha, Rotatoria; Echinoderma; Aculifera, Opisthobranchia,*  
*Pteropoda; Lamellibranchia; Phyllozoa, Ostracoda, Copepoda non*  
*parasitica, Cirripedia, Epicaridea, Isopoda genuina, Anisopoda,*  
*Isopoda (Nachträge), Amphipoda, Leptostraca, Euphausiacea, Sto-*  
*matopoda, Decapoda; Pantopoda, Tardigrada, Halacarida, Robben-*  
*läuse, Coleoptera, Brachycera, Myriopoda; Copelata, Thaliacea, Bran-*  
*chiostoma; Pisces: Allgemeines, Cyclostomi, Elasmobranchii, Chon-*  
*drostei, Physostomi, Physoclisti, Nachträge; Amphibia, Reptilia,*  
*Celacea*) bearbeitet von H. BALSS, München; TERA VAN BENTHEM  
 JUTTING, Amsterdam; G. A. BRENDER à BRANDIS, Blaricum;  
 HJALMAR BROCH, Oslo; A. BÜCKMANN, Helgoland; CARL I. CORI,  
 Prag; G. DUNCKER, Hamburg; E. EHRENBAUM, Hamburg; W.  
 FISCHER, Bergedorf bei Hamburg; V. FRANZ, Jena; L. FREUND,  
 Prag; F. HAAS Frankfurt (Main); H. HOFFMANN, Jena; C. J. VAN  
 DER HORST, Amsterdam; J. E. W. IHLE, Amsterdam; E. JÖR-  
 GENSEN, Fjøsanger bei Bergen; O. KARL, Stolp i. P.; W. KLIE,  
 Bremerhaven; P. KRÜGER, Berlin; THILO KRUMBACH, Berlin;  
 W. KUHL, Frankfurt (Main); H. M. KYLE, London; H. V. LEN-  
 GERKEN, Berlin; I. LIEBERKIND, Kopenhagen; E. MARCUS, Ber-  
 lin; J. MEISENHEIMER, Leipzig; R. MERTENS, Frankfurt (Main);  
 W. MICHAELSEN, Hamburg; ERNA W. MOHR, Hamburg; TH.  
 MORTENSEN, Kopenhagen; H. F. NIERSTRASZ, Utrecht; N. PETERS,  
 Hamburg; A. PRATJE, Erlangen; O. PRATJE, Königsberg i. Pr., G.  
 RAHM, Freiburg (Schweiz); W. RAMMNER, Leipzig; H. C. REDEKE,  
 Den Helder; E. REICHENOW, Hamburg; A. REMANE, Kiel; L. RHUMB-  
 LER, Hann.-Münden; W. SCHNAKENBECK, Hamburg; O. SCHUBART,  
 Berlin; B. SCHULZ, Hamburg; J. H. SCHUURMANS STEKHOVEN,  
 Utrecht; K. STEPHENSEN, Kopenhagen; J. THIELE, Berlin; K. VIETS,  
 Bremen; C. ZIMMER, Berlin; M. ZUELZER, Berlin.

Im Jahre **1933** erschienen bisher Lfg. **23** und **24**, enthaltend:

Teil I. b, II. c<sub>2</sub>, c<sub>3</sub>, IV. c<sub>1</sub>, VI. e, VII. c<sub>3</sub>, X. g<sub>3</sub>, X. g<sub>4</sub>, XII. k<sub>2</sub>

*Biologische Geschichte der Nord- und Ostsee, Tintinnidae (Nach-*  
*träge), Ciliata libera et ectocommensalia, Trematoda, Acanthocephala,*  
*Brachiopoda, Mysidacea, Cumacea, Pinnipedia*, bearbeitet von SVEN  
 EKMAN; E. JÖRGENSEN; A. KAHL; C. SPREHN; † G. WÜLKER; J. H.  
 SCHUURMANS STEKHOVEN JR.; CARL I. CORI; C. ZIMMER; L. FREUND.



**Berichte der Deutschen  
Wissenschaftlichen Kommission für  
Meeresforschung**

**Neue Folge — Band VI**

**Heft 1: S. 1—65. Mit 13 Tab., 7 Abb. u. 12 Kart. im Text. RM 6.—**

**Die deutsche Heringsfischerei mit Treibnetzen im  
Jahre 1930**

Von Dr. H. Lißner, Hamburg

**Erneuerung und Nutzung des Schollen-  
und Flunderbestandes im Gebiet der Oderbank**

Von Dr. Rudolf Kändler, Hamburg

**Der Rhythmus der Nahrungsaufnahme beim Hering**

Von Dr. Slavko Mužinić, Hamburg

**Heft 2: S. 66—106. Mit 18 Abb. im Text, 2 Kart. u. 6 Tab. RM 4.—**

**Marktmessungen an Nordseeschellfischen im Jahre 1929**

Von Dr. Johannes Lundbeck, Wesermünde

**Berichte über die in Schilksee bei Kiel  
in den Jahren 1928—1931 durchgeführten  
Erbrütungsversuche an Scholleneiern**

Von Prof. Dr. W. von Buddenbrock, Kiel

**Berichte über die III. und IV. Untersuchungsfahrt  
zur Feststellung des Vorkommens der Herbst-  
heringslarven in den Laichperioden 1930 u. 1931**

Von Dr. A. Altnöder, Berlin

**Heft 3: S. 107—235. Mit 12 Abb. im Text u. 40 Tab. RM 12.—**

**Untersuchungen über die deutschen Schollen-  
anlandungen aus der Nordsee**

Von Dr. J. Lundbeck, Wesermünde

**Kontrolle der Schollenbevölkerung der Deutschen  
Bucht bis 1932**

Von Dr. Adolf Bückmann, Helgoland

Akademische Verlagsgesellschaft m. b. H. in Leipzig