

II. g

Sporozoa

von EDUARD REICHENOW, Hamburg

Die Bezeichnung *Sporozoa* ist ein künstlicher Sammelbegriff für verschiedene Gruppen parasitischer Protozoen, die das Gemeinsame haben, daß sie mit einer Hülle versehene Fortpflanzungskörper, Sporen, bilden, die der Übertragung auf neue Wirte dienen. Die Art der Sporenbildung und die Morphologie der Sporen, wie auch der ganze Entwicklungsgang, sind aber in den einzelnen Gruppen völlig verschieden, so daß diese gesondert betrachtet werden müssen. Von den 4 Unterklassen sind die *Sarcosporidia* nur als Muskelparasiten landbewohnender Wirbeltiere (hauptsächlich Säugetiere, seltener auch Vögel und Reptilien) bekannt; für uns kommen daher nur die 3 anderen, *Telosporidia*, *Cnidosporidia* und *Haplosporidia* in Betracht.

II. g₁**Telosporidia**

Mit 35 Abbildungen

Charakteristik

Die Telosporidien sind im beweglichen Zustande wurmförmige, einkernige Parasiten. Die Vermehrung erfolgt durch multiple Teilung. An die Vermehrungsvorgänge schließt sich stets ein Befruchtungsakt, und aus dem befruchteten Individuum gehen durch erneute multiple Teilung eine oder mehrere Sporen hervor, die selten einen, in der Regel mehrere Keime (Sporozoiten) enthalten. Gestalt und Zahl der Sporen, sowie die Anzahl der in ihnen vorhandenen Sporozoiten sind besonders wichtige Kennzeichen dieser Organismen.

Vorkommen und Verbreitung

Vertreter der Telosporidien finden sich als Endoparasiten in fast allen Klassen der Meerestiere, nämlich in Plathelminthen, Anneliden, Enteropneusten, Echinodermen, Mollusken, Krustazeen, Tunikaten und Fischen. Besonders häufig treten Gregarinen bei den Würmern, Kokzidien bei den Fischen auf. Wie uns einige Beobachtungen, z. B. das Vorkommen von *Urospora chiridotae* in *Chiridota laevis* an der Murmanküste und an der W-Küste von Kanada, lehren, können wir damit rechnen, daß ihre Verbreitung vielfach derjenigen ihrer Wirte entsprechen wird. Doch ist über die Verbreitung der einzelnen Arten Näheres nicht bekannt, da meist bei der Untersuchung der Wirte nicht auf die Parasiten geachtet wird. Es sind daher in den anschließenden Tabellen, in denen bei den einzelnen Gruppen die Wirtstiere alpha-

betisch angeordnet sind, auch eine Anzahl Telosporidien aufgeführt, die bisher in unserem Gebiet nicht oder noch nicht in den betreffenden Wirten angetroffen wurden. Im allgemeinen sind Infektionen in den warmen Meeren häufiger, da die Wärme die Entwicklung der Parasiten begünstigt. Wenn jedoch die große Mehrzahl der Fundorte unseres Gebietes in der Kanalzone liegt, so beruht dies hauptsächlich darauf, daß dort am gründlichsten nach den Parasiten geforscht worden ist.

Wirt	Parasit	Fundort
I. Vermes		
A. Turbellaria		
<i>Cycloporus maculatus</i>	<i>Lankesteria cyclopori</i> (s. S. II. g 31)	Luc (Kanal)
B. Nemertini		
<i>Valencinia</i> sp.	<i>Urospora nemertis</i> (s. S. II. g 28)	Roscoff (Kanal)
C. Polychaeta		
<i>Arenicola ecaudata</i>	<i>Gonospora arenicolae</i> (s. S. II. g 30)	Plymouth
<i>Aricia latreilli</i>	<i>Siedleckia nematoides</i> (s. S. II. g 26)	Anse St. Martin, Roscoff
<i>Aricia foetida</i>	<i>Siedleckia mesnili</i> (s. S. II. g 26)	Roscoff
<i>Aricia norvegica</i>	<i>Siedleckia dogieli</i> (s. S. II. g 26)	Neapel
	<i>Siedleckia nematoides</i> (s. S. II. g 26)	Drontheim
<i>Audouinia filigera</i>	<i>Ulivina elliptica</i> (s. S. II. g 36)	Luc (Kanal)
<i>Audouinia tentaculata</i>	<i>Angieocystis audouiniaie</i> (s. S. II. g 41)	Luc (Kanal)
	<i>Gonospora varia</i> (s. S. II. g 30)	Calvadosküste (Kanal)
	<i>Selenidium cirratuli</i> (s. S. II. g 24)	Anse St. Martin (Kanal)
<i>Branchiomma vesiculosum</i>	<i>Ulivina elliptica</i> (s. S. II. g 36)	Kanal
	<i>Selenidium branchiommatidis</i> (s. S. II. g 25)	Plymouth
<i>Capitella capitata</i>	<i>Selenidium allenii</i> (s. S. II. g 25)	Plymouth
	<i>Ancora sagittata</i> (s. S. II. g 33)	Anse St. Martin, Helgoland, Neapel
<i>Copitellides giardi</i>	<i>Ancora</i> sp. (s. S. II. g 33)	Anse St. Martin
<i>Cirratulus cirratus</i>	<i>Selenidium plicatum</i> (s. S. II. g 25)	Plymouth
	<i>Selenidium virgula</i> (s. S. II. g 25)	Anse St. Martin
	<i>Selenidium</i> sp. (s. S. II. g 25)	Anse St. Martin
<i>Clymenella torquata</i>	<i>Pterospora clymenellae</i> (s. S. II. g 30)	
<i>Ctenodrilus serratus</i>	<i>Selenidium</i> sp.	Anse St. Martin
<i>Dodecaceria concharium</i>	<i>Selenidium echinatum</i> (s. S. II. g 24)	Anse St. Martin
	<i>Gonospora longissima</i> (s. S. II. g 30)	Anse St. Martin
<i>Glycera convoluta</i>	<i>Lecudina legeri</i> (s. S. II. g 31)	Luc (Kanal)

Wirt	Parasit	Fundort
<i>Lagis (Pectinaria) koreni</i>	<i>Joyeuxella toxoides</i> (s. S. II. g 26) <i>Urospora lagidis</i> (s. S. II. g 28)	Calvados (Kanal) Calvados, Llanfair-fechan (Irische See) Roscoff
<i>Leiochone (Liocephalus) liopygus</i>	<i>Pterospora maldaneorum</i> (s. S. II. g 30)	
<i>Lumbriconereis im-patiens</i>	<i>Lecudina elongata</i> (s. S. II. g 32)	Luc (Kanal), Mittelmeer
<i>Lumbriconereis latreillei (tingens)</i>	<i>Lecudina elongata</i> (s. S. II. g 32)	Kap de la Hague
<i>Myxicola infundibulum</i>	<i>Selenidium mesnili</i> (s. S. II. g 24)	Roscoff, Plymouth
<i>Nereis (Perinereis) cultrifera</i>	<i>Lecudina pellucida</i> (s. S. II. g 31)	Mittelmeer
<i>Nereis (pelagica) ?</i>	<i>Lecudina pellucida</i> (s. S. II. g 31)	Helgoland
<i>Nereis diversicolor</i>	<i>Angeiocystis</i> (?) sp. (s. S. II. g 42)	Roscoff
<i>Nerine cirratulus (Scotolepis squamata)</i>	<i>Selenidium pendula</i> (s. S. II. g 23)	Wimereux, Luc, Plymouth
<i>Nicolea venustula</i>	<i>Selenidium costatum</i> (s. S. II. g 24) <i>Ulvina elliptica</i> (s. S. II. g 36)	Cannes
<i>Nicomache lumbri-calis</i>	<i>Pterospora ramificata</i> (s. S. II. g 30)	Cannes Murmanküste
<i>Ophelia limacina</i>	<i>Eleutheroschizon murmanicum</i> (s. S. II. g 27) <i>Selenidium</i> sp.	Murmanküste
<i>Ophelia neglecta</i>	<i>Lecudina</i> sp. (s. S. II. g 32) <i>Rhytidocystis henneguyi</i> (s. S. II. g 42)	Roscoff Roscoff
<i>Petaloproctusterricola</i>	<i>Lecudina</i> sp. (s. S. II. g 32) <i>Pterospora maldaneorum</i> (s. S. II. g 30) <i>Ulvina elliptica</i> (s. S. II. g 36)	St.-Jean-de-Luz St.-Jean-de-Luz (franz. W.-Küste)
<i>Platynereis dumerili</i>	<i>Lecudina pellucida</i> (s. S. II. g 31)	St.-Jean-de-Luz
<i>Polycirrus aurantia-cus</i>	<i>Selenidium</i> sp.	Kap de la Hague
<i>Polydora coeca</i>	<i>Selenidium</i> sp. (s. S. II. g 25)	Banyuls (Mittelmeer)
<i>Polydora flava</i>	<i>Polyrhabdina polydorae</i> (?) (s. S. II. g 33)	Anse St. Martin Plymouth
<i>Polydora</i> sp.	<i>Selenidium (cruzi) ?</i> (s. S. II. g 24) <i>Polyrhabdina polydorae</i> (s. S. II. g 33)	Helgoland Helgoland
<i>Polymnia nebulosa</i>	<i>Caryotropha mesnili</i> (s. S. II. g 41) <i>Selenidium costatum</i> (s. S. II. g 24) <i>Lecudina</i> sp. (s. S. II. g 32) <i>Ulvina elliptica</i> (s. S. II. g 36)	Wimereux (selten), Neapel, Triest Wimereux (Kanal), Cannes, Neapel
<i>Pomatoceros triqueter</i>	<i>Lecudina</i> sp. (s. S. II. g 32) <i>Selenidium brasili</i> (s. S. II. g 25)	St.-Jean-de-Luz Cannes Plymouth, Wimereux

Wirt	Parasit	Fundort
<i>Protula tubularia</i>	<i>Selenidium caulleryi</i> (s. S. II. g 24)	Calvados (Kanal), Plymouth
<i>Pygospio elegans</i> (<i>seticornis</i>)	<i>Selenidium</i> sp. <i>Polyrhabdina pygospionis</i> (s. S. II. g 34)	Anse St. Martin Kanal
<i>Sabella pavonina</i>	<i>Selenidium sabellae</i> (s. S. II. g 25)	Plymouth
<i>Salmacina dysteri</i>	<i>Selenidium</i> sp.	Anse St. Martin
<i>Scolecopsis (Nerine)</i> <i>fuliginosa</i>	<i>Selenidium spionis</i> (s. S. II. g 24)	Plymouth, St. Mar- tin, Helgoland
	<i>Selenidium foliatum</i> (s. S. II. g 24)	Plymouth, St. Mar- tin, Helgoland
	<i>Selenidium intraepitheliale</i> (s. S. II. g 24)	Helgoland, St. Mar- tin
	<i>Polyrhabdina spionis</i> (s. S. II. g 33)	Kanal, Helgoland
	<i>Polyrhabdina bifurcata</i> (s. S. II. g 33)	Plymouth
	<i>Dorisiella scolelepidis</i> (s. S. II. g 42)	Plymouth
<i>Scoloplos armiger</i> (<i>mülleri</i>)	<i>Selenidium</i> sp. <i>Siedleckia nematoides</i> (s. S. II. g 26)	St. Martin (Kanal) Wimereux, St. Mar- tin, Roscoff
	<i>Eleutheroschizon duboscqi</i> (s. S. II. g 27)	Luc (Kanal)
<i>Serpula vermicularis</i> (<i>contortuplicata</i>)	<i>Selenidium serpulae</i> Lankester 1863	Plymouth, Neapel
<i>Spio filicornis</i> (<i>martinensis</i>)	<i>Selenidium</i> sp. (s. S. II. g 25) <i>Polyrhabdina brasili</i> (s. S. II. g 33)	St. Martin Kanal
<i>Stylarioides (Tropho- nia) plumosa</i>	<i>Myriospora trophoniae</i> (s. S. II. g 42)	Neapel
<i>Terebella lapidaria</i>	<i>Selenidium terebellae</i> (s. S. II. g 25)	Plymouth
<i>Travisia forbesi</i>	<i>Urospora travisiae</i> (s. S. II. g 29)	Bergen, Murman- küste
	<i>Urospora ovalis</i> (s. S. II. g 29)	Bergen, Murmank.
D. Gephyrei		
<i>Petalostoma minutum</i>	<i>Dobellia binucleata</i> (s. S. II. g 42)	?
	<i>Selenidium</i> sp.	Wimereux
<i>Phascolosoma elon- gatum</i>	<i>Selenidium</i> sp. (s. S. II. g 25)	Roscoff, Luc
<i>Phascolosoma vulgare</i>	<i>Selenidium</i> sp. (s. S. II. g 25)	Roscoff, Luc
<i>Sipunculus nudus</i>	<i>Selenidium sipunculi</i> (s. S. II. g 25)	Neapel
	<i>Urospora sipunculi</i> (s. S. II. g 28)	Bai von Douarnenez (franz. W-Küste), Neapel

Wirt	Parasit	Fundort
<i>Thalassema neptuni</i>	<i>Hentschelia thalassemae</i> (s. S. II. g 31) <i>Hyperidion neptuni</i> (s. S. II. g 31) <i>Lecythion thalassemae</i> (s. S. II. g 31)	Plymouth Plymouth Plymouth
II. Enteropneusta		
<i>Glossobalanus minutus</i>	<i>Eimeria</i> (?) <i>beauchampi</i> (s. S. II. g 45) <i>Eimeria</i> (?) <i>epidermica</i> (s. S. II. g 45) <i>Selenidium metchnikovi</i> (s. S. II. g 25)	Saint-Jean-de-Luz (Golf v. Biscaya) Neapel Saint-Jean-de-Luz
III. Echinodermata		
<i>Chiridota laevis</i>	<i>Lithocystis brachycercus</i> (s. S. II. g 29) <i>Urospora chiridotae</i> (s. S. II. g 28)	St. Andrews (W-Küste von Kanada) Murmanküste, St. Andrews
<i>Cucumaria saxicola</i>	<i>Lithocystis cucumariae</i> (s. S. II. g 29) <i>Lithocystis minchini</i> (s. S. II. g 29)	Plymouth Plymouth
<i>Echinocardium cordatum</i>	<i>Lithocystis foliacea</i> (s. S. II. g 29) <i>Lithocystis schneideri</i> (s. S. II. g 29) <i>Urospora echinocardii</i> (s. S. II. g 28)	Plymouth Kanal Plymouth
<i>Echinocardium</i> sp.	<i>Lithocystis schneideri</i> (s. S. II. g 29)	Kanal
<i>Holothuria forskali</i>	<i>Gonospora irregularis</i> (s. S. II. g 30)	Plymouth
<i>Spatangus purpureus</i>	<i>Lithocystis microspora</i> (s. S. II. g 29) <i>Lithocystis schneideri</i> (s. S. II. g 29) <i>Urospora echinocardii</i> (s. S. II. g 28)	Kanal Kanal Plymouth
<i>Synapta inhaerens</i>	<i>Urospora synaptae</i> (s. S. II. g 28)	Roscoff (Kanal), Mor-gat (Bai v. Douar-nenez)
IV. Mollusca		
A. Aculifera		
<i>Acanthochites fascicularis</i>	<i>Eimeria</i> (?) sp. (s. S. II. g 45) <i>Pseudoklossia chitonis</i> (s. S. II. g 40)	Plymouth Plymouth
<i>Chiton</i> sp.	<i>Nematopsis legeri</i> , Spore (s. S. II. g 37)	Mittelmeer

Wirt	Parasit	Fundort
<i>B. Gastropoda</i>		
<i>Buccinum undatum</i>	<i>Merocystis kathae</i> (s. S. II. g 40)	Isle of Man
<i>Cerithium</i> sp.	<i>Nematopsis legeri</i> , Spore (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Gibbula</i> sp.	<i>Nematopsis legeri</i> , Spore (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Patella vulgata</i>	<i>Pseudoklossia patella</i> (s. S. II. g 40)	Plymouth
<i>Phorcus</i> sp.	<i>Nematopsis legeri</i> , Spore (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Pisania</i> sp.	<i>Nematopsis legeri</i> , Spore (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Trochocochlea mutabilis</i>	<i>Nematopsis legeri</i> , Spore (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
	<i>Porospora gigantea</i> , Spore (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>C. Lamellibranchia</i>		
<i>Anomia epippium</i>	<i>Nematopsis (portunidarum?)</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Cardium edule</i>	<i>Nematopsis portunidarum</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Chlamys varia</i>	<i>Nematopsis pectinis</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Donax vittatus</i>	<i>Nematopsis (portunidarum?)</i> (s. S. II. g 37)	Küste von Calvados (Kanal)
	<i>Pseudoklossia pelseneeri</i> (s. S. II. g 40)	Wimereux (Kanal)
<i>Ensis ensis</i>	<i>Nematopsis (portunidarum?)</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Mactra solida</i>	<i>Nematopsis (portunidarum?)</i> (s. S. II. g 37)	Küste von Calvados
<i>Mytilus edulis</i>	<i>Nematopsis (portunidarum?)</i> (s. S. II. g 37)	Küste von Calvados
<i>Mytilus galloprovincialis</i>	<i>Nematopsis legeri</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Pecten maximus</i>	<i>Pseudoklossia pectinis</i> (s. S. II. g 40)	Roscoff
<i>Psammobia depressa</i>	<i>Nematopsis (portunidarum?)</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Scrobicularia plana</i>	<i>Nematopsis portunidarum</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Solen marginatus</i>	<i>Nematopsis (portunidarum?)</i> (s. S. II. g 34)	Mittelmeer
<i>Tapes floridus</i>	<i>Pseudoklossia glomerata</i> (s. S. II. g 40)	Mittelmeer
<i>Tapes pullastra</i>	<i>Nematopsis (portunidarum?)</i> (s. S. II. g 37)	Küste von Calvados
<i>Tapes virgineus</i>	<i>Pseudoklossia glomerata</i> (s. S. II. g 40)	Mittelmeer
<i>Tellina (Macoma) balthica</i>	<i>Nematopsis (portunidarum?)</i> (s. S. II. g 37)	Küste von Calvados

Wirt	Parasit	Fundort
<i>Tellina (Macoma) balthica</i>	<i>Pseudoklossia pelseneeri</i> (s. S. II. g 40)	Wimereux (Kanal)
<i>Venus fasciata</i>	<i>Nematopsis veneris</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
D. Cephalopoda		
<i>Octopus vulgaris</i>	<i>Aggregata duboscqi</i> (s. S. II. g 40)	Roscoff
	<i>Aggregata octopiana</i> (s. S. II. g 40)	Mittelmeer
<i>Sepia officinalis</i>	<i>Aggregata eberthi</i> (s. S. II. g 40)	Roscoff, Mittelmeer
V. Crustacea		
<i>Acartia bifilosa</i>	„Gregarinen“ (s. S. II. g 35)	Kattegat
<i>Athanas nitescens</i>	<i>Cephaloidophora duboscqi</i> (s. S. II. g 34)	Luc (Kanal)
	<i>Uradiophora athanasi</i> (s. S. II. g 35)	Luc (Kanal)
<i>Balanus amphitrite</i>	<i>Pyxinioides balani</i> (s. S. II. g 35)	Mittelmeer
<i>Balanus eburneus</i>	<i>Pyxinioides balani</i> (s. S. II. g 35)	Mittelmeer
<i>Balanus improvisus</i>	<i>Cephaloidophora communis</i> (s. S. II. g 34)	Ostsee
<i>Calanus finmarchicus</i>	„Gregarinen“ (s. S. II. g 35)	Nordsee, Kattegat
<i>Carcinus maenas</i>	<i>Aggregata</i> sp. (s. S. II. g 40)	Kanal
	<i>Nematopsis portunidarum</i> (s. S. II. g 37)	Roscoff
<i>Chthamalus stellatus</i>	<i>Pyxinioides chthamali</i> (s. S. II. g 35)	Mittelmeer
<i>Eriphia spinifrons</i>	<i>Nematopsis legeri</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer
<i>Euchaeta</i> sp.	„Gregarinen“ (s. S. II. g 37)	Nordsee
<i>Eupagurus prideauxi</i>	<i>Aggregata vagans</i> (s. S. II. g 40)	Roscoff, Luc
	<i>Cephaloidophora ocellata</i> (s. S. II. g 34)	Banyuls (Mittelmeer)
	<i>Toxocystis homari</i> (s. S. II. g 42)	Kanal, franz. W-Küste, Mittelmeer
<i>Gammarus duebeni</i>	<i>Cephaloidophora maculata</i> (s. S. II. g 34)	Luc (Kanal)
	<i>Uradiophora gammari</i> (s. S. II. g 35)	Luc
<i>Gammarus locusta</i>	<i>Cephaloidophora maculata</i> (s. S. II. g 34)	Luc
	<i>Uradiophora gammari</i> (s. S. II. g 35)	Luc
<i>Gammarus marinus</i>	<i>Cephaloidophora maculata</i> (s. S. II. g 34)	Luc, Roscoff
<i>Homarus gammarus</i> (Hummer)	<i>Aggregata</i> sp. (s. S. II. g 40)	Roscoff
	<i>Porospora gigantea</i> (s. S. II. g 37)	Kanal, franz. W-Küste, Mittelmeer
	<i>Selenococcidium intermedium</i> (s. S. II. g 38)	(Norweg. Küste?), Mittelmeer
	<i>Toxocystis homari</i> (s. S. II. g 42)	Kanal, franz. W-Küste, Mittelmeer

Wirt	Parasit	Fundort
<i>Metridia</i> sp.	„Gregarinen“ (s. S. II. g 35)	Nordsee
<i>Mysis mixta</i>	„Gregarinen“ (<i>Cephaloidophora</i> ?) (s. S. II. g 35)	Ostsee, Beltsee
<i>Nephrops norvegicus</i>	<i>Porospora nephropis</i> (s. S. II. g 37)	Franz. W-Küste
<i>Orchestia littorea</i>	<i>Cephaloidophora brasili</i> (s. S. II. g 34)	Luc
	<i>Uradiophora mercieri</i> (s. S. II. g 35)	Luc
<i>Pachygrapsus marmoratus</i>	<i>Aggregata</i> sp. <i>Cephaloidophora conformis</i> (s. S. II. g 34)	Mittelmeer Mittelmeer
<i>Pinnotheres pisum</i>	<i>Aggregata coelomica</i> (s. S. II. g 40)	Kanal
	<i>Cephaloidophora fossor</i> (s. S. II. g 34)	Kanal
<i>Portunus arcuatus</i>	<i>Aggregata eberthi</i> (s. S. II. g 40) <i>Nematopsis portunidarum</i> (s. S. II. g 37)	Roscoff Roscoff
<i>Portunus depurator</i>	<i>Aggregata eberthi</i> (s. S. II. g 40) <i>Nematopsis maraisi</i> (s. S. II. g 37)	Mittelmeer Mittelmeer
<i>Pseudocalanus</i> sp.	„Gregarinen“ (s. S. II. g 35)	Nordsee
<i>Stenorhynchus phalangium</i>	<i>Aggregata</i> sp. (s. S. II. g 40)	Roscoff
<i>Talitrus saltator</i>	<i>Cephaloidophora talitri</i> (s. S. II. g 34)	Roscoff
<i>Temora</i> sp.	„Gregarinen“ (<i>Lecudina</i> ?) (s. S. II. g 35)	Nordsee, Ostsee, Kattegat,

VI. *Tunicata*

<i>Amaroucium nordmanni</i>	<i>Lankesteria amaroucii</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Amaroucium punctum</i>	<i>Lankesteria amaroucii</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Aphidium zostericola</i>	<i>Lankesteria amaroucii</i>	Roscoff
<i>Ascidia aspera</i>	<i>Lankesteria ascidiellae</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Ciona intestinalis</i>	<i>Lankesteria ascidia</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Dendrodoa grossularia</i>	<i>Lankesteria ascidia</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Leptoclinum listerianum</i>	<i>Lankesteria amaroucii</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Morchellium argus</i>	<i>Lankesteria amaroucii</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Pandocia pomaria</i>	<i>Lankesteria ascidia</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Pandocia rustica</i>	<i>Lankesteria ascidia</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff

Wirt	Parasit	Fundort
<i>Parascidia elegans</i>	<i>Lankesteria parascidia</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Phallusia mentula</i>	<i>Selysina incerta</i> (s. S. II. g 42) <i>Lankesteria siedleckii</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff Roscoff
<i>Phallusia</i> sp.	<i>Lankesteria ascidia</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Polysyncraton la- cazei</i>	<i>Lankesteria amaroucii</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Sidnyum turbinatum</i>	<i>Lankesteria amaroucii</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff
<i>Stolonica socialis</i>	<i>Selysina perforans</i> (s. S. II. g 42)	Roscoff
<i>Styela</i> sp. sp.	<i>Lankesteria ascidia</i> (s. S. II. g 31)	Roscoff

VII. Pisces

A. *Ela sm o b r a n c h i i*

<i>Acanthias acanthias</i>	<i>Eimeria lucida</i> (s. S. II. g 44)	Roscoff
<i>Lamna cornubica</i>	<i>Eimeria gigantea</i> (s. S. II. g 44)	Roscoff
<i>Mustelus vulgaris</i>	<i>Eimeria lucida</i> (s. S. II. g 44)	Roscoff
<i>Raja batis</i>	<i>Haemogregarina</i> sp. (s. S. II. g 48)	Bournemouth (Kanal)
<i>Raja maculata</i> (asterias)	<i>Haemogregarina delagei</i> (s. S. II. g 48)	Roscoff
<i>Raja microcellata</i>	<i>Haemogregarina delagei</i> (s. S. II. g 48)	Millport
<i>Raja undulata</i> (mosaica)	<i>Haemogregarina delagei</i> (s. S. II. g 48)	Roscoff
<i>Scyllium catulus</i>	<i>Eimeria lucida</i> (s. S. II. g 44) <i>Haemogregarina</i> sp. (s. S. II. g 48)	Roscoff Bournemouth (Kanal)

B. *T e l e o s t e i*

<i>Agonus cataphractus</i>	<i>Haemogregarina cataphracti</i> (s. S. II. g 48)	Plymouth (1 von 6 Fischen)
<i>Ammodytes tobianus</i>	<i>Eimeria bigemina</i> (s. S. II. g 44)	Roscoff
<i>Anarrhichas lupus</i>	<i>Haemogregarina anarrhichadis</i> (s. S. II. g 48)	Shetland-Inseln (6 von 16 Fischen)
<i>Anguilla vulgaris</i>	<i>Eimeria anguillae</i> (s. S. II. g 44) <i>Eimeria variabilis</i> (s. S. II. g 44)	Korsika Roscoff
<i>Arnoglossus laterna</i>	<i>Haemogregarina laternae</i> (s. S. II. g 48)	Luc (Kanal)
<i>Blennius gattorugine</i>	<i>Haemogregarina bigemina</i> (s. S. II. g 48)	Plymouth (2 von 2 Fischen)
<i>Blennius montagui</i>	<i>Haemogregarina bigemina</i> (s. S. II. g 48)	Im Kanal beim Kap de la Hague (fast alle Fische)
<i>Blennius pholis</i>	<i>Haemogregarina bigemina</i> (s. S. II. g 48)	Im Kanal beim Kap de la Hague und bei Plymouth (fast alle Fische); Isle of Man

Wirt	Parasit	Fundort
<i>Bothus rhombus</i> (<i>Rhombus maximus</i>)	<i>Haemogregarina bothi</i> (s. S. II. g 48)	Im Kanal bei Luc (1 von 3 Fischen)
<i>Callionymus lyra</i>	<i>Haemogregarina quadrigemina</i> (s. S. II. g 47)	Luc, Plymouth (5 von 19 Fischen), Shet- land-Inseln (2 von 2 Fischen), Isle of Man (1 von 15 Fi- schen)
	<i>Haemogregarina callionymi</i> (s. S. II. g 47)	Luc (3 von 4 Fischen), Roscoff (1 von 3 Fischen), Isle of Man (10 von 15 Fi- schen)
<i>Clupea harengus</i>	<i>Eimeria clupearum</i> (s. S. II. g 44)	(Londoner Fisch- markt, 100%)
	<i>Eimeria sardinae</i> (s. S. II. g 44)	(Londoner Fisch- markt)
<i>Clupea pilchardus</i>	<i>Eimeria clupearum</i> (s. S. II. g 44)	Concarneau (franz. W-Küste)
	<i>Eimeria sardinae</i> (s. S. II. g 44)	Concarneau (95% der ♂)
<i>Clupea sprattus</i>	<i>Eimeria clupearum</i> (s. S. II. g 44)	(Londoner Fisch- markt)
	<i>Eimeria sardinae</i> (s. S. II. g 44)	In allen ♂
<i>Cottus bubalis</i>	<i>Eimeria variabilis</i> (s. S. II. g 44)	Roscoff
	<i>Haemogregarina cotti</i> (s. S. II. g 48)	Luc und Roscoff (75%), Isle of Man (2 von 26 Fischen)
<i>Cottus scorpius</i>	<i>Haemogregarina cotti</i> (s. S. II. g 48)	Plymouth (4 von 23 Fischen)
<i>Crenilabrus melops</i>	<i>Eimeria variabilis</i> (s. S. II. g 44)	Roscoff
<i>Engraulis encrasi- cholus</i>	<i>Eimeria clupearum</i> (s. S. II. g 44)	Concarneau (franz. W-Küste)
<i>Gadus aeglefinus</i>	<i>Eimeria gadi</i> (s. S. II. g 44)	Nordsee, Färöer, Is- land
	<i>Haemogregarina aeglefini</i> (s. S. II. g 47)	Shetland-Inseln (5 von 53 Fischen)
<i>Gadus morrhua</i>	<i>Eimeria gadi</i> (s. S. II. g 44)	Nordsee, Färöer, Island
<i>Gadus pollachius</i>	<i>Haemogregarina pollachii</i> (s. S. II. g 48)	Isle of Man (1 von 35 Fischen)
<i>Gadus virens</i>	<i>Eimeria gadi</i> (s. S. II. g 44)	Nordsee, Färöer, Island
<i>Gasterosteus aculeatus</i>	<i>Eimeria gasterostei</i> (s. S. II. g 44)	Unterlauf der Vilaine
<i>Gobius minutus</i>	<i>Haemogregarina minuta</i> (s. S. II. g 48)	Neapel (2 von 46 Fi- schen)
<i>Gobius niger</i>	<i>Haemogregarina blanchardi</i> (s. S. II. g 48)	Luc (1 von 10 Fi- schen)
	<i>Haemogregarina gobii</i> (s. S. II. g 48)	Luc (1 von 10 Fi- schen)

Wirt	Parasit	Fundort
<i>Gobius paganellus</i>	<i>Eimeria variabilis</i> (s. S. II. g 44) <i>Haemogregarina polypartita</i> (s. S. II. g 47)	Roscoff Plymouth (5 von 40 Fischen)
<i>Labrus berggylta</i>	<i>Haemogregarina labri</i> (s. S. II. g 48)}	Isle of Man (7 von 78 Fischen)
<i>Labrus</i> sp.	<i>Eimeria thelohani</i> (s. S. II. g 44)	
<i>Lepadogaster gouani</i>	<i>Eimeria variabilis</i> (s. S. II. g 44)	Roscoff
<i>Motella maculata</i>	<i>Eimeria crystalloides</i> (s. S. II. g 43)	Roscoff, Concarneau (franz. W-Küste)
<i>Motella tricirrata</i>	<i>Eimeria crystalloides</i> (s. S. II. g 43)	Roscoff, Concarneau (franz. W-Küste)
<i>Pleuronectes flesus</i>	<i>Eimeria motellae</i> (s. S. II. g 43) <i>Haemogregarina flesi</i> (s. S. II. g 48)	Roscoff Luc (etwa 30%), Bournemouth, Millport (1 von 8 Fischen)
<i>Pleuronectes microcephalus</i>	<i>Haemogregarina platessae</i> (s. S. II. g 48)	Shetland-Inseln (1 von 46 Fischen)
<i>Pleuronectes platessa</i>	<i>Haemogregarina platessae</i> (s. S. II. g 48)	Luc (etwa 30%), Mil- port (4 von 10 Fi- schen), Isle of Man (16 von 25 Fischen)
<i>Scomber scombrus</i>	<i>Eimeria clupearum</i> (s. S. II. g 44) <i>Haemogregarina</i> (?) sp. (s. S. II. g 48)	Roscoff, (Londoner Fischmarkt) Isle of Man (4 von 23 Fischen), Ply- mouth (5 von 36 Fi- schen)
<i>Solea lutea</i>	<i>Haemogregarina clavata</i> (s. S. II. g 47)	Plymouth (1 von 6 Fischen), Neapel
<i>Solea vulgaris</i>	<i>Haemogregarina simondi</i> (s. S. II. g 47)	Kanal, Isle of Man
<i>Trachinus vipera</i>	<i>Haemogregarina</i> sp. (s. S. II. g 48)	Bournemouth (Kanal)
<i>Trachurus trachurus</i>	<i>Eimeria cruciata</i> (s. S. II. g 44)	St.-Valery-en-Caux (Kanal), franz. W-Küste
<i>Zeugopterus punctatus</i>	<i>Haemogregarina zeugopteri</i> (s. S. II. g 48)	Isle of Man (10 von 15 Fischen)
<i>Zoarces viviparus</i>	<i>Haemogregarina bigemina</i> (s. S. II. g 48)	?

Technik

Besonderer Wert ist auf die Beobachtung der lebenden Organismen zu legen, da viele Einzelheiten nur an diesen wahrzunehmen sind. Von manchen Formen, z. B. den Oozysten der meisten Kokzidien, lassen sich überhaupt keine brauchbaren Dauerpräparate gewinnen. Für die Untersuchung konservierten Materials sind nach Möglichkeit sowohl Schnittpräparate der infizierten Organe bzw. der ganzen Tiere (z. B. kleinere Würmer), als auch Ausstrich- oder Zupfpräparate herzustellen, da die ersteren die Beziehungen der Parasiten zum Wirt zeigen, die letzte-

ren aber zytologisch bessere Bilder ergeben. Zur Fixierung der Ausstriche und Organstücke ist meist Sublimat-Alkohol geeignet, für Zysten ist Carnoy's oder Bouin's Gemisch vorzuziehen. Diese letzteren Gemische verwendet man auch zur Konservierung ganzer Wirtstiere. Für die Färbung kommt Hämatoxylin nach Delafield oder nach Heidenhain in erster Linie in Betracht. Bezüglich der blutbewohnenden Kokzidien vgl.

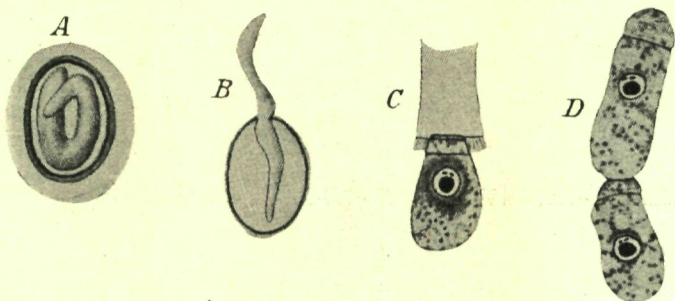


Fig. 1. *Nematopsis portunidarum*. — A Spore; B Ausschlüpfen des Sporozoiten; C junge Gregarine an der Darmwand; D Syzygienbildung. 1500:1.
Nach LÉGER & DUBOSQ.

auch die technischen Bemerkungen über Trypanosomen (S. II. e 1); die Färbung der feuchten Blutausstriche erfolgt am besten mit Delafield's Hämatoxylin.

Morphologie

Die Telosporidien sind in der Regel von langgestreckter, ± wurmförmiger Gestalt und besitzen einen Kern, der einen oder mehrere Binnenkörper enthält. Diese nach den Arten wechselnde, wenn auch infolge nur geringer Unterschiede oft nicht sehr kennzeichnende Gestalt geht gewöhnlich verloren, wenn sich die Organismen zur Vermehrung anschicken, da dann eine Abkugelung erfolgt, und diese Vermehrungsstadien enthalten eine wechselnde Anzahl von Kernen. Bei den Kokzidien setzt dieser Vorgang schon nach geringem Wachstum ein, und die Würmchenform ist daher von nicht sehr langem Bestande. Sie kennzeichnet hier nur die Jugendstadien; die »Würmchen« sind demgemäß durchweg sehr winzig und lassen nicht viel von besonderen Differenzierungen erkennen. Die Gregarinen wachsen dagegen erheblich heran, ehe sie zur Vermehrung schreiten, und manche Arten erreichen eine solche Größe, daß sie schon mit bloßem Auge erkennbar werden.

Der Gregarinenkörper ist von einer gewöhnlich sehr kräftigen Cuticula umschlossen, die vielfach eine feine Längsstreifung erkennen läßt, da sie durch dicht nebeneinanderliegende, von schmalen Furchen getrennte Leisten verstärkt ist. Unter der Cuticula liegt eine homogene ektoplasmatistische Schicht, in welcher Längs- und Ringmuskelfasern in verschieden-gradiger Ausbildung verlaufen. Der Verlauf stark ausgebildeter Myoneme kommt vielfach in der äußeren Körperstruktur als Streifen- oder Rippenbildung zum Ausdruck (Fig. 2 C). Vom Ektoplasma ist das Entoplasma durch starke Granulierung unterschieden.

Bei vielen Gregarinen bildet das Ektoplasma noch eine quer den Körper durchziehende Scheidewand, die ihn in einen kleinen vorderen

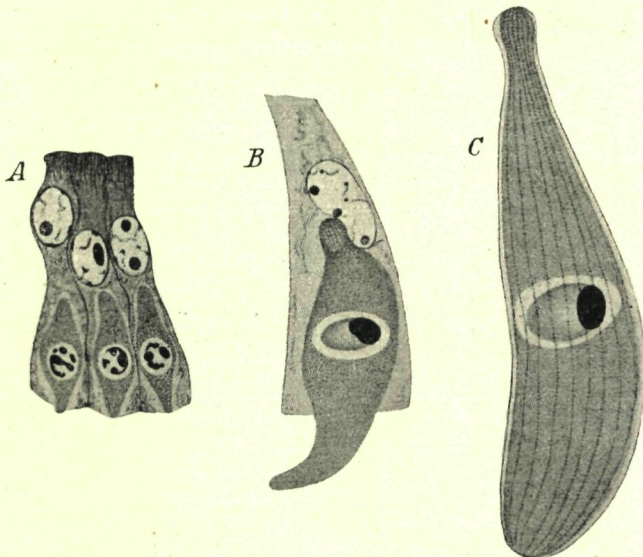


Fig. 2. *Selenidium caulleryi*. — A junge Gregarinen, fast ganz intrazellulär; B halberwachsene, C erwachsene Form. A 900:1, B, C 700:1. — Nach BRASIL.

Abschnitt, den Protomerit, und in einen größeren, den Kern enthaltenden hinteren Abschnitt, den Deutomerit, sondert (Fig. 1 C, D). Die gleichen Gregarinen, aber auch manche Formen ohne Septum (Fig. 3), besitzen, solange sie an der Darmwand ihres Wirtes angeheftet leben, noch einen dritten Körperabschnitt, den am Vorderende dem Protomerit aufsitzenden Epimerit, der als knopf-förmiges oder mit mannigfachen Fortsätzen versehenes Gebilde in der Darmwand verankert ist. Bezeichnend für den typischen Epimerit ist, daß er abgestoßen wird, wenn die Gregarine zu freibeweglicher Lebensweise übergeht. Auch bei anderen Gregarinen ohne ektoplasmatISChe Scheidewand sind vielfach am Vorderende Haftvorrichtungen vorhanden; diese stellen aber gewöhnlich Dauerdifferenzierungen dar, die auch vorhanden sind, wenn der Organismus nicht festsitzt und die erst mit der Veränderung der Körperform bei der Vermehrung verschwinden.

In einem bestimmten Entwicklungsstadium (vgl. S. II. g 17) sind die jungen Würmchenformen der Telosporidien meist zu mehreren in einer Kapsel

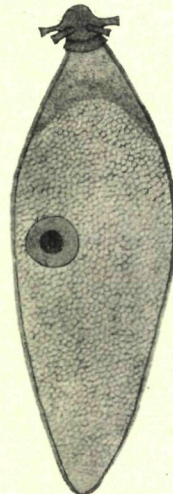


Fig. 3.
Polyrhabdina spionis.
800:1.
Nach REICHENOW.

eingeschlossen, die als Spore aus dem Wirtskörper ausgeschieden wird. Die Morphologie der Sporen ist einigermaßen variabel und daher ein wesentliches Unterscheidungsmerkmal dieser Sporozoen. Die Sporenwandung besteht aus einer äußeren und einer inneren Hülle, Epispor und Endospor. Das Epispor kann dem Endospor entweder dicht aufliegen (Fig. 1 A) oder $\pm$ von ihm abstehen (Fig. 4); seine Form ist kuglig, ovoid, spindelförmig, zylindrisch, sichelförmig usw., dazu können noch verschiedenartige Anhänge vorhanden sein. Die Sporenhüllen sind entweder aus zwei Klappen zusammengesetzt, oder sie sind mit vorgebildeten Öffnungen zum Ausschlüpfen der jungen Individuen versehen (Fig. 1 B).

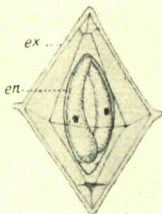


Fig. 4.
Spore von
Eimeria crystalloides.
ex Epispor, en Endospor.
1600:1. — Nach LABBE.

Bewegung Die wurmförmigen Stadien der Telosporidien sind meist zu Kontraktions- und Knickbewegungen mannigfacher Art befähigt, die bei manchen Vertretern sehr lebhaft sind. Die Myoneme, durch deren Kontraktionen diese Bewegungen zustandekommen, sind zwar nur bei den Gregarinen, nicht aber bei den viel kleineren Kokzidien nachgewiesen; doch spricht die Gleichartigkeit der Bewegungen dafür, daß sie auch bei den letzteren vorhanden sind.

Soweit diese Parasiten nicht intrazellulär gelegen (Fig. 2 A, B) oder mit dem Vorderende festgeheftet sind (Fig. 1 C), zeigen sie auch Ortsveränderung in Gestalt von Gle i t b e w e g u n g e n. An diesem Vorwärtsgleiten haben die Myoneme keinen Anteil; es kann erfolgen, ohne daß ein Gestaltwechsel des Körpers wahrzunehmen ist. Der Vorgang steht in Zusammenhang mit der Ausscheidung reichlicher Schleimsubstanz. Die frühere Annahme, daß dieser Schleim am Hinterende zu einen Gallertstiel erstarrt, der durch sein Anwachsen bei der stetigen Neubildung von Schleim den Körper vorwärtsschiebt, hat sich als irrig erwiesen. Der Ausscheidungsvorgang muß selbst bereits die Bewegungsenergie liefern. Nach SOKOLOW erzeugt der durch das Herausfließen des Schleims auf das Medium ausgeübte Druck die Körperbewegung durch Rückstoßwirkung. Einleuchtender ist die Hypothese PRELLS: Der ausgeschiedene Schleim ist eine in Wasser stark quellbare Substanz, und durch den Quellungsdruck wird der Austrittsort des Schleims von der Stelle geschoben.

Von den im Laufe der Entwicklung auftretenden geschlechtlich differenzierten Formen sind die männlichen oder Mikrogameten bei manchen Gregarinen und bei den Kokzidien mit Geißeln versehen und bewegen sich demgemäß wie Flagellaten.

Stoffwechsel Einrichtungen zur Einverleibung geformter Nahrung fehlen stets; es werden nur gelöste Stoffe aufgenommen, die durch die ganze Körperoberfläche diffundieren können. Die Stoffe werden den bewohnten Körperhöhlen oder, bei intrazellulärem Sitz, den betreffenden Zellen entnommen. Die epizellulären Stadien der Gregarinen können gleichzeitig aus beiden Quellen schöpfen. Wenn wir bei diesen Organis-

men neben einfachen knopfförmigen Epimeriten solche mit mannigfachen Fortsätzen finden (Fig. 3), so haben wir in diesen besonderen Anhängen wohl weniger Hilfsmittel für eine erhöhte Befestigungsmöglichkeit als vielmehr Einrichtungen zur Nahrungsaufnahme zu erblicken.

Als Reservestoff wird oft sehr reichlich ein Kohlehydrat gespeichert, das dem Glykogen nahesteht und wie dieses durch eine lebhaftete Rotbraunfärbung mit Jod (Zusatz von Jod-Jodkali-Lösung) nachgewiesen wird. Infolge etwas abweichender Reaktionen wurde es von BÜTSCHLI als Paraglykogen bezeichnet. Soweit die Parasiten an sauerstofffreien Orten leben, was bei den Darmbewohnern wohl durchweg der Fall ist, liefert die Spaltung dieser Substanz ihnen wohl ebenso, wie dies bei Eingeweidewürmern nachgewiesen ist, eine Energiequelle, die einen Ersatz für die Zuckerverbrennung bei Sauerstoffzutritt bietet.

Ein anderer sehr häufig nachweisbarer Reservestoff ist das Volutin (Nukleinsäure), das im Protoplasma in Form von Körnchen auftritt, die sich durch sehr lebhaftete Färbung mit den basischen Farbstoffen auszeichnen. Das Volutin wird besonders vor Beginn der Kernteilungen reichlich gespeichert und dann während der Kernvermehrung aufgebraucht.

Vermehrung Ein wesentliches Kennzeichen der Telosporidien ist ihre Vermehrungsweise durch multiple Teilung oder Schizogonie (Fig. 6 B bis E). Dem Beginn der Kernvermehrung geht gewöhnlich eine Abrundung des Körpers zu einem kugligen oder ovoiden Gebilde voraus. Es folgen dann aufeinander mehrere Kernteilungen, die Kerne ordnen sich unter der Zelloberfläche an, und durch Furchung des Zellkörpers entstehen gleichzeitig so viele Sprößlinge (Merozoiten, Gameten, Sporozoiten; vgl. S. II. g 17, 18), wie Kerne vorhanden sind. Bei diesem Zerfall wird entweder die ganze Substanz des Mutterkörpers auf die Nachkommenchaft verteilt, oder es bleibt eine kernlose Masse, ein Restkörper, zurück, der zugrundegeht.

Die Zahl der aufeinander folgenden Kernteilungen und somit die Menge der aus der Schizogonie hervorgehenden Nachkommen ist je nach den Arten und nach den Entwicklungsstadien sehr verschieden. Es können mehrere Hunderte von Keimen entstehen (besonders bei der Gamogonie der Gregarinen und der Mikrogametenbildung der Kokzidien; vgl. S. II. g 17). Andererseits kommt es vor (z. B. in den Sporen vieler Kokzidien), daß nur eine Kernteilung erfolgt (Fig. 6 L, M), so daß als Grenzfall der Schizogonie auch eine einfache Zweiteilung auftritt, bei der aber vielfach,

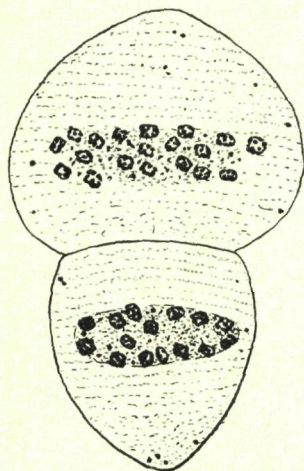
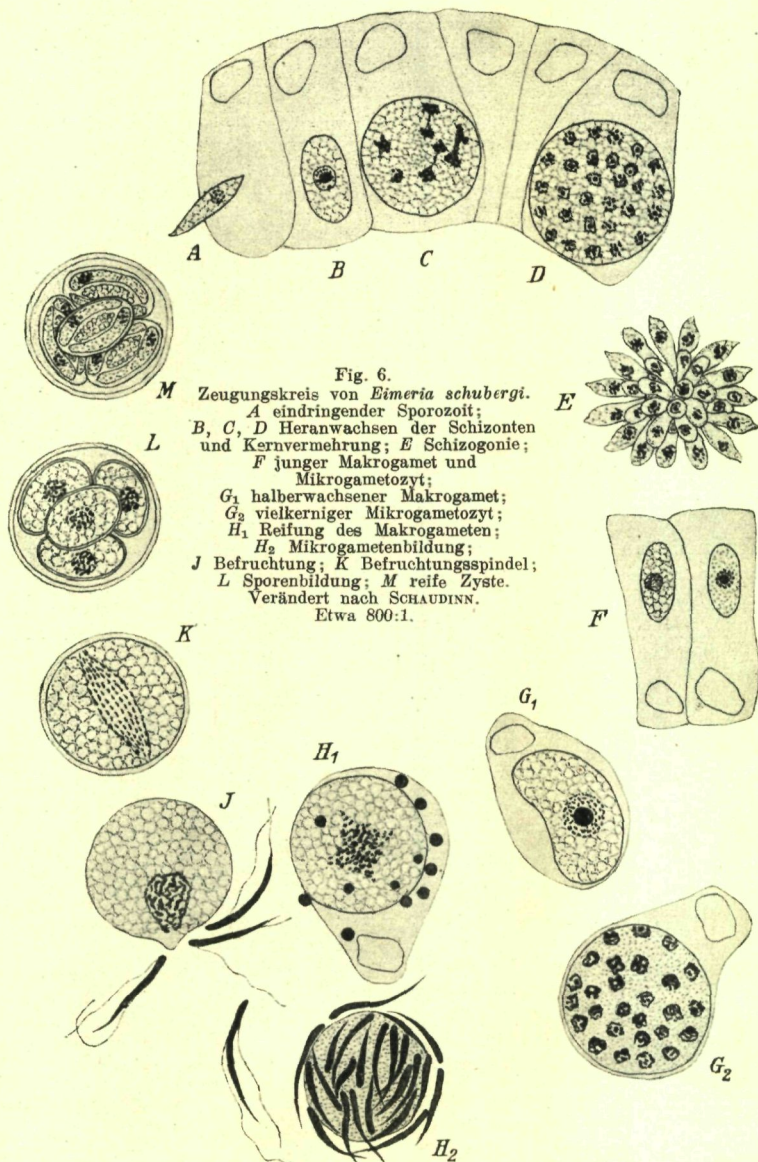


Fig. 5.
Bildung der Gametenkerne in zwei
vereinigten Gameten von *Selenidium*.
1000:1. — Original.

ebenso wie bei der Entstehung einer größeren Keimzahl, neben den beiden Sprößlingen noch ein Restkörper verbleibt.

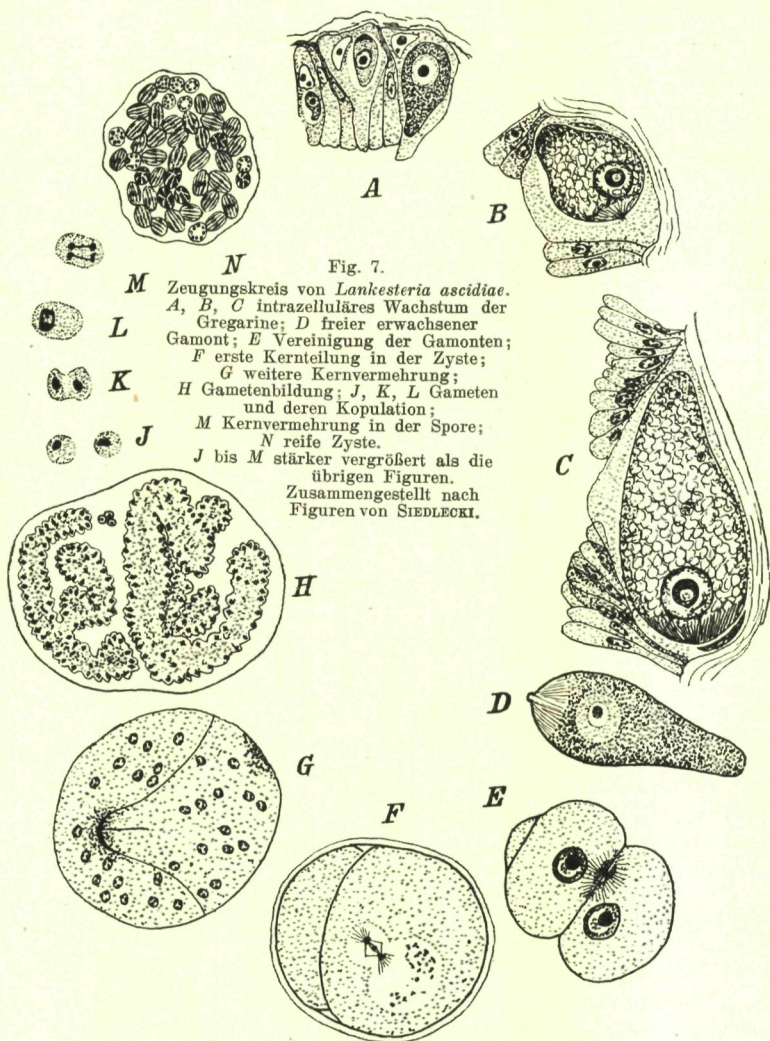


Bei den Gregarinen setzen die Kernteilungen in der Regel erst nach beendetem Körperwachstum ein (Fig. 7 G). Die erwachsenen Individuen besitzen entsprechend ihrer oft recht erheblichen Größe auch einen sehr großen Kern. Die Hauptmasse desselben (die somatische Komponente) löst sich auf, und es bleibt nur ein ganz winziger Kern übrig, der die Chromosomensubstanz enthält (generative Komponente). Infolge dieser »Kernreinigung« erscheinen die Kernteilungsbilder gewöhnlich als deutliche Mitosen. Bei den Selenidien erfolgen offenbar die ersten Kernteilungen in dem Raume des in Auflösung begriffenen somatischen Kerns. Man findet daher zahlreiche kleine Kerne innerhalb des alten Kernraumes (Fig. 5), und diese Bilder sind von verschiedenen Untersuchern (CAULLERY & MESNIL, RAY) irrtümlich als Stadien multipler Kernteilung gedeutet worden. Jedoch kommen multiple Kernteilungen, die auch sonst verschiedentlich bei Telosporidien beschrieben worden sind, bei diesen Organismen nicht vor; die Kernvermehrung erfolgt stets durch Zweiteilung.

Bei den Kokzidien nehmen die Kernteilungen gewöhnlich schon nach geringem Körperwachstum ihren Anfang, und während der Kernvermehrung wächst der Organismus, der Schizont, weiter heran (Fig. 6 C, D). Das somatische Kernmaterial bleibt daher erhalten; es wird bei der Kernteilung amitotisch verteilt. Hierauf beruht es offenbar, daß das mitotische Teilungsbild der Chromosomen meist nicht deutlich wahrnehmbar ist (Kryptomitose). Nur bei der ersten Teilung nach der Befruchtung, der Reduktionsteilung (vgl. S. II. g 19), wo die somatische Kernkomponente fehlt, treten die Chromosomen durchweg deutlich hervor, so daß sich bei den größeren Arten auch ihre Zahl ermitteln läßt.

Entwicklung Die Entwicklung der Telosporidien ist ein Generationswechsel. Der Lebenskreis beginnt mit der Kopulation zweier Individuen, die meist an Größe und Gestalt verschieden sind (Anisogamie), so daß wir zwischen weiblichen Geschlechtsformen (Makrogameten) und männlichen (Mikrogameten) unterscheiden können. Während bei den Kokzidien der Unterschied der Gameten so groß ist, daß er etwa dem Verhältnis von Ei und Spermium bei den Metazoen entspricht (Oogamie; Fig. 6 H, J), ist er bei den Gregarinen geringer, und bei manchen Gregarinen ist eine Verschiedenheit überhaupt nicht zu erkennen (Isogamie; Fig. 7 J, K). Der aus der Kopulation hervorgegangene Organismus (Zygote) scheidet eine Membran ab und wird entweder unmittelbar zu einer Spore (Gregarinen; Fig. 7 L, M, N) oder zunächst zu einer Oozyste, deren Inhalt sich in mehrere — 2, 4 oder zahlreiche — Sporenanlagen teilt (Kokzidien; Fig. 6 K, L, M). In der Spore wird ausnahmsweise der ganze Inhalt zu einem Sporozoiten (Fig. 1 A); gewöhnlich aber liefert er durch Teilung mehrere Sporozoiten.

Die nach Übertragung in einen neuen Wirt aus der Spore aus schlüpfenden Sporozoiten wachsen dort heran und können unmittelbar zu geschlechtlich differenzierten Individuen (Gamonten) werden (Fig. 7 A, B, C, D). Das ist bei den meisten Gregarinen (den Eugregarinen) der Fall, bei denen zwei erwachsene Gamonten, ein weiblicher und ein männlicher, sich gemeinsam enzystieren (Fig. 7 E, F) und dann jeder



durch multiple Teilung eine größere Anzahl Gameten bildet, durch deren Kopulation der Lebenskreis geschlossen ist. Bei einem Teil der Gregarinen (den Schizogregarinen) und bei den Kokzidien gehen dieser Gamogonie aber eine oder mehrere Perioden multipler Vermehrung voraus (Agamogonie; Fig. 6 A, B, C, D, E). Die aus der Agamogonie hervorgehenden Keime werden von den Gameten und den Sporozoiten als Merozoiten unterschieden.

Einer besonderen Erörterung bei Organismen, in deren Entwicklungsgang regelmäßig Befruchtungserscheinungen auftreten, bedarf die Chromosomenreduktion. Bei den Kokzidien wird der durch die Befruchtung herbeigeführte diploide Kernzustand schon bei der ersten Teilung der Sporogonie wieder rückgängig gemacht. Dieser Reduktionsteilung geht die Chromosomenkonjugation (Synapsis) voraus, die in einer spindelförmigen Kernfigur (Befruchtungsspindel; Fig. 6 K) sehr deutlich in Erscheinung tritt. Die Kokzidien sind also während ihres ganzen Entwicklungsganges haploid. Bei den Gregarinen ist das Auftreten der Chromosomenreduktion verschieden angegeben worden, bei einigen Arten an derselben Stelle wie bei den Kokzidien, also in unmittelbarem Anschluß an die Befruchtung, bei anderen während der Gametenbildung, also kurz vor der Befruchtung. Da es wenig wahrscheinlich ist, daß die Gregarinen teils haploide, teils diploide Organismen sind, erscheinen die Verhältnisse hier noch ungeklärt.

Beziehungen zu den Wirten

Die *Telosporidia* sind größtenteils Darmparasiten ihrer Wirte; doch finden sie sich auch in der Leibeshöhle und anderen Hohlräumen des Körpers, z. B. im Blutgefäßsystem bei Wirbellosen und bei Fischen, sowie in den Wasserlungen der Holothurien, ferner in den verschiedensten Organen. Die Kokzidien sind gewöhnlich in allen Stadien intrazellulär. Einen gleichen Sitz haben die Wachstumsstadien mancher Gregarinen; in der Regel aber sitzen die letzteren epizellulär, d. h. den Zellwänden mit dem Vorderende angeheftet, oder sie sind freibeweglich.

Viele Arten vollenden ihre ganze Entwicklung in einem Wirte, und erst die reifen Sporen werden ausgeschieden. Von einer Art, der in der Schwimmblase von *Gadus*-Arten schmarotzenden *Eimeria gadi*, wird sogar angegeben, daß die Entwicklung nach ihrem Abschluß an Ort und Stelle immer wieder von vorn beginnt. Bei manchen Parasiten der Leibeshöhle von Polychäten (*Gonospora varia*, *G. arenicolae*, *Caryotropha mesnili*) erfolgt die Ausscheidung zusammen mit den Geschlechtszellen des Wirtes, und bei diesen Arten zeigt sich eine enge Beziehung ihrer Entwicklung zur Geschlechtsreife des Wirtes, indem die Sporenbildung mit der Reifung der Geschlechtsprodukte zeitlich zusammenfällt.

Bei einem Teil der Darmparasiten ist ein Abschnitt der Entwicklung in die Außenwelt verlegt. So wird bei manchen Kokzidien die nach der Befruchtung gebildete Oozyste unreif ausgeschieden, und bei vielen Gregarinen verläßt schon die Zyste, die zwei miteinander vereinigte Gamonten bilden, den Darm, und Gametenbildung, Befruchtung und Sporenbildung spielen sich außerhalb ab.

Bei anderen Telosporidien verteilt sich die Entwicklung auf zwei Wirte verschiedener Tierklassen; bei ihnen ist also ein Wirtswechsel vorhanden. Es ist hierbei ein Teil der Entwicklung in eine Tierart verlegt, die dem ursprünglichen Wirt zur Nahrung dient, wodurch immer wieder die Rückkehr des Parasiten in den ursprünglichen Wirt gewährleistet ist. Bei den *Porosporidae* unter den Gregarinen und einem Teil der *Aggregatidae* unter den Kokzidien erfolgt die agame Vermehrung in Crustaceen, die Befruchtung und Sporenbildung in Mollusken, bei

der Gattung *Haemogregarina* die agame Vermehrung in Fischen, wo diese Kokzidien Parasiten der Blutkörperchen sind, die Befruchtung und Sporogonie in Blutegehn.

Die Telosporidien der Meerestiere sind fast durchweg für ihre Wirte völlig unschädlich, selbst bei massenhaftem Vorkommen. Einige Arten verursachen zwar Gewebszerstörungen, die aber für den Bestand der Wirtsart meist bedeutungslos sind. Z. B. kommt es in den von *Caryotropha mesnili* befallenen Spermatogonienbündeln von *Polymnia nebulosa* nicht zur Ausbildung von Spermien. Die einzige Art, der, soviel wir wissen, vermutlich eine wirtschaftliche Bedeutung zukommt, ist *Eimeria gadi*, mit der FIEBIGER 5% der auf dem Hamburger Fischmarkt untersuchten Gadiden infiziert gefunden hat. Durch ihre Massenentwicklung, die zur völligen Ausfüllung der Schwimmblase führt, macht sie das Organ ohne Zweifel funktionsuntüchtig. Das Aufsteigen in die flache Uferregion, das bei den Gadiden zur Laichzeit erfolgt, dürfte den infizierten Fischen nicht möglich sein, und FIEBIGER vermutet, daß sie um diese Zeit zugrunde gehen.

Parasiten Die Gregarinen im Darne der Polychäten sind nicht selten mit eigenartigen Parasiten behaftet, die in der Familie der *Metchnikovellidae* Caullery & Mesnil vereinigt werden. Die verwandtschaftlichen Beziehungen dieser Organismen sind unklar; vermutlich gehören sie zu den niederen Pilzen. Kennzeichnend sind vor allem die im Protoplasma der Gregarinen gelegenen Zysten (Fig. 8, 9). Diese sind von länglicher Gestalt und mit einer kräftigen, an einem oder an beiden Polen verdickten Membran versehen. Sie enthalten eine nach den Arten verschiedene Anzahl rundlicher einkerniger Keime (Sporen?).

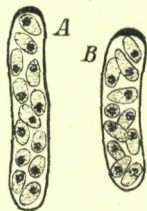


Fig. 8.
Metchnikovella polydora,
zwei Zysten.
2000:1. — Original.

Über die Entwicklung ist wenig bekannt. Man findet im Gregarinenkörper außer den Zysten kleine, kuglige, einkernige Gebilde, die oft in großer Zahl vorhanden und vielfach in Reihen angeordnet sind. Diese vereinigen sich vermutlich gruppenweise zur Bildung einer Zyste. In anderen Fällen sind anscheinend vielkernige Plasmodien vorhanden. Eine schädigende Wirkung der Parasiten auf die Gregarinen ist nicht nachweisbar. Bei starker Infektion ist vielleicht die Weiterentwicklung der betreffenden Gregarinen nicht möglich. Doch schreiten nach AWERINZEW schwach infizierte Exemplare zur Gametenbildung, und die Ausscheidung der Gregarinenzysten aus dem Darm befördert dann gleichzeitig die darin enthaltenen Zysten der Parasiten ins Freie. Die *Metchnikovellidae* sind mit wenigen Ausnahmen alle am Kap La Hague im Kanal von CAULLERY & MESNIL beobachtet worden, was zweifellos darauf beruht, daß andere Forscher bisher wenig auf sie geachtet haben. Zwei neue Arten, die nachstehend vermerkt sind, hat REICHENOW in Material von Helgoland festgestellt; das sind bisher die einzigen Befunde aus der Nordsee. Einzelbefunde bei den Hebriden (CLAPARÈDE) und im nördlichen Eismeer (AWERINZEW) weisen jedoch auf eine weitere geographische Verbreitung hin. — Nach den Zystenformen werden mehrere Gattungen unter-

schieden. Bei den hier aufgeführten Arten liegt der Fundort, soweit nicht anders angegeben, am Kap La Hague.

Metchnikovella Caullery & Mesnil 1897.

Zysten zylindrisch, ovoid oder spindelförmig, mit abgerundeten Enden, höchstens 10mal so lang wie breit. Hierher:

M. spionis C. & M. — Zysten 20 bis $40 \times 4 \mu$ mit 16 Keimen in *Polyrhabdina brasili* aus *Spio martinensis* und *P. bifurcata* aus *Scolecopsis fuliginosa* (Plymouth).
M. brasili C. & M. — Zysten $10 \times 5 \mu$ mit 12 Keimen in *Polyrhabdina brasili* aus *Spio martinensis*.

M. incurvata C. & M. — Zysten 18 bis $22 \times 4 \mu$ mit 16 Keimen und:

M. oviformis C. & M. — Zysten $14 \times 6.5 \mu$ mit 8 Keimen; beide in *Polyrhabdina pygospionis* aus *Pygospio seticornis*.

M. nereidis C. & M. — Zysten 10 bis $12 \times 4 \mu$, mit 8 Keimen, in *Lecudina pellucida* aus *Platynereis dumerili*.

M. polydora n. sp. — Zysten gerade oder schwach gekrümmt, 10 bis $14 \times 3 \mu$ mit 12 bis 16 Keimen (Fig. 8), in *Selenidium (cruzi?)* aus *Polydora* sp. von Helgoland.

In Selenidien sind Metchnikovellen sonst nur außerhalb des Gebiets beobachtet worden, nämlich:

M. selenidii Awerinzew (1908). — Zysten stark gebogen. 15 bis $20 \times 7 \mu$ mit 18 bis 20 Keimen, in *Selenidium* sp. aus *Ophebia limacina* von der Kolabai (Murmanküste).

M. minima C. & M. — Zysten $8 \times 4 \mu$, in *Selenidium cirratuli* aus *Audouinia* sp. von Belle-Isle en mer.

Amphiamblys Caullery & Mesnil 1914.

Zysten zylindrisch mit abgerundeten Enden, mehr als 10mal so lang wie breit (Fig. 9). — Hierher:

A. capitellidis C. & M. — Zysten 35 bis $40 \times 2.5 \mu$, in *Ancora* sp. aus *Capitellides giardi*.

A. capitellae C. & M. — Zysten 50 bis $60 \times 3 \mu$, in einer Gregarine (*Lecudina* sp.?) von *Capitella capitata*. Als var. *longior* unterscheiden die Autoren eine in *Ancora sagittata* aus einer nicht bestimmten Capitellide beobachtete Form mit Zysten von $80 \times 3.5 \mu$ Größe.

A. ancorae n. sp. — Diese von REICHENOW in *Ancora sagittata* aus *Capitella capitata* von Helgoland gefundene Form stimmt mit keiner der vorigen in den Zystenmaßen überein; diese betragen 50 bis $60 \times 4.5 \mu$. Die Zysten sind also verhältnismäßig breit. In der reifen Zyste erkennt man mit der Immersion ziemlich deutlich zahlreiche schlankovale Körperchen mit einer stärker lichtbrechenden Spitze an einem Pol (Fig. 9). Diese Körperchen liegen in zwei Reihen so übereinander, daß sie sich überkreuzen. Bei schwächerer Vergrößerung wird dadurch der Eindruck einer schrägen Streifung der Zysten hervorgerufen, wie solche auch von den anderen Arten der Gattung angegeben wird.

A. caulleryi (Mackinnon & Ray). — Zysten 85 bis 100×2.5 bis 3μ mit 20 bis 30 Keimen, in *Polyrhabdina polydora* (?) aus *Polydora flava*.

Amphiacantha Caullery & Mesnil 1914.

Zysten an beiden Enden zugespitzt. — Hierher:

A. longa C. & M. — Zysten 70 bis $80 \times 4.5 \mu$, in *Lecudina elongata* aus *Lumbriconereis tingens*.

Einige Male sind auch Mikrosporidien-Infektionen in Gregarinen beobachtet worden (*Perezia lankesteriae* und *Nosema frenzelinae*, vgl. Abschnitt II. g₂), aber nur außerhalb unseres Gebietes. Ferner beschrieb DOGIEL (1906) aus *Urospora chiridotae* einen Organismus, *Hyalosphaera gregarinicola*, den er zu den Kokzidien stellt, der aber noch weiterer Untersuchung bedarf. Andere in Gregarinen gefundene parasitische Gebilde sind ganz unklarer Natur.

Systematik

Die Telosporidia zerfallen in die drei Ordnungen der Gregarinen, Kokzidien und Hämosporidien. Von diesen sind die

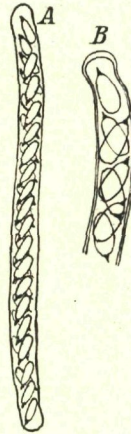


Fig. 9.

Amphiamblys ancorae,
 nach dem Leben.
 A ganze Zyste, 1000:1;
 B Endabschnitt einer
 Zyste, stärker vergrößert.
 Original.

letzteren Blutparasiten von Säugetieren und Sauropsiden, die durch Arthropoden übertragen werden. In Fischen finden sie sich nicht, auch nicht in Meeressäugern; sie kommen also für uns nicht in Betracht.

I. Ordnung: *Gregarinida*.

Parasiten, deren Entwicklung innerhalb des Wirtes ganz oder teilweise extrazellulär verläuft, mit Vermehrung durch Agamogonie oder ohne solche. Gemeinsame Enzystierung von zwei Gamonten und Zerfall eines jeden in Gameten, aus deren paarweiser Kopulation eine Spore hervorgeht, die in den meisten Fällen 8 Sporozoiten enthält. Je nach dem Vorhandensein oder Fehlen der Agamogonie unterscheiden wir die Unterordnungen der *Schizogregarinaria* und der *Eugregarinaria*.

1. Unterordnung: *Schizogregarinaria*.

Agamogonie intra- oder extrazellulär; Gregarinen stets einheitlich, ohne Scheidewand. — Die aus unserem Gebiet bekannten Vertreter sind Parasiten von Anneliden. Eine Art aus Tunikaten (*Merogregarina amaroucii* Porter) ist nur bei Port Jackson in Australien beobachtet; andere Formen finden sich bei Insekten. Die wichtigste Gattung im Gebiet ist *Selenidium*, das mit zahlreichen Arten im Darm von Polychäten und Sipunkuliden schmarotzt. Daran schließen sich die noch mangelhaft bekannten Gattungen *Siedleckia*, *Joyeuxella* und *Eleutheroschizon*.

Selenidium Giard 1884.

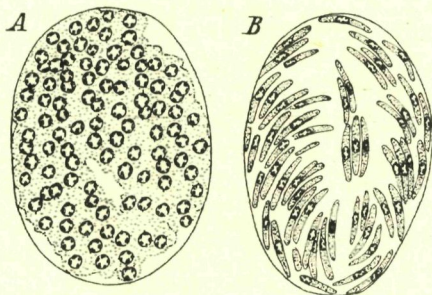


Fig. 10.
Selenidium caulleryi. — A vielkerniger Schizont;
B Merozoitenbildung. 1000:1. — Nach BRASIL.

Die Schizogonie (Fig. 10) erfolgt im Darmepithel der Würmer; sie ist nur von wenigen Arten (*S. caulleryi*, *mesnili*, [*foliatum* ?]) bekannt. Vermutlich wird sie nicht wiederholt, sondern die Merozoiten wachsen unmittelbar zu den Gamonten heran. Die Gregarinen sind entweder von Anfang an extrazellulär und mit dem Vorderende am Darmepithel festgeheftet, oder die Jugendstadien sind noch intrazellulär und treten beim Wachstum allmählich mit dem Hinterende aus der Darmwand heraus (Fig. 2 A, B); bei einigen Arten erfolgt sogar das ganze Wachstum innerhalb des Epithels.

Die Selenidien sind von schlank wurmförmiger Gestalt, meist $\pm$ abgeplattet, das Vorderende ist zu einer kleinen Haftpapille differenziert. Sie führen sehr lebhaft Knickbewegungen, daneben auch Spiraldrehungen aus. Die starke Beweglichkeit beruht auf dem Vorhandensein wohlausgebildeter, längsverlaufender Myoneme, die dem Körper eine sehr deutliche Längsstreifung, meist eine Längsrippung (Fig. 12), verleihen (Ausnahme: *S. plicatum*). Unterhalb dieser Längsstreifung erscheint gewöhn-

Die Selenidien sind von schlank wurmförmiger Gestalt, meist $\pm$ abgeplattet, das Vorderende ist zu einer kleinen Haftpapille differenziert. Sie führen sehr lebhaft Knickbewegungen, daneben auch Spiraldrehungen aus. Die starke Beweglichkeit beruht auf dem Vorhandensein wohlausgebildeter, längsverlaufender Myoneme, die dem Körper eine sehr deutliche Längsstreifung, meist eine Längsrippung (Fig. 12), verleihen (Ausnahme: *S. plicatum*). Unterhalb dieser Längsstreifung erscheint gewöhn-

lich noch eine Querstreifung, die durch reihenförmige Anordnung der Granulationen des Protoplasmas verursacht ist (Fig. 11). Vielleicht beruht diese Anordnung auf dem Vorhandensein ringförmig verlaufender Myoneme. Bei manchen Arten ist ferner eine Protoplasma differenzierung in Form einer Scheidewand vorhanden, die den Körper in eine dorsale und eine ventrale Hälfte teilt und die möglicherweise auch durch den Verlauf von Myonemen quer durch den Körper bedingt ist.

Die erwachsenen Gregarinen lösen sich von der Darmwand los, wobei die Haftpapille nicht wie der typische Epimerit anderer Gregarinen abgestoßen, sondern eingezogen wird. Zwei Individuen vereinigen sich in der Weise, daß die sattelförmig sich einsenkenden Hinterenden sich ineinanderschieben (Fig. 11), so daß die Dorsoventralachsen beider aufeinander senkrecht stehen. Unter zunehmender Verkürzung der beiden Körper setzt die Bildung der Gametenkerne ein, die zunächst alle in dem Raume des zerfallenden somatischen Kerns liegen (vgl. S. II. g 17 und Fig. 5) und sich dann unter der Körperoberfläche verteilen. In-

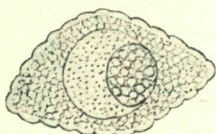


Fig. 12.
Selenidium spionis;
Querschnitt in der Höhe des
Kerns. 2000:1. — Original.

zwischen haben sich die beiden Konjuganten annähernd abgekugelt und eine Zystenhülle ausgeschieden; auf diesem Stadium werden sie aus dem Darm entleert (nur von *S. echinatum* ist bekannt, daß die Sporogonie innerhalb des Darms erfolgt). Die folgenden Stadien der

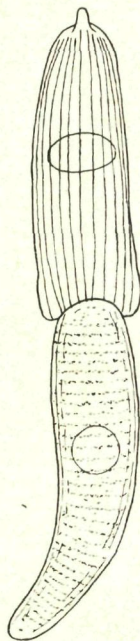


Fig. 11.
Selenidium spionis;
Vereinigung der
Gamonten,
nach dem Leben.
Etwa 200:1. — Original.

Gametenbildung, Befruchtung und Sporenbildung sind noch nicht beschrieben; auch die reifen Sporen sind nur von wenigen Arten bekannt; sie enthalten 4 oder 8 Sporozoiten.

Nicht selten beherbergt der gleiche Wirt mehrere Arten der Gattung, andererseits ist zu vermuten, daß auch das gleiche *Selenidium* in verschiedenen Wirten vorkommen kann. In Hinblick auf die manchmal nur geringfügigen morphologischen Unterschiede ist es daher schwierig, die Arten gegeneinander abzugrenzen, und die Selbständigkeit aller in den Tabellen (S. II. g 2 ff.) aufgeführten Arten ist noch fraglich. Nachstehend sind diejenigen Species zusammengestellt, über die nähere Angaben vorliegen; bezüglich der Fundorte vgl. die Tabelle auf S. II. g 2 ff.

S. pendula Giard 1884 (Fig. 13). — Typus der Gattung. Die Art erreicht eine Länge von 180 μ und einen größten Durchmesser von 30 bis 40 μ ; sie ist im Querschnitt kreisrund und nach vorn und hinten zugespitzt. Das Vorderende trägt eine knopfartige Haftpapille. Der Kern ist längsoval. Alle Wachstumsstadien sind extrazellulär. Agame Vermehrung ist nicht bekannt. Konjugationsformen mit Bildung der Gametenkerne findet man im Darmlumen. Sehr häufig in *Nerine cirratalus*.

S. echinatum Caullery & Mesnil 1899. — Bis 200 μ lang, stark abgeflacht, mit 8 bis 10 Myonemen. Von dieser Art wurden auch die reifen Zysten im Darm gefunden. Sie sind 75 bis 100 μ lang und 40 bis 60 μ breit und zeigen eine äquatoriale Einschnürung. Sie enthalten zahlreiche, 8 bis 10 μ große, kuglige Sporen, deren Hülle mit feinen Stacheln besetzt ist. In der Spore liegen 4 Sporozoiten. In *Dodecaceria concharum*.

S. spionis (Kölliker 1845), *S. foliatum* Ray 1930 und *S. intraepitheliale* n. sp., alle im Darm von *Scolecopsis fuliginosa*. — *S. spionis*, die häufigste Art, ist von Jugend auf extrazellulär und erreicht eine Länge von 300 μ . Der Körper ist leicht dorsoventral abgeplattet, im Querschnitt ovoid (Fig. 12) und trägt 20 bis 30 Längsfurchen, die dorsal und ventral sehr deutlich, bei Seitenansicht weniger deutlich sind (Fig. 11). Das stumpfere Vorderende besitzt eine Haftenrichtung in Form eines dorsoventral gerichteten Kammes (Fig. 11). — Bei *S. foliatum* sind die Jugendstadien intrazellulär; sie wachsen bei einer Größe von etwa 30 μ aus der Darmwand heraus. Diese Gregarine erreicht eine Länge von 250 μ . Der Körper ist blattartig abgeflacht und trägt an einer Breitseite eine stark vorspringende Längsleiste, so daß der Querschnitt T-förmig erscheint. Ferner sind etwa 16 schwach ausgeprägte Längsfurchen vorhanden. — *S. intraepitheliale* ähnelt *S. spionis* in Form und Streifung des Körpers, macht aber das ganze Wachstum innerhalb der Darmwand durch, wo Parasiten noch von etwa 200 μ Länge kreuz und quer zwischen den Zellen gelagert sind. (Es kann sich nicht um einen zufälligen Sitz von *S. spionis* in der Darmwand handeln, wie RAY annimmt; denn man findet bei manchen Würmern intraepitheliale Masseninfektionen, bei anderen dagegen trotz starken Befalls mit *S. spionis* gar keine intraepithelialen Selenidien.)

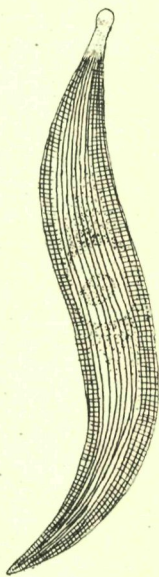


Fig. 13.
Selenidium pendulum.
400:1. — Nach BRASILE.

In den Epithelzellen des hinteren Darms sind häufig Stadien multipler Vermehrung vorhanden, die von CAULLERY & MESNIL als agame Vermehrung von *S. foliatum* beschrieben worden sind, die aber von RAY für Entwicklungsstadien eines selbständigen Parasiten gehalten werden, den er *Dorisiella scolelepidis* nennt und zu den Kokzidien stellt (s. S. II. g 42). Diese Frage bedarf noch weiterer Untersuchung.

Konjugationsstadien der Selenidien mit Bildung der Gametenkerne (Fig. 5) findet man im Lumen des Enddarms, die Stadien der Sporogonie im Kot der Würmer. Diese letzteren sind bei der regelmäßigen Vergesellschaftung mehrerer Gregarinenarten (außer den Selenidien noch *Polyrhaddina spionis*; S. II. g 33) schwer zu identifizieren. Nach RAY sind die Zysten von *S. spionis* oval, 102 bis 108 μ lang, 60 bis 65 μ breit, mit 80 bis 100 Sporen von 20 bis 26 $\times$ 12 bis 14 μ Größe, mit je 4 Sporozoiten; die Zysten von *S. foliatum* kuglig, 65 bis 70 μ groß, mit 40 bis 50 Sporen von 20 bis 22 $\times$ 18 bis 20 μ Größe, mit je 8 Sporozoiten.

S. caulleryi Brasil 1907 (Fig. 2). — Bis 85 μ lang und 25 μ breit, drehend; Hinterende breit gerundet; Vorderende mit halsartiger Einschnürung und einer zapfenförmigen Haftpapille. Die Körperoberfläche trägt etwa 20 flache Rippen. Der Kern ist queroval. Typische Konjugationsstadien mit Bildung der Gametenkerne sind beobachtet. Die Stadien der agamen Vermehrung (Fig. 10) liegen im Darmpithel der Basalmembran an; aus der Schizogonie gehen mehrere Hunderte 10 bis 12 μ langer Merozoiten hervor. Diese dringen bis auf die äußerste hintere Körperspitze in Epithelzellen ein und wachsen dann allmählich aus der Zelle heraus. Sehr häufig in *Protula tubularia*.

S. mesnili Brasil 1909. — Wächst bis zur vollen Größe von etwa 190 $\times$ 40 μ intrazellulär heran. Der Körper ist spindelförmig, wenig abgeflacht, nach vorn und hinten zugespitzt, mit 24 bis 30 Längsfurchen versehen und enthält einen kugligen Kern. Frei im Darmlumen findet man die paarweise vereinigten Selenidien, die eine kuglige Zyste von 40 bis 50 μ Größe bilden. Deren weitere Entwicklung ist nicht bekannt. Die agame Vermehrung in den Epithelzellen wurde von RAY beobachtet; sie führt zur Bildung von 200 bis 300 Merozoiten. Sehr häufig in der vorderen Darmhälfte von *Myricicola infundibulum*.

S. cirratuli (Mingazzini 1893). — Schlank, abgeflacht, vorn breit gerundet mit kegelförmiger Haftpapille, hinten zugespitzt; etwa 12 Längsfurchen. In *Audouinia tentaculata*.

S. costatum Siedlecki 1903. — Mit 7 stark vorspringenden Rippen, so daß der Körperquerschnitt wie ein 7-strahliger Stern erscheint. In *Polymnia nebulosa* und *Nicola venustula*.

S. cruzi Faria, Cunha & Fonseca. — Bis 160 $\times$ 26 μ groß, leicht abgeflacht, mit etwa 16 Längsstreifungen; Kern längsoval. Mit dieser aus *Polydora socialis* von der brasilianischen Küste beschriebenen Art ist vielleicht eine von REICHENOW in *Poly-*

dora sp. bei Helgoland gefundene Form identisch. Über ein von CAULLERY & MESNIL in *Polydora coeca* im Kanal beobachtetes *Selenidium* fehlen nähere Angaben.

S. virgula Caullery & Mesnil 1919. — Bis 50 μ lang, vorn am breitesten, nach hinten verjüngt (kommaförmig). Das Vorderende trägt eine kleine kegelförmige Haftpapille; etwa 16 Längsrippen- alle Wachstumsstadien extrazellulär. In *Cirratulus cirratus*.

Zusammen mit dieser Art fanden CAULLERY & MESNIL eine andere, nicht benannte, die sich durch ein kuglig aufgetriebenes Vorderende auszeichnet (Körper »semikolonförmig«), das wie ein Epimerit in der Darmwand verankert ist. Der schlanke, freie Körperabschnitt zeigt zahlreiche Längsstreifungen, aber keine rippenartigen Erhebungen. Diese Form weicht von anderen Selenidien so stark ab, daß ihre Zugehörigkeit zur Gattung zweifelhaft erscheint.

S. branchiommatidis Ray 1930. — Bis 600 μ lang und 20 μ breit; Vorderende knopfförmig; sehr schlanke Körperform; 25 bis 35 Längsfurchen; Kern längsoval. In der vorderen Darmhälfte von *Branchioma vesiculosum*.

S. alleni Ray 1930. — Bis 120 μ lang und 6 bis 15 μ breit; Vorderende zugespitzt; 12 bis 16 Längsfurchen; Kern queroval. Mit der vorigen Art vergesellschaftet, aber seltener.

S. sabellae (Lankester 1863). — Bis 120 μ lang und 60 μ breit; Vorderende mit kugelförmiger Haftpapille, die feine, fädige Fortsätze trägt. Körper gedrunken, nicht abgeflacht, mit zahlreichen (bis zu 40) feinen Längsstreifen. In der hinteren Darmhälfte von *Sabella pavonina* und anderen Arten der Gattung.

S. brasili Ray 1930. — Bis 180 μ lang und 35 μ breit; Körper nach vorn und hinten stark verjüngt, drehrund; Vorderende mit knopfförmiger Haftpapille; 30 bis 35 Längsstreifungen. In *Pomatoceros triquetus*.

S. terebellae (Kölliker 1845). — Bis 300 μ lang und 28 μ breit; Körper drehrund; Hinterende zugespitzt, Vorderende kegelförmig abgestutzt; 6 bis 7 Längsstreifen; Kern queroval, hinter der Mitte. In *Terebella lapidaria*.

S. plicatum Ray 1930 (Fig. 14). — Bis 380 μ lang und 30 μ breit; das Vorderende trägt eine knopfförmige Haftpapille. Statt der Längsstreifung des Körpers ist eine von der Mittellinie nach links und rechts verlaufende Schrägstreifung vorhanden. In *Cirratulus cirratus*.

S. sp. Caull. & Mesn. 1900. — Eine in *Spio martinensis* beobachtete, nicht benannte Art erreicht 200 bis 300 μ Länge und 15 bis 20 μ Breite. Nach vorn und hinten zugespitzt; der Querschnitt ist fast kreisförmig. Zahl der Längsstreifungen sehr verschieden (15 bis 50).

S. sp. Brasil & Fantham 1907. — Die Autoren finden in den Sipunkuliden *Phascolosoma vulgare* und *elongatum* zwei Arten. Die eine, die bis 350 μ Länge erreicht, erscheint im Querschnitt rechteckig; die beiden breiten Seiten sind jede mit zwei tiefen Längsfurchen, die beiden schmalen mit je 2 bis 3 weniger deutlichen Längsstreifen versehen. Die andere Art ist von kreisförmigem Querschnitt und zeigt 30 bis 40 feine Längsstreifungen. Von beiden Arten wird das Vorkommen von Schizogoniestadien mit 30 bis 40 Merozoiten im basalen Teil des Darmepithels angegeben.

S. sipunculi (Dogiel 1907). — Bis 150 μ lang, vorn zugespitzt, hinten gerundet, mit wenigen Längsfurchen; Kern längsoval. Bei dieser Art, die in *Sipunculus nudus* bisher nur bei Neapel gefunden worden ist, wurde ein Vorgang der Schizogonie im Innern des Körpers beschrieben, wobei es sich jedoch offenbar um Entwicklungsstadien eines Parasiten handelt.

S. metchnikovi Léger & Duboscq 1917. — Im Mitteldarm von *Glossobalanus minutus*. Die Gamonten wachsen epizellulär heran. Die erwachsenen Formen sind 30 bis 34 μ lang und zeigen 5 Längsstreifungen auf jeder Breitseite. In den Epithelzellen wurden Stadien der Schizogonie beobachtet.

Siedleckia Caullery & Mesnil 1898.

Die Vertreter dieser Gattung sind wie die Selenidien Darmparasiten von Polychäten; sie sind den genannten sehr ähnlich in der nematoden-

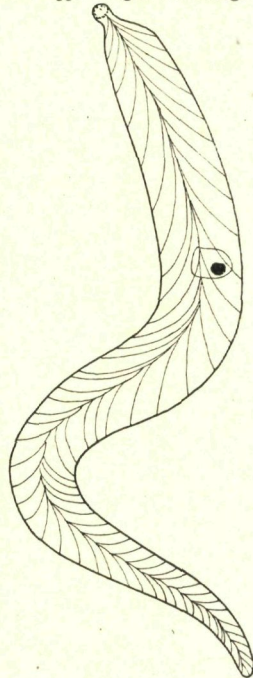


Fig. 14.
Selenidium plicatum.
500:1. — Nach Ray.

artigen Körpergestalt und $\pm$ deutlichen Längsstreifung. Sie sind gleichfalls mit dem Vorderende an der Darmwand festgeheftet und sehr lebhaft beweglich, indem sie seitliche Knickungen und Spiraldrehungen ausführen. Zum Unterschied von *Selenidium* sind diese Parasiten aber nur in den jüngsten Stadien einkernig. In dem Maße, wie sie heranwachsen, nimmt die Kernzahl zu und erreicht schließlich über 100. Die Kerne liegen entweder alle in einer Reihe in der Längsachse oder in der hinteren Körperhälfte auch unregelmäßig nebeneinander. Ob es sich bei diesem Unterschied um zwei aufeinanderfolgende Stadien oder aber um zwei verschiedene Entwicklungsvorgänge (Makro- und Mikrogametenbildung?) handelt, bleibt noch aufzuklären. Bei den erwachsenen Individuen kommt es am Hinterende zur Abschnürung von Knospen, die bei den Formen mit einreihiger Kernanordnung einkernig, bei denen mit zahlreichen nebeneinandergelegenen Kernen vielkernig sind. Da das weitere Schicksal dieser Knospen und auch anderweitige Entwicklungsstadien nicht bekannt sind, bleibt es vorläufig unklar, welche Phase im Entwicklungsgang der Gregarine die beobachteten Formen darstellen.

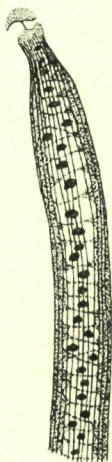


Fig. 15.
Vorderende von
Selenidium mesnili.
900:1. — Nach
CHATTON & DEHORNE.

S. nematoides Caullery & Mesnil 1898. — Bis 150 μ lang; Körper abgeflacht, am Vorderende zugespitzt, ohne besonderen Haftapparat; keine Längsstreifung; je ein Myonem an den Seitenrändern in gefärbten Präparaten nachweisbar. In *Scoloplos armiger*, *Aricia latreilli* und *A. norvegica*.

S. mesnili Chatton & Dehorne 1929 (Fig. 15). — Erreicht eine Länge von 200 μ und eine Breite von 12 μ . Der Körper ist zylindrisch und an der Oberfläche mit zahlreichen Längsrippen versehen, die bis nahe zum Hinterende reichen. Das durch eine halsartige Einschnürung abgesetzte Vorderende trägt einen Haftapparat in Form einer hohlen Halbkugel, die dem Körper gewöhnlich dicht aufsitzt, mit ihm aber nur durch einen dünnen Faden verbunden ist. In *Aricia latreilli* bei Roscoff mit der vorigen Art vergesellschaftet gefunden.

S. dogieli Chatton & Dehorne 1929. — Von DOGIEL (1910) in *Aricia foetida* bei Neapel beobachtet, ist am Vorderende mit einem Kranz hakenförmiger, am Ende gebogener Fortsätze versehen, die nicht in die Darmzellen eindringen, sondern das freie Ende einer Zelle umfassen. Körper mit deutlicher Längsrippung.

Joyeuxella Brasil 1902.

Die einzige Art dieser Gattung, *J. toxoides* Brasil 1902 (Fig. 16), die den Darm von *Lagis koreni* bewohnt, erinnert gleichfalls an *Selenidium*. Alle bekannten Stadien sitzen intrazellulär in der Darmwand. Die Parasiten sind sichelförmig gebogen und an beiden Enden zugespitzt; eine Längsstreifung ist am Körper nicht wahrnehmbar. Neben dem Kern liegt ein färbbares Körperchen von unbekannter Bedeutung, das sich bei der Kernteilung gleichfalls teilt. Wenn zahlreiche Kerne entstanden sind, so ordnen sich diese in



Fig. 16.
Joyeuxella toxoides.
850:1. — Nach BRASIL.

der Achse des Schizonten an. Um die Kerne differenzieren sich die jungen Keime derart, daß sie von den peripheren Plasmateilen mantelartig umschlossen sind. Weitere Entwicklungsstadien sind nicht bekannt.

Eleutheroschizon Brasil 1906.

Der einzige Vertreter im Gebiet, *E. duboscqi* Brasil 1906 (Fig. 17), im Darm von *Scoloplos armiger*, ist von glockenförmiger Gestalt und trägt an der breiten Basalfäche einen doppelten Ring stumpfer Höcker, die in die Darmwand des Wirtes eingesenkt sind; das freie Körperende ist durch eine spitze, sich stark chromatisch färbende Kappe ausgezeichnet. Die agame Vermehrung erfolgt extrazellulär. Während des Wachstums des Schizonten setzt die Kernvermehrung ein, und die erwachsenen Individuen enthalten sehr zahlreiche Kerne. Bei der Merozoitenbildung bleibt ein Restkörper zurück. Die Merozoiten dringen etwa zur Hälfte in Epithelzellen ein und treten beim Heranwachsen mehr und mehr wieder heraus. Andere Individuen, die auch im erwachsenen Zustand noch einkernig sind, stellen offenbar die Gamonten dar. Über die weitere Entwicklung ist nichts bekannt. Die Art wurde bei etwa 50% der bei Luc im Kanal untersuchten *S. armiger* gefunden; doch war in jedem Falle die Infektion sehr stark.

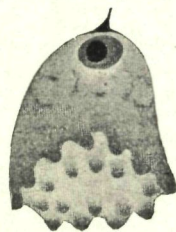


Fig. 17.
Eleutheroschizon duboscqi.
1000:1. — Nach BRASIL.

Eine zweite Art, *E. murmanicum* Awerinzew 1908, wurde aus *Ophelia limacina* von der Murman-Küste beschrieben.

2. Unterordnung: *Eugregarinaria*.

Gregarinen ohne agame Vermehrung. Die Sporozoiten wachsen unmittelbar zu den Gamonten heran, aus deren multipler Teilung die Gameten hervorgehen. Der Körper der Gamonten ist entweder einheitlich oder durch eine Querwand (Septum) in Proto- und Deutomerit geschieden. Das Wachstum kann intra- oder extrazellulär erfolgen. Die Vereinigung von zwei Gamonten kann unmittelbar vor der gemeinsamen Enzystierung oder schon längere Zeit vorher, manchmal schon auf frühem Wachstumsstadium, geschehen. Im letzteren Falle geht sie in der Weise vor sich, daß eine männlich differenzierte Gregarine sich mit dem Vorderende an das Hinterende einer weiblich differenzierten anheftet: es wird eine Syzygie gebildet, deren erstes Individuum als Primit, deren zweites als Satellit bezeichnet wird. Die in der Zyste entstehenden Gameten sind entweder morphologisch übereinstimmend oder lassen Geschlechtsunterschiede erkennen. Die aus ihrer Kopulation hervorgehenden Sporen enthalten 8 Sporozoiten.

Die in Meerestieren vorkommenden Eugregarinen verteilen sich auf 6 Familien, die folgendermaßen auseinander zu halten sind:

I. Körper ohne Septum

- 1) Parasiten der Leibeshöhle; Spore mit trichterförmiger Öffnung an einem Pol *Urosporidae* (s. S. II. g 28).

2) Darmparasiten

- a) Wachstum intrazellulär; Haftenrichtung ein rückziehbarer Rüssel *Lankesteriidae* (S. II. g 30).
- b) Wachstum epizellulär; Haftenrichtung ein Epimerit, der bei den erwachsenen Formen verschwindet
Lecudinidae (S. II. g 31).

II. Körper mit Septum; Darmparasiten

1) Jüngere Entwicklungsformen intrazellulär

Cephaloidophoridae (S. II. g 34).

2) Entwicklung extrazellulär

- a) Nicht wirtwechselnd; Kopulation der Gameten und Sporenbildung in der Zyste . . . *Gregarinidae* (S. II. g 35).
- b) Wirtwechselnd; Kopulation der Gameten und Sporenbildung im zweiten Wirt *Porosporidae* (S. II. g 36).

Familie: *Urosporidae*.

Meist langgestreckte, einfach gestaltete Gregarinen (Ausnahme: *Pterospora*), ohne Septum und ohne Epimerit, aber häufig mit einer kleinen saugnapfartigen Differenzierung am Vorderende, die zu vorübergehender Anheftung dient. Parasiten der Leibeshöhle. An der Spore, die 8 Sporozoiten enthält, ist das Epispor mit trichterförmiger Öffnung an dem einen Pol versehen. — Hierher: *Urospora*, *Lithocystis*, *Gonospora*, *Pterospora*.

Urospora A. Schneider 1875 (emend. Pixell-Goodrich 1916).

Gregarinen langgestreckt, formveränderlich; männliche Gameten mit langer Geißel, weibliche unbeweglich. Die Spore trägt an dem dem Trichter entgegengesetzten Ende einen fadenförmigen Fortsatz. In Echinodermen und Würmern.

U. echinocardii Pixell-Goodrich 1916. — Bis 300 μ lang und 40 μ breit; Zysten 100 bis 200 μ groß; Sporen (Fig. 18 A) glatt, ohne Schwanzfaden 19 μ lang, Faden von 6- bis 7-facher Länge. In der Leibeshöhle von *Echinocardium cordatum* und anderen Arten der Gattung, sowie in *Spatangus purpureus*.

U. synaptae (Cuenot 1891). — Bis 600 μ lang; Zysten 150 bis 190 μ ; Sporen 17 $\times$ 7,8 μ , Schwanzfaden 2- bis 3-mal so lang, Sporentrichter mit 4 Zacken. In der Leibeshöhle von *Synapta inhaerens*.

U. chiritodae (Dogiel 1906). — In *Chiridota laevis*. Die mit borstenartigen Anhängen am ganzen Körper bedeckten Gregarinen finden sich im vorderen Teil des ventralen Darmgefäßes der Wand angeheftet. Die jüngsten Formen sind kuglig und sitzen einzeln; die herangewachsenen sind paarweise vereinigt, vorn breit gerundet, nach hinten verjüngt. Die Gregarinen erreichen eine Länge von 300 bis 560 μ , durchbohren dann die Gefäßwand und bleiben mit den Hinterenden an der Außenwand haften. Hier erfolgt Abkuglung und Enzystierung. Die Befruchtung ist isogam. Der Schwanzfaden der Spore ist kürzer als der Sporenkörper.

U. lagidis de St.-Joseph 1898. — Bis 500 μ lang, lanzettförmig, etwas abgeflacht, lebhafte Knick- und Kontraktionsbewegungen ausführend. Männliche und weibliche Gameten sind, nach Brasil, wenig verschieden; er beschreibt keine Geißel an den Mikrogameten, so daß die Art vielleicht zu *Lithocystis* zu stellen ist. Die Spore hat einen an der Basis breiten und flachen Anhang, der sie nur um etwa die doppelte Länge übertrifft. In der Leibeshöhle von *Lagis koreni*.

U. sipunculi (Kölliker 1845) Léger 1892. — Zysten bis 2 mm groß. An der Spore bildet das Epispor 6 Längsrippen, die am Rande des Sporentrichters als 6 Zacken erscheinen; der Schwanzanhang ist 6- bis 8-mal so lang wie die Spore. In der Leibeshöhle von *Sipunculus nudus*.

U. nemertis (Kölliker 1845) A. Schneider 1875. — SCHNEIDER identifiziert mit der von KÖLLIKER aus *Nemertes delineatus* von Neapel beschriebenen Art eine Form, die er als seltenen Parasiten in *Valenticmia* bei Roscoff gefunden hat. Die Gregarine ist vorn breit gerundet, nach hinten zugespitzt. An der Spore scheint der Schwanzfaden (falls vollständig beobachtet) ziemlich kurz zu sein.

U. trivisiae Dogiel 1910. — Jugendformen vorn breit gerundet, hinten zugespitzt, erwachsene nach beiden Enden zugespitzt und in der Mitte winkelförmig eingeknickt; Sporen mit kurzem Schwanzfaden. In *Trivisia forbesi*.

U. ovalis Dogiel 1910. — Mit der vorigen vergesellschaftet, von ovaler Gestalt; Sporen nur durch geringere Größe unterschieden.

Lithocystis Giard 1876 (emend. Pixell-Goodrich 1916).

Langgestreckte, lebhaft formveränderliche Gregarinen; männliche Gameten ohne Geißel. Die Spore trägt an dem dem Sporenrichter entgegengesetzten Ende einen röhrenförmigen, gewöhnlich abgeflachten Fortsatz.

Nach PIXELL-GOODRICH ist die Unbeweglichkeit der männlichen Gameten das wesentliche

Unterscheidungsmerkmal von *Urospora*, während das Vorhandensein zahlreicher Kristalle von oxalsaurem Kalk im Protoplasma, auf das sich der Gattungsname bezieht, lediglich mit dem Aufenthalt in der salzreichen Leibeshöhlenflüssigkeit der Echinoideen zusammenhängt. Diese Kristalle finden sich daher auch bei *Urospora echinocardii*. Bei den meisten Arten von *Urospora* und *Lithocystis* wäre der Bau der Gameten erst noch zu prüfen; vielleicht wird sich die Trennung der beiden Gattungen überhaupt nicht aufrecht erhalten lassen.

L. schneideri Giard 1876. — Die Gregarinen erreichen 4 bis 5 mm Länge; die Zysten haben 1 bis 2 mm Durchmesser. Die Sporen (Fig. 18 B) sind 22 bis 24 μ lang und 8 bis 9 μ breit; sie sind mit gleichmäßig breitem Schwanzanhang von 4 facher Länge versehen. In *Echinocardium*-Arten und in *Spatangus purpureus* in der Leibeshöhle.

L. foliacea Pixell-Goodrich 1916. — Gregarinen 2 bis 3 mm lang, Zysten 0.6 mm groß; Sporen (Fig. 18 C) 24 $\times$ 9 μ ; Schwanzanhang 3 mal so lang, im distalen Teil blattartig verbreitert. In der Leibeshöhle von *Echinocardium cordatum*.

L. microspora Pixell-Goodrich 1916. — Gregarinen bis 1 mm lang, Zysten 0.1 bis 0.3 mm groß; Sporen 12 bis 13 $\times$ 6 bis 7 μ mit 2- bis 3 mal so langem, schmalem und zugespitztem Schwanzanhang. In der Leibeshöhle von *Spatangus purpureus*.

L. brachycercus Pixell-Goodrich 1925. — In *Chiridota laevis*. Die jüngsten Stadien finden sich im Darmepithel, die älteren sitzen dem Darms an, von der dünnen Peritonealwandung überdeckt. Die reifen Gregarinen fallen in die Leibeshöhle, vereinigen sich sofort paarweise und einzystieren sich. Die Befruchtung ist isogam. Die Spore zeichnet sich durch einen sehr kurzen Schwanzanhang aus.

L. minchini (Woodcock 1904) und *L. cucumariae* Pixell-Goodrich 1929. — Erstere in der Wandung der Leibeshöhle, letztere in der Wandung der Wasserlungen von *Cucumaria saxicola*. Bei beiden Arten vereinigen sich schon die frühesten Jugendstadien paarweise und wachsen gemeinsam heran. Bei den Sporen von *L. minchini* trägt das Epispor unregelmäßig verteilte höckerartige Vorsprünge; der Schwanzanhang ist kurz. Bei den Sporen von *L. cucumariae* ist das Epispor glatt, der Schwanzanhang lang und abgeflacht.

Gonospora A. Schneider 1875.

Langgestreckte Gregarinen mit vorn breitgerundetem, nach hinten verjüngtem Körper. Die paarweise Vereinigung der erwachsenen Gamonten

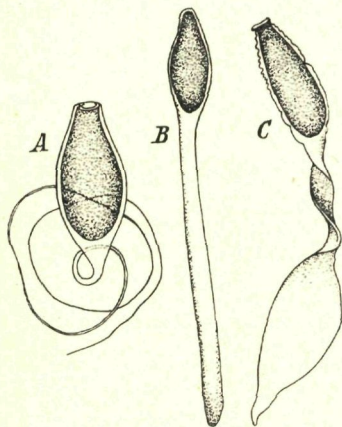


Fig. 18.

A Spore von *Urospora echinocardii*;
B Spore von *Lithocystis schneideri*;
C Spore von *Lithocystis foliacea*.

A 1000:1; B, C 650:1.

Nach PIXELL-GOODRICH.

erfolgt nicht seitlich, sondern mit den breiten Vorderenden; dann verkürzen sich die Gregarinen und bilden zusammen eine kuglige Zyste. Die Sporen sind ohne Schwanzanhang. In Polychäten und Holothurien; Vorkommen in Gastropoden (*G. testiculi* Trégouboff 1916 in der männlichen Keimdrüse von *Cerithium vulgatum*) ist nur aus dem Mittelmeer (Villefranche) bekannt.

G. varia (Léger 1892). — Bis 2 mm lang; Zysten 0.3 bis 0.8 mm Durchmesser; Sporen 18 bis 20 μ lang; Sporentrichter mit ausgezacktem Rande. In der Leibeshöhle von *Audouinia tentaculata*.

G. arenicolae (Kalpidorhynchus a. Cunningham 1907). — Bis 1.5 mm lang; Spore 15 μ lang; Sporentrichter mit glattem Rand. In der Leibeshöhle von *Arenicola ecaudata*.

G. longissima Caullery & Mesnil 1898. — Eine sehr schlanke, lebhaft peristaltische Kontraktionen ausführende Gregarine, die bis 2 cm (!) Länge erreicht. Die kugligen Zysten sind 0.3 bis 0.4 mm groß, die Sporen 10 bis 12 $\times$ 5 bis 6 μ . In *Dodecaceria concharum*.

G. irregularis (Minchin 1893). — Ovoide, frühzeitig paarweise vereinigte Gregarinen; Zysten bis 5 mm groß, Sporentrichter glattrandig. In den Blutgefäßen von *Holothuria forskali*.

Pterospora Racovitza & Labbé 1896.

Lebhaft formveränderliche, frühzeitig paarig vereinigte Gregarinen, deren freie Körperenden zwei mehrmals dichotom verästelte Fortsätze tragen. Die Sporen erscheinen durch drei längsverlaufende Erhebungen des Episporis im Querschnitt dreikantig. In der Leibeshöhle von Polychäten (*Maldaneidae*).

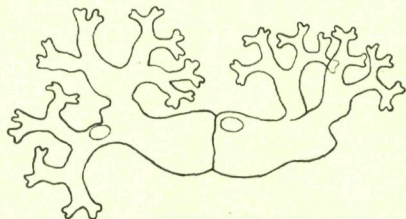


Fig. 19.
Pterospora ramificata. 50:1. — Nach DOGIEL.

P. maldaneorum Rac. & Labbé 1896. — Bis 400 μ groß; Fortsätze 2 mal dichotom gespalten; Zyste oval, 290 $\times$ 210 μ groß; Sporen 24 μ lang. In *Leiochone liopygus*, *Petaloproctus terricola* und wahrscheinlich noch anderen Maldaneiden.

P. clymenellae (Porter 1897). — Von ihr sind nur Zysten und Sporen beschrieben; vielleicht mit der vorigen identisch. In *Clymenella torquata*.

P. ramificata Dogiel 1910. — Bis 600 μ groß; Fortsätze 4 mal gespalten (Fig. 19); Zysten oval, mit äußerer gallertiger und innerer fester Hülle; die letztere besitzt zwei gegenüberliegende trichterförmige Öffnungen. In *Nicomache lumbricatis*.

Familie: *Lankesteriidae*.

Gregarinen ohne Septum, aber Protoplasma im Vorderende durch homogenes helleres Aussehen unterschieden. Die kräftige Cuticula hat am Vorderende ein kreisrundes Loch, aus dem ein Rüssel unter gleichzeitiger Kontraktion des vorderen Körperteils vorgestülpt werden kann. Die Gregarinen sind sehr metabol und auch zu Gleitbewegungen befähigt; sie sind nur vorübergehend an der Darmwand festgeheftet, meist frei beweglich. Die Wachstumsstadien sitzen intrazellulär im Darmepithel; sie zeigen schon frühzeitig die Differenzierungen der erwachsenen Formen. Aus der Vereinigung von zwei Gamonten geht eine kuglige Zyste hervor. Die Sporen sind ovoid und an beiden Polen gleichartig gestaltet (vgl. Fig. 7). Die einzige Gattung *Lankesteria* schmarotzt im Darm von Tunikaten, Turbellarien und Insekten. Von den Parasiten der Tunikaten ist nur *L. ascidia* durch SIEDLECKI genauer beschrieben. Von den Arten in Turbellarien ist eine marin.

Lankesteria Mingazzini 1891.

Die in Betracht kommenden Arten sind:

L. ascidia (Lankester 1872) (Fig. 7). — 100 bis 130 μ lang, 35 bis 50 μ breit, vorn breit gerundet, nach hinten schlanker werdend; Rüssel klein; Gameten kuglig, isogam. In *Ciona intestinalis*, bei Neapel sehr häufig. Formen von gleichem Typus fanden DUBOSCQ & HARANT im Kanal in *Phallusia*- und *Styela*-Arten, *Pandocia pomaria* und *P. rustica*, *Dendrodia grossularia*.

L. siedleckii Duboscq & Harant 1923. — Bis 170 μ lang, mit großem, kegelförmigem, sehr biegsamem Rüssel, der von einem Achsenkanal durchzogen ist und durch dessen Kontraktion ein Saugnapf entsteht. In *Phallusia mentula*.

L. parascidia Duboscq & Harant 1923. — Von zylindrischer Körperform. In *Parascidia elegans*.

L. amaroucii (Giard 1873). — Von *L. ascidia* durch kürzere, gedrungene Gestalt unterschieden. In *Amaroucium punctum*. Gregarinen von gleichem Typus fanden DUBOSCQ & HARANT auch in *Amaroucium nordmanni*, *Sidnum turbinatum*, *Aplidium zostericola*, *Morchellium argus*, *Polysyncrator lacazei* und *Leptoclinum listerianum*.

L. ascidiellae Duboscq & Harant 1923. — Körperform wie vorige, aber längerer Rüssel. In *Ascidiella aspera*.

L. cyclopori Poisson 1921. — Im Darm der Turbellarie *Cycloporus maculatus*; erreicht eine Größe von 90 bis 120 $\times$ 20 bis 25 μ . Die Gregarine ist vorn gerundet, hinten zugespitzt; der Rüssel ist klein. Manche Individuen bleiben bis zum vollendeten Wachstum intrazellulär. Enzystierung findet nicht nur im Darmlumen, sondern auch in der Darmwand, im Parenchym und in den Ovarien statt; Zystengröße 50 bis 65 μ . Die Gameten zeigen einen geringen Geschlechtsunterschied: die männlichen sind schlanker als die weiblichen und haben einen kompakteren Kern. Sporen 5,5 μ lang und 3 μ breit.

Familie: *Lecudinidae*.

Heranwachsende Gregarinen an der Darmwand mit einem Epimerit festgeheftet, der bei den erwachsenen Formen zugrunde geht. Keine Scheidung des Körpers in Proto- und Deutomerit; doch kann das Protoplasma im Vorderende durch feinere Granulierung von dem übrigen unterschieden sein. Darmparasiten von Polychäten. — Hierher die Gattungen *Lecudina*, *Ancora* und *Polyrhabdina*¹⁾.

Lecudina Mingazzini 1891.

Erwachsene Gregarinen zylindrisch oder ovoid; Protoplasma des Vorderendes deutlich durch feinere Granulierung abgesetzt; festsitzende Wachstumsformen mit kleinem Epimerit, der beim Freiwerden nicht abgeworfen, sondern eingezogen werden soll; Sporen ovoid, mit Verdickung an einem Pol.

L. pellucida (Kölliker 1848). — Bis 60 μ groß, ovoid oder breit zylindrisch (Fig. 20 B); Wachstumsformen fast kuglig, mit zapfenförmigem Epimerit (Fig. 20 A); Sporen oval, 7 $\times$ 5 μ , Hülle an einem Pol verdickt. In *Nereis cultrifera* und anderen Arten der Gattung, sowie in *Platymereis dumerili*.

L. legeri (Brasil 1909). — Herangewachsen 100 $\times$ 25 μ groß, zylindrisch; festsitzende Formen mit fadenförmigem Epimerit; Zysten 45 μ groß. In *Glycera convoluta*.

¹⁾ Hierher gehören auch 2 kürzlich von MACKINNON & RAY (1931) aus dem Darm von *Thalassoma neptuni* als neue Gattungen beschriebene Gregarinen:

Hentschelia thalassemae (wohl zu *Polyrhabdina* zu stellen), Jugendstadien intrazellulär, erwachsene bis 98 μ groß. Epimerit groß, schirmförmig, fünflappig, jeder Lappen mit mehreren Einkerbungen; Epimerit mit einer stark färbbaren Substanz bedeckt.

Lecythion thalassemae, bis 135 μ groß, flaschenförmig. Epimerit lang, halsartig, am Ende verbreitert und dort mit 14 bis 15 randständigen Blättchen versehen, die am Darmepithel angeheftet sind. Die Oberfläche der Gregarine trägt zahlreiche nach hinten gerichtete Zähnen.

Unklar ist die systematische Stellung einer dritten Form aus dem Darm des gleichen Wirtes:

Hyperidion neptuni, bis 145 μ groß; Jugendstadien ganz, herangewachsene mit der kuglig verbreiterten vorderen Körperhälfte intrazellulär; hintere Körperhälfte stark kontraktile; Epimerit fehlt anscheinend. Paarige Vereinigung erfolgt mit den Vorderenden. (Anm. bei der Drucksicht.)

L. elongata (Mingazzini 1893). — Die Jugendstadien bis zu einer Größe von etwa 75 μ sind intraepithelial, die älteren dem Epithel angeheftet. Sie sind schlank zylindrisch und erreichen eine Länge von 500 μ , bei einer Breite von 40 μ . Das Vorderende ist durch eine feine Granulierung des Protoplasmas und eine leichte, halsartige Einschnürung deutlich vom übrigen Körper abgesetzt. Ein Epimerit soll fehlen und die Festheftung durch eine saugnapfartige Differenzierung bewirkt sein. In *Lumbriconereis impatiens* und *L. latreillei*.

L. sp. (de Beauchamp 1913). — Der vorigen Art ähnlich, nicht näher beschrieben. In *Ophelia neglecta*. — Vertreter der Gattung kommen nach DE SAINT JOSEPH auch in

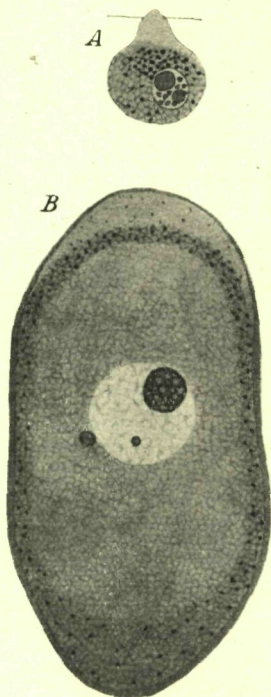


Fig. 20.
Lecudina pellucida. — A junge Form an der Darmwand;
B erwachsene Gregarine.
1200:1. — Original.

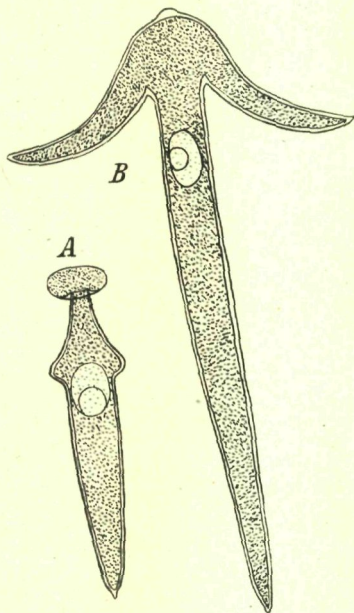


Fig. 21.
Ancora sagittata, nach dem Leben.
A Jugendform mit Epimerit und mit beginnender Bildung der seitlichen Fortsätze; B herangewachsene freie Form. 700:1. — Original.

Polymnia nebulosa und *Petaloproctus terricola* vor. Ferner scheint hierher eine von CAULLERY & MESNIL (1897) aus *Capitella capitata* erwähnte Form zu gehören, die vorn breit gerundet und nach hinten verjüngt ist.

Eine in Kopepoden der Gattung *Temora* beobachtete Gregarinenart (vgl. S. II. g 35) scheint der *L. elongata* zu ähneln.

Ancora Labbé 1899.

Die herangewachsenen Individuen sind durch zwei seitliche Fortsätze am Vorderende ankerförmig gestaltet (Fig. 21 B). Die Jugendformen entbehren der Fortsätze; sie sitzen mit einem großen, knopfförmigen, hinten etwas eingebuchteten und durch einen dünnen Halsabschnitt mit dem Körper verbundenen Epimerit an der Darmwand fest (Fig. 21 A). Erst wenn die beiden Fortsätze ausgebildet sind, werden die Gregarinen frei,

wobei der Epimerit aufgelöst wird. Durch die Ankerform werden die Gregarinen in einem Segment des Wurmes festgehalten, da sie die engen Darmverbindungen zwischen den Segmenten nicht passieren können; Zysten und Sporen nicht bekannt.

A. sagittata (Leuckart 1861). — Bis 600 μ lang. In *Capitella capitata*.
A. sp. Caullery & Mesnil 1919. — In *Capitellides giardi*.

Polyrhabdina Mingazzini 1891.

Körper etwas abgeflacht; Wachstumsstadien mit einem großen Epimerit festsitzend, der dem Vorderende breit aufsitzt. Er ist einfach knopfförmig oder mit Fortsätzen versehen; an seiner Oberfläche wird eine stark färbbare Substanz abgesondert, die offenbar als starre Hohlform die feste Verankerung im Darmepithel ermöglicht. Die Jugendformen sind bis auf das Hinterende intrazellulär; sie wachsen allmählich aus der Zelle heraus (Fig. 23). Zysten und Sporen sind nicht bekannt.

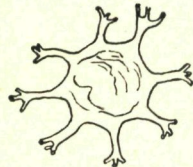


Fig. 22.
Polytrabidina spionis,
 Epimeritkapsel von vorn
 gesehen.
 2000:1. — Original.

P. spionis (Kölliker 1845) (Fig. 3). — Bis 100 μ lang; Epimerit mit 7 bis 9 (meist 8) an den Enden gegabelten Fortsätzen. Die Epimerithülle umgibt auch die Fortsätze und bildet an den Enden offene Röhren (Fig. 22). In *Scolecopsis fuliginosa*.

P. bifurcata Mackinnon & Ray 1931. — Im gleichen Wirte; nur als Varietät von *P. spionis* beschrieben, aber sehr erheblich abweichend. Größe bis 180 $\times$ 36 μ . Epimerit besitzt nur zwei ungegabelte Fortsätze, die nicht intrazellulär sind, sondern

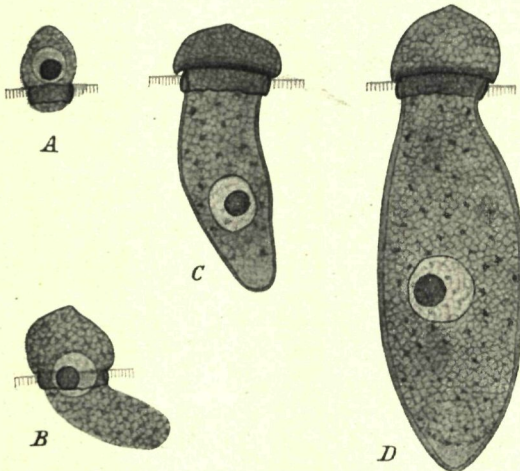


Fig. 23. *Polytrabidina polydora*. — A Jugendform, fast ganz intrazellulär;
 B, C, D verschiedene Wachstumsstadien. 2000:1. — Original.

dem Epithel außen anhaften. Die Epimerithülle, die auch die Fortsätze umgibt, ist am hinteren Rande gezähnt.

P. brasili Caullery & Mesnil 1914. — Bis 200 μ lang; Epimerit mit sehr kurzen Fortsätzen. In *Spio martinensis*.

P. polydora (Léger 1893). — Bis 35 μ lang; Epimerit ohne Fortsätze (Fig. 23). In *Polydora*-Arten.

MACKINNON & RAY identifizieren mit dieser Art eine in *Polydora flava* gefundene Form, die zweifellos von der nach Befunden von REICHENOW hier abgebildeten ver-

schieden ist. Sie erreicht 180 μ Länge und besitzt einen kleinen halbkugligen Epimerit mit einem Kranz von Stacheln an der Basis, der dem Darmpithel nur angeheftet ist.

P. pygospionis Caullery & Mesnil 1914. — In *Pygospio seticornis*. Nähere Angaben fehlen.

Familie: *Cephaloidophoridae*.

Gregarinen mit Septum und flachem, unscheinbarem, aber deutlich abgesetztem Epimerit, deren jüngere Wachstumsstadien intrazellulär sind. Frei geworden, bilden die Gregarinen bald Syzygien und vollenden in diesem Zustand ihr Wachstum. Der Epimerit bleibt auch bei den erwachsenen Individuen erhalten. Zysten kuglig, Sporen kuglig oder ovoid, mit einer schwachen Äquatorialleiste versehen. Darmparasiten von Krebsen. — Hierher nur die Gattung

Cephaloidophora Mawrodiadi 1908

mit zahlreichen Arten.

C. maculata Léger & Duboscq 1911. — Bis zur Größe von 40 bis 50 μ intraepithelial (Fig. 24 A), dann für eine kurze Wachstumsperiode der Darmwand angeheftet und schließlich in Syzygien das Wachstum vollendend (Fig. 24 B). Größte Individuen 80 μ lang; junge Formen zylindrisch, ältere ovoid. Epimerit flach linsenförmig; Protomerit zeigt im gefärbten Präparat stets ein 2 bis 3 μ großes chromatisches Körperchen (sog. Protomeritkern). Zysten 85 bis 100 μ groß, mit 15 bis 20 μ dicker Schleimhülle um die Membran; Sporen kuglig, 4 μ groß. In *Gammarus marinus* und *G. locusta*, sowie in der Brackwasserform *G. duebeni*.

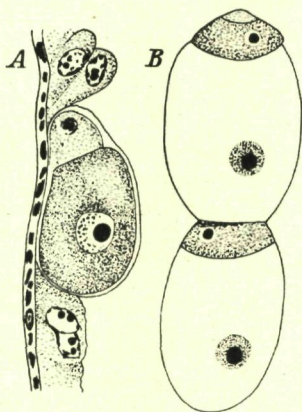


Fig. 24.

Cephaloidophora maculata. — A In der Darmwand heranwachsende Form; 600:1.

B Syzygie; 450:1.

Nach LÉGER & DUBOSCQ.

gleich nach dem Austritt aus dem Epithel stattfinden; Zysten 50 bis 110 μ groß; Sporen kuglig, 5 μ groß.

C. conformis (Diesing 1851). — Freie Formen von zylindrischer Gestalt, bis 500 μ lang; Zysten 150 μ groß; Sporen oval, $6,4 \times 5 \mu$. In *Pachygrapsus marmoratus* bisher nur im Mittelmeer festgestellt.

C. communis Mawrodiadi 1908. — Bis zur Größe von 35 bis 40 μ intrazellulär, dann frei, nicht der Darmwand angeheftet und sehr bald Syzygien bildend. Der Primit erreicht eine Länge von 80 μ , der Satellit von 60 bis 65 μ . Zysten 85 μ groß; Sporen ovoid, $4,5 \times 4 \mu$. In Darm und Magenblindsäcken von *Balanus improvisus* und anderen Arten der Gattung.

C. ocellata (Léger & Duboscq 1908). — In *Eupagurus prideauxi*, bisher nur im Mittelmeer (Banyuls) nachgewiesen. Erwachsene Formen 150 bis 200 μ lang, zylindrisch, etwas abgeflacht, mit nahezu kugligem Protomerit; in den Syzygien der Primit stets größer als der Satellit; Sporogonie nicht bekannt.

C. talitri Mercier 1912. — In *Talitrus saltator*; scheint morphologisch mit der vorigen Art übereinzustimmen und besitzt auch den „Protomeritkern“.

C. fossor (Léger & Duboscq 1908). — In *Pinnotheres pisum*; gleichfalls mit „Protomeritkern“; bis zum erwachsenen Zustande intraepithelial; freie Formen einzeln oder in Syzygien, 150 μ lang; Sporogonie unbekannt.

C. brasili Poisson 1920. — Im Mitteldarm von *Orchestia littorea*. Jugendstadien bis zur Länge von 20 bis 25 μ intrazellulär. Die freien Formen erreichen eine Größe von 50 bis 55 $\times$ 25 bis 30 μ . In den Syzygien ist der Primit gewöhnlich das größere Individuum. Auch Ketten von 3 bis 4 aneinandergereihten Individuen kommen vor. Zysten 30 bis 70 μ groß; Sporen kuglig, 5 bis 5,5 μ .

C. duboscqi Poisson 1924. — In *Athanas nitescens*; wächst bis zur Größe von 60 μ intrazellulär heran. Die freien Formen sind breitoval oder mehr langgestreckt; sie erreichen 90 μ Länge. Protomerit etwa $\frac{1}{4}$ der Gesamtlänge, Epimerit klein; Syzygienbildung kann

Familie: *Gregarinidae*.

Gregarinen mit Septum und einfach gestaltetem Epimerit, deren Entwicklung extrazellulär verläuft. Die Sporen sind oval oder spindelförmig. Die meisten Vertreter leben in Insekten; zwei Gattungen, *Uradiophora* und *Pyxinioides*, kommen in Krebsen vor. Auch die Gattung *Ulivina* aus Polychäten, von der die Sporen noch unbekannt sind, sei provisorisch hierhergestellt.

Uradiophora Mercier 1912.

Gregarinen mit kleinem, breit aufsitzendem, linsenförmigem Epimerit, der auch bei den erwachsenen Formen erhalten bleibt; Syzygien bildend.

U. mercieri Poisson 1921. — In Enddarm, Mitteldarm und Magenblindsäcken von *Orchestia littorea*. Bis zur Länge von 20 bis 30 μ mit dem flachen, kappenförmigen Epimerit an der Darmwand festgeheftet, dann frei heranwachsend, früher oder später Syzygien bildend. Die erwachsenen Gregarinen erreichen eine Länge von etwa 500 μ . Unter den freien Individuen kann man 2 Formen unterscheiden, eine mit kugligem Protomerit und nach hinten verjüngtem Deutomerit, und eine mit zylindrischem Protomerit und Deutomerit. In den Syzygien ist die erstere stets der Primit, die letztere der Satellit. Zysten kuglig, 100 bis 140 μ groß; Sporen fast kuglig, 5 bis 5.5 μ .

U. gammari Poisson 1924. — Eine schlanke Gregarine; erreicht eine Länge von 300 μ , wovon nur 7 bis 8 μ auf den Protomerit kommen; Epimerit klein, knopförmig. Die heranwachsenden freien Formen führen lebhaft Gleitbewegungen aus; Syzygienbildung kann schon vor beendetem Wachstum eintreten; Zysten sind kuglig, 55 bis 90 μ groß; Sporen gleichfalls kuglig, 6 μ groß. Im Darm von *Gammarus locusta* und der Brackwasserform *G. dubeni*.

U. athanasi Poisson 1924. — Mit kleinem Protomerit und sehr winzigem Epimerit; Zyste leicht ovoid, 45 bis 55 μ groß, Sporen nicht beobachtet. Im Darm von *Athanas nitescens*.

Pyxinioides Trégouboff 1912.

Von der vorigen Gattung durch die starke Ausbildung des Epimerits unterschieden. An einen halsförmigen Basalteil schließt sich eine kuglige oder halbkuglige Auftreibung und daran ein schmaleres Endstück; Syzygien bildend; Spore nicht bekannt. Im Darm von Cirripeden, bisher nur im Mittelmeer beobachtet.

P. balani Trég. 1912. — Die kuglige Verdickung des Epimerits trägt 16 Längsrippen; das Endstück ist kurz, kegelförmig. Bei den Syzygien ist der Epimerit des Primiten meist erhalten; der Primit erreicht 130 μ , der Satellit 60 μ Länge. In *Balanus amphitrite* und *B. eburneus*.

P. chthamali (Léger & Duboscq 1909). — Die halbkuglig gestaltete Verdickung des Epimerits trägt am Rande 8 Zähnen, das Endstück ist lang, rüsselförmig; frühzeitige Syzygienbildung; erwachsener Primit 230 μ , Satellit 170 μ lang; Zysten kuglig, mit Schleimhülle, 85 bis 100 μ groß. In *Chthamalus stellatus*.

Anschließend an die beiden obigen Gattungen von Krustazeeparasiten seien einige in unserem Gebiet erhobene Gregarinen-Befunde aus der gleichen Wirtsklasse erwähnt, die nach den bisher vorliegenden Angaben nicht klassifizierbar sind:

Im vorderen Teil des Magens von *Calanus finmarchicus* findet APSTEIN bis 360 μ lange Gregarinen mit einem Einschnitt am Vorderende, sowie andere mit schräg abgestutztem Vorderende, dessen Rand in mehrere kurze Zipfel ausgezogen ist. Die letztere Form tritt auch in Syzygien auf. Vorkommen eines Septums wird nicht vermerkt. Aus dem Enddarm von *Temora* beschreibt er Gregarinen von 25 bis 145 μ Länge, deren Vorderende durch eine halsartige Einschnürung als ein Köpfchen abgesetzt ist, das sich auch durch ein homogenes Protoplasma von dem Rest des Körpers unterscheidet (vgl. *Leucodina elongata*; S. II. g 32). Über Gregarinenbefunde aus anderen Kopepoden (*Metricia*, *Pseudocalanus*, *Acartia biflosa*, *Euchaeta*) werden keine morphologischen Angaben gemacht. Der gleiche Autor berichtet auch über das Vorkommen ovaler Gregarinen mit deutlichem Septum von 22 bis 76 μ Länge (*Cephaloidophora*?) im Darm von *Mysis mixta*.

Ulivina Mingazzini 1891.

Im Darm von Polychäten. Jüngere Wachstumsstadien mit großem, knopfförmigem, an der Basis ringförmig verdicktem Epimerit an der

Wandung festsitzend, herangewachsene frei, ohne Epimerit; keine Syzygienbildung. — Einzige Art:

U. elliptica Ming. 1891 (= *Sycia inopinata* Léger 1892). — Langoval, nach dem Hinterende zu etwas zugespitzt; freie Formen 84 bis 150 × 24 bis 90 μ groß. Im Kanal gefunden in *Audouinia filigera* und *A. tentaculata*; ferner beobachtet in *Petaloproctus terricola*, *Polymnia nebulosa* und *Nicolea venustula*. Ob es sich durchweg um dieselbe Art handelt, bleibt noch festzustellen.

Familie: *Porosporidae*.

Mit Septum versehene wirtwechselnde Gregarinen, die im Darms von Krebsen (Dekapoden) heranwachsen, zuerst der Darmwand angeheftet,

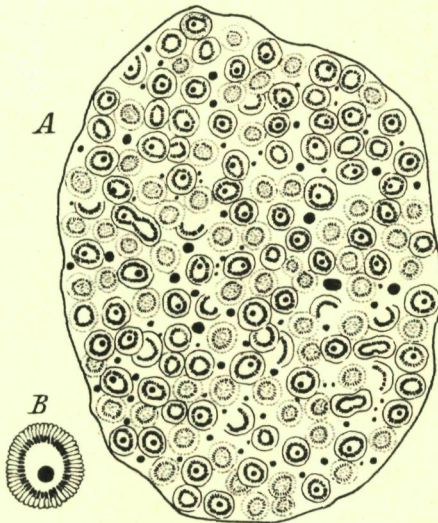


Fig. 25.
Porospora gigantea. — A Zysten mit Gymnosporen;
B Gymnospore, stärker vergrößert.
Nach LÉGER & DUBOSCO.

dann frei beweglich und vielfach Syzygien oder auch Ketten von 3 und mehr Individuen bildend. Die erwachsenen Individuen enzystieren sich dann einzeln oder zu 2 bis 3. In der Zyste entstehen zahlreiche sog. Gymnosporen, die jede aus einem Restkörper mit einem dichten Besatz kleiner Keime — offenbar Gameten — bestehen (Fig. 25). Diese kopulieren jedoch nicht in der Zyste, sondern es werden nach Ausscheidung der Zyste aus dem Wirtsdarm die Gymnosporen im Meerwasser frei und dringen in die Kiemen von Muscheln und Schnecken ein. Hier scheint die Kopulation der Gameten zu erfolgen, aus der ein einziger Sporozoit hervorgeht, der

entweder nackt oder in einer Sporenhülle eingeschlossen ist (Fig. 1 A). Dadurch, daß die Kiemen der erwähnten Weichtiere von Krebsen gefressen werden, erfolgt die Infektion der letzteren.

Die Zusammengehörigkeit der in Krebsen und in Mollusken vorkommenden Stadien ist nur für wenige Arten bekannt. Die Entwicklungsstadien in den Mollusken sind auch nicht wirtsspezifisch; der gleiche Parasit kann sich in sehr verschiedenen Molluskenarten entwickeln. Die in den Kiemen der Weichtiere gefundenen Sporen wurden früher unter dem Namen *Nematopsis* beschrieben. HATT schlägt vor, diesen Gattungsnamen für alle die Arten beizubehalten, deren Sporozoit in einer Sporenhülle liegt, und den Namen *Porospora* auf diejenigen mit nacktem Sporozoit zu beschränken.

Porospora A. Schneider 1875.

Wirtwechselnd zwischen Makruren und Mollusken; Sporozoit ohne Hülle.

P. gigantea (van Beneden 1869). — Wächst im Mitteldarm des Hummers (*Homarus*) heran, in der Jugend mit einem kleinen, knopfförmigen Epimerit festgeheftet, und erreicht eine Länge von 1 cm. Man findet die Gregarinen gewöhnlich einzeln, seltener zu 2 oder 3 aneinandergereiht. Es ist fraglich, ob es sich dabei nicht um verschiedene Arten handelt. Die erwachsenen Gregarinen geraten in den Enddarm; in den Darmfalten verkürzen sie sich und enzystieren sich gewöhnlich einzeln, seltener zu zweien. Erst die reifen, von zahlreichen Gymnosporen erfüllten, 300 μ großen Zysten (Fig. 25 A) werden ausgeschieden. Die Gymnosporen (Fig. 25 B) haben einen Durchmesser von 5 bis 8 μ und setzen sich jede aus etwa 1500 winzigen Gameten zusammen. Als zweiter Wirt wurde von HATT *Trochlocochlea mutabilis* festgestellt; doch kommen daneben wohl noch andere Mollusken in Betracht. In den Kiemen der Schnecke findet man die Sporozoitien intrazellulär als nackte Würmchen von 17 μ Länge.

P. nephropsis Léger & Duboscq 1911. — Im Mitteldarm von *Nephrops norvegicus* an der französischen W-Küste gefunden. Die Gregarinen treten entweder in Syzygien oder einzeln auf. Die Syzygien sind zylindrisch, 200 bis 240 μ lang und 44 μ breit; der Primit trägt einen flachen, kappenförmigen Epimerit. Die Einzelindividuen sind größer und schlanker, sie erreichen eine Länge von 1300 μ bei einer Breite von 36 μ ; nach hinten sind sie zugespitzt. Die Enzystierung in den Enddarmfalten erfolgt entweder einzeln (Zystengröße 80 bis 100 μ) oder paarweise (130 bis 160 μ). Die Gymnosporen sind 5 μ groß und aus weniger Gameten zusammengesetzt als bei *P. gigantea*.

Nematopsis A. Schneider 1892.

Wirtwechselnd zwischen Brachyuren und Mollusken; Sporozoit umgeknickt in einer Sporenhülle, die aus einem dicken, schleimigen Epispor und einem dünnen Endospor besteht.

N. portunidarum (Frenzel 1885) (Fig. 1). — Im Darm von *Carcinus maenas* und *Portunus arcuatus*. Sehr frühzeitig (bei einer Länge von 13 μ) frei beweglich und Syzygien bildend, häufig auch Ketten von 3 bis 8 Individuen. Der Primit ist stets am längsten und erreicht 360 μ Länge; kein Epimerit. Enzystierung stets paarweise; Zysten 80 bis 120 μ groß, am Enddarm festsitzend; Gymnosporen 5 μ groß, aus etwa 100 Gameten zusammengesetzt. Entwicklung der Sporen in *Cardium edule* und *Scrobicularia plana* nachgewiesen. Die Sporen sind 7 bis 14 μ lang, ovoid, etwas asymmetrisch. Der lange Sporozoit ist mehrfach geknickt und eingerollt (Fig. 1 A). Morphologisch übereinstimmende Sporen finden sich in den Kiemen zahlreicher Muscheln der Gattungen *Anomia*, *Mytilus*, *Cardium*, *Tapes*, *Donax*, *Psammobia*, *Solen*, *Ensis*, *Macra*, *Tellina*.

N. legeri (de Beauchamp 1910). — In *Eriphia spinifrons*, nur im Mittelmeer beobachtet. Sehr frühzeitig Syzygien bildend, wobei der Primit noch an der Darmwand festgeheftet ist; erwachsene Syzygien bis 750 μ lang. Enzystierung stets paarweise; Größe der Zysten bis 80 μ , der Gymnosporen 9 bis 10 μ . Die als »*Porospora galloprovincialis*« LÉGER & DUBOSCQ (1925) aus *Mytilus galloprovincialis* beschriebenen Sporen gehören nach Feststellung von HATT zu *N. legeri*. Außer bei diesen Muscheln finden sich die Sporen der Art auch in zahlreichen Schnecken der Gattungen *Trochocochelea*, *Phorcus*, *Gibbula*, *Pisania* und *Cerithium*, sowie in *Chiton*. Sie sind regelmäßig ellipsoid, 14,5 $\times$ 8,5 μ groß und enthalten einen Sporozoiten in umgeknickter Lage. Die Sporen liegen in größerer Zahl in zystenartigen Haufen zusammen.

N. maraisi (Léger & Duboscq 1911). — In *Portunus depurator* im Mittelmeer. Frühzeitig Syzygien bildend; erwachsene Syzygien bis 1700 μ lang; paarweise Enzystierung; Zysten nahe dem After angeheftet, 150 bis 250 μ groß; Gymnosporen 4 μ ; zugehörige Dauersporen unbekannt.

N. veneris (Léger & Duboscq 1925), in den Kiemen von *Venus fasciata*, und *N. pectinis* (Léger & Duboscq 1925), in den Kiemen von *Chlamys varia*, beide im Mittelmeer. — Nur die Sporen bekannt, die bei ersterer Art die Gestalt eines Doppelkegels, bei letzterer Kugelform haben.

II. Ordnung: *Coccidia*.

Parasiten, deren Entwicklung, soweit sie sich im Wirtstier abspielt, intrazellulär verläuft. An die stets vorhandene agame Vermehrung schließt sich die Bildung von Makrogameten und Mikrogametozyten, aus welchen letzteren die Mikrogameten hervorgehen. In der Unterordnung der Eimerideen entwickeln sich Makrogameten und Mikrogametozyten getrennt, und die Zahl der Mikrogameten beträgt mehr als 4; in der Unterordnung der Adeleideen erfolgt frühzeitige Aneinanderlagerung je eines heranwachsenden Makrogameten und Mikrogametozyten, und die

Zahl der Mikrogameten beträgt 4 (selten nur 2). Auf die Befruchtung folgt die Bildung einer Oozyste, in der eine verschieden große Anzahl von Sporen entsteht. Die Zahl der in jeder Spore auftretenden Sporozoiten ist gleichfalls verschieden.

1. Unterordnung: *Eimeriidea*.

Die hierher gehörigen Formen verteilen sich hauptsächlich auf die beiden Familien *Aggregatidae* (in wirbellosen Tieren) und *Eimeriidae* (in Fischen). Hierzu kommen 2 weitere Familien, *Selenococcidiidae* und *Dobelliidae*, zu denen nur je eine Art (in *Homarus* und in *Petastotoma minutum*) gehört.

Familie: *Selenococcidiidae*.

Hierher nur die Gattung

Selenococcidium Léger & Duboscq 1908

mit einer Art:

S. intermedium Léger & Duboscq 1908 (Fig. 26). — Ein Parasit im Mitteldarm des Hummers, der durch die nematodenartige Gestalt des 60 bis 90 μ langen Körpers

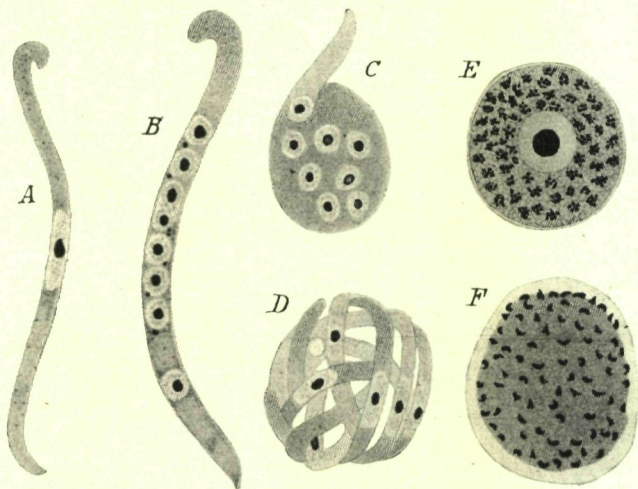


Fig. 26. *Selenococcidium intermedium*. — A Merozoit; B, C, D Schizogonie; E Makrogamet; F Mikrogametozyt. 850:1. — Nach LÉGER & DUBOSCQ.

und durch die Bewegungsweise an Selenidien erinnert. Die Kernvermehrung erfolgt im beweglichen Zustande wie bei gewissen Schizogregarinen (Fig. 26 B). Der acht-kernige Schizont dringt dann in eine Zelle der Darmwand ein, rundet sich ab und zerfällt in Merozoiten (Fig. 26 C, D). Die jungen Makrogameten und Mikrogametozyten sind gleichfalls freibewegliche Würmchen. Die erwachsenen Makrogameten sitzen im Epithel als 25 bis 30 μ große, kuglige Gebilde mit großem, zentral gelegenen Kern und zahlreichen Häufchen von Volutinkörnern im Protoplasma (E). Bei den Mikrogametozyten scheint die Kernvermehrung erst nach dem Eindringen in die Darmwand zu beginnen. Es werden sehr zahlreiche winzige, kommaförmige Mikrogameten gebildet (F). Sporogonie unbekannt.

Familie: *Aggregatidae*.

Meist wirtwechselnd (Ausnahme: *Caryotropha*). Parasiten von Würmern, Mollusken und Krebsen. Von den meisten Vertretern ist noch un-

bekannt, in welchem Wirt die agame Vermehrung erfolgt. Bei der Sporogonie entstehen zahlreiche (bei *Angeiocystis* nur 4) Sporen, deren jede 2 oder mehrere, bis zu 30 Sporozoiten enthält.

Hierher gehören die Gattungen *Aggregata*, *Pseudokossia*, *Merocystis*, *Caryotropha* und *Angeiocystis*. Anhangsweise sollen einige in ihren verwandtschaftlichen Beziehungen noch unklare Formen hier aufgeführt werden.

Aggregata Frenzel 1885.

Wirtwechselnde Kokzidien von Dekapoden, hauptsächlich Brachyuren, und Cephalopoden. In den Krebsen erfolgt die Schizogonie (Agamogonie)

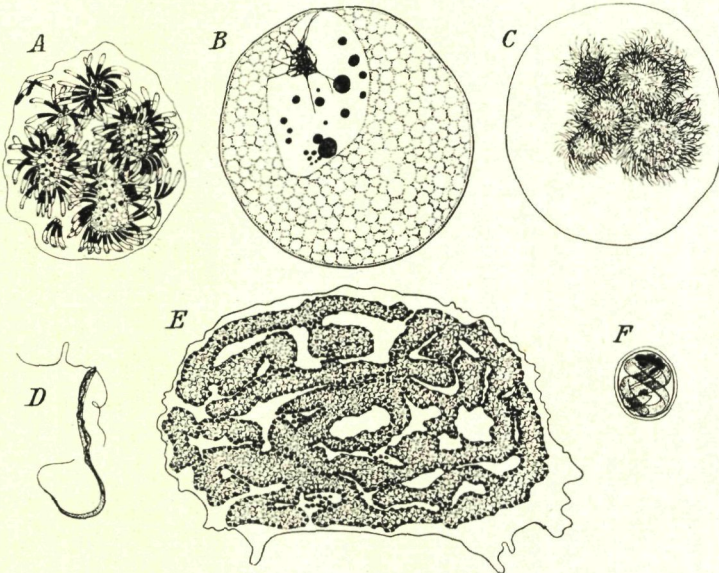


Fig. 27. *Aggregata eberthi*. — A Schizogonie, 400:1; B Makrogamet, 500:1; C Mikrogametenbildung, 160:1; D Mikrogamet, 1000:1; E Sporogonie, 180:1; F reife Spore, 1000:1. — A nach LÉGER & DUBOSCQ, B bis F nach DOBELL.

subepithelial in der den periintestinalen Hohlraum begrenzenden Zellschicht. Die großen Schizonten zerfallen während der Kernvermehrung in eine Anzahl Teilstücke, von denen sich die sehr zahlreichen Merozoiten abschnüren (Fig. 27 A). Durch Fressen der Krebse infizieren sich die Tintenfische. In deren Spiraldarm dringen die Merozoiten in die Submucosa ein und wachsen hier zu Makrogameten (B) und Mikrogametozysten (C) heran. Die von letzteren gebildeten Mikrogameten (D) sind lang fadenförmig und tragen am Vorderende 2 Geißeln. Der befruchtete Makrogamet wird zur Oozyste, in der sehr zahlreiche Kernteilungen erfolgen, wobei der Protoplasmakörper durch Faltungen der Oberfläche stark zerklüftet wird (Fig. 27 E). Schließlich zerfällt er in so viele Sporoblasten, wie Kerne vorhanden sind, wobei kein Restkörper übrig bleibt. Die reifen

Sporen enthalten je nach den Arten 3 bis zahlreiche Sporozoiten. Sie werden mit abgestoßenen Darmfetzen entleert und von Krebsen gefressen. Diese können sich auch durch Fressen toter Tintenfische infizieren. Die Zusammengehörigkeit der Formen aus beiden Wirtsklassen ist nur bei einer Art, *A. eberthi*, bekannt.

A. eberthi (Labbé 1895) (Fig. 27). — In *Sepia officinalis* und *Portunus arcuatus* (im Mittelmeer *P. depurator*). Spore (F) kuglig, 8 bis 9 μ groß, mit 3, seltener 4 Sporozoiten. Die Sporozoiten schlüpfen nicht nur bei den *Portunus*-Arten, sondern auch im Darm von Krabben anderer Gattungen aus; doch erfolgt dort keine Entwicklung.

A. dubosqi Moroff 1908. — Geschlechtsgänge und Sporogonie in *Octopus vulgaris*; in welchem Krebs die agame Vermehrung erfolgt, ist nicht bekannt. Spore kuglig, 12 bis 14 μ groß, mit 8 Sporozoiten.

A. octopiana (A. Schneider 1875). — Im gleichen Wirt wie die vorige und von ihr durch Vorhandensein von 16 Sporozoiten in der 20 μ großen Spore unterschieden; bisher nur aus dem Mittelmeer beschrieben.

A. coelomica Léger 1901. — Agame Vermehrung in *Pinnotheres pisum*; Schizonten 150 μ groß; zweiter Wirt unbekannt.

A. vagans Léger & Dubosq 1903. — Agame Vermehrung in *Eupagurus prideauxi*; Schizonten 120 bis 150 μ groß; zweiter Wirt unbekannt.

Morphologisch übereinstimmende Schizontenstadien von gleichem Sitz an der Außenwand des Darmes kommen bei zahlreichen anderen Dekapoden vor, davon in unserem Gebiet beobachtet bei *Carcinus maenas*, *Stenorchinus phalangium* und *Homarus gammarus*. Vermutlich wird es sich bei diesen Formen in Krebsen nicht nur um Aggregaten, sondern zum Teil auch um Stadien anderer wirtwechselnder Vertreter der Familie handeln.

Pseudokossia Léger & Dubosq 1915.

Geschlechtsformen und Sporogonie in der Niere von Muscheln (vielleicht auch in anderen Mollusken); Agamogonie offenbar in einem noch unbekannten Wirt. In der Oozyste werden zahlreiche Sporen gebildet, deren jede gewöhnlich 2 Sporozoiten enthält.

P. glomerata Léger & Dubosq 1915. — Typus der Gattung; in *Tapes*-Arten; nur aus dem Mittelmeer bekannt.

P. pectinis Léger & Dubosq 1917. — In *Pecten maximus*. Bekannt sind in Epithelzellen sitzende Makrogameten und frei im Lumen der Niere gelegene Stadien der Sporogonie, aber nicht die Mikrogametenausbildung. Dem Makrogameten sitzt häufig ein kleineres Kokzid an, das stets einkernig gefunden wurde. In den kugligen Zysten von 32 bis 35 μ Durchmesser werden keine Sporenhüllen gebildet; doch haften die Sporozoiten paarweise aneinander.

P. (Hyaloklossia) pelseneeri Léger 1897. — In *Donax* und *Tellina*. Junge Entwicklungsstadien im Epithel der Niere; erwachsene Geschlechtsformen nicht beobachtet. Die kugligen, 75 bis 80 μ großen Oozysten liegen im Hohlraum der Niere. Die Sporen sind von fast kugliger, etwas abgeflachter Gestalt, 8 μ groß, und enthalten 2 spiralig gedrehte Sporozoiten. In den gleichen Zysten mit diesen finden sich häufig auch Sporen von 11 bis 12 μ Größe mit 4 oder 6 Sporozoiten.

Zur gleichen Gattung stellt DEBAISIEUX 2 weitere Arten aus Mollusken, deren Stellung unsicher bleibt, da die Sporogonie nicht bekannt ist:

P. chitonis Debaissieux 1919. — In *Acanthochites fascicularis*; man findet Makrogameten und Mikrogametozyten in den Zellen der Mitteldarmdrüse, und zwar stets zahlreiche Parasiten gleichen Geschlechts in derselben Zelle; die Makrogameten erreichen 15 μ Größe.

P. patella Debaissieux 1919. — In den Zellen der Mitteldarmdrüse, daneben auch in den Wimperepithelien des Darms und der Niere von *Patella vulgata*. Verhalten der Geschlechtsformen wie bei der vorigen Art; die Makrogameten erreichen 25 μ Größe.

Merocystis Dakin 1911.

Eine einzige Art:

M. kathae Dakin 1911. — Wäre vielleicht auch zur vorigen Gattung zu stellen. Geschlechtsgänge und Sporogonie in der Niere von *Buccinum undatum*. Die Makrogameten erreichen eine Größe von 160 μ . Die Mikrogametenausbildung erfolgt in 2 Abschnitten: Zunächst entsteht eine kleine Zahl von Zytomeren (vgl. *Caryotropha*); in jeder Zytomere wird eine große Zahl von Kernen gebildet, aus deren jedem ein ovoider, an einem Ende zugespitzter Mikrogamet hervorgeht. Die Sporogonie ähnelt der von *Aggregata*; die reife Oozyste enthält zahlreiche Sporen mit je 2 Sporozoiten. FOULON vermutet, daß die agame Vermehrung in einer Krebsart erfolgt.

Caryotropha Siedlecki 1902.

Einziges Art:

C. mesnili Siedlecki 1902. — Gleichzeitig der einzige Vertreter der Familie, von dem bekannt ist, daß sich die ganze Entwicklung in einem Wirt abspielt. Es ist dies der Polychät *Polymnia nebulosa*. Sämtliche Entwicklungsstadien schmarotzen in

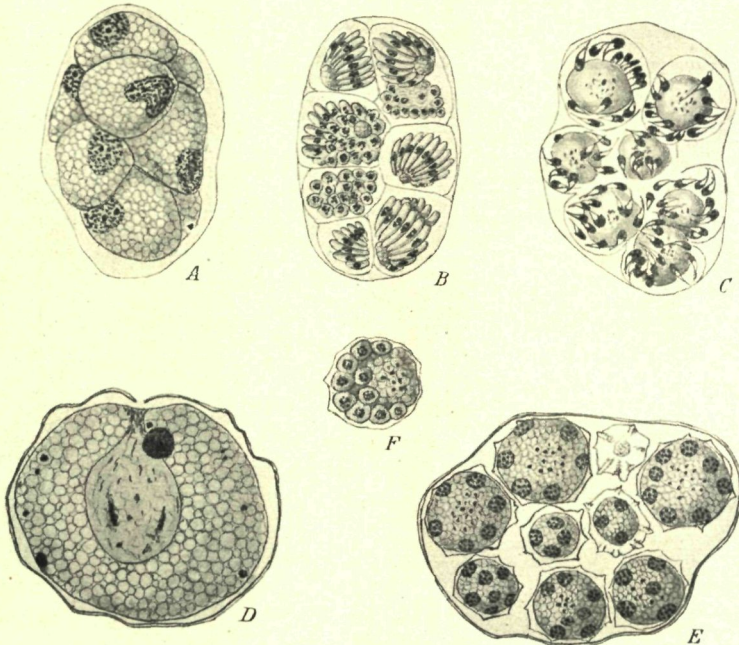


Fig. 28. *Caryotropha mesnili*. — A Zytomerenbildung; B Zerfall der Zytomeren in Merozoiten; C Mikrogametobildung; D Makrogamet; E Zyste mit unreifen Sporen; F reife Spore, Sporozoiten im Querschnitt gesehen. 600:1. — Nach SIEDLECKI.

den frei in der Leibeshöhle schwimmenden Spermatogonienbündeln. Die Schizogonie erfolgt in 2 Abschnitten: Nachdem etwa 10 bis 16 Kerne entstanden sind, zerfällt der Schizont zunächst in ebensovielen Zytomeren (Fig. 28 A); aus jeder Zytomere gehen dann nach erneuter Kernvermehrung etwa 30 Merozoiten hervor, wobei kleine Restkörper zurückbleiben (B). Auch der Mikrogametozyt zerfällt zuerst in eine Anzahl Zytomeren, deren jede 20 bis 30 mit 2 Geißeln versehene Mikrogameten bildet (C). Der Makrogamet (D) wächst in einer Spermatogonie bis zur Größe von etwa 90 μ heran und fällt dann aus dem Bündel heraus in die Leibeshöhle, wo die Befruchtung erfolgt. In der Oozyste werden etwa 16 Sporen mit gewöhnlich 12 Sporozoiten gebildet (E, F). Mit den Geschlechtsprodukten des Wurmes werden die reifen Zysten ausgeschieden.

Angeiocystis Brasil 1904.

Von der einzigen genaueren bekannten Art

A. audouinii Brasil 1904, finden sich die Geschlechtsformen und Stadien der Sporogonie im Gewebe des Herzkörpers von *Audouinia tentaculata*; die Schizogonie ist unbekannt und spielt sich offenbar in einem anderen Wirt ab, der sich durch Fressen des Wurmes infiziert. Die Makrogameten wachsen in wurmförmiger Gestalt bis zu einer Länge von 65 μ heran und werden dann zu kugligen Formen von 30 μ Durchmesser. Die Mikrogametozyten sind 20 μ groß; aus ihnen entstehen ohne Zytomerenbildung zahlreiche breit-schiffelförmige Mikrogameten mit 2 Geißeln. Bei der Sporogonie entstehen nur 4 ovale Sporen von $22 \times 13 \mu$ Größe, die etwa 30 Sporozoiten neben einem kleinen Restkörper enthalten.

Angeiocystis sp. Provisorisch zu dieser Gattung sei eine von DEHORNE und von THOMAS in *Nereis diversicolor* gefundene Form gestellt, die in der Leibeshöhle und in Zellen verschiedener Organe vorkommt. Die Entwicklung ist noch mangelhaft bekannt. Es sind Wachstumsstadien der Makrogameten, Mikrogametenbildung, sowie Stadien der Sporogonie beobachtet. Die Sporen werden anscheinend in größerer Zahl gebildet und enthalten zahlreiche Sporozoiten.

Eine *A. audouinii* ähnliche und wie diese Art im Herzkörper eines Polychäten (*Stylarioides plumosa*) vorkommende Art, *Myriospora trophoniae* Lermantoff 1914, ist nur im Golf von Neapel beobachtet. Bei ihr enthält die reife Ozyste mehrere 100 Sporen mit je etwa 24 Sporozoiten.

Anhangsweise seien bei dieser Familie noch einige mangelhaft bekannte Formen aufgeführt, bei denen die verwandtschaftlichen Beziehungen noch unklar sind und selbst die Zugehörigkeit zu den Kokiziden nicht sicher ist:

Rhytidocystis henneguyi de Beuchamp 1913. — In *Ophelia neglecta*. Man findet an der Basis des Darmepithels ovoid, einkernige Parasiten, die bis zu einer Größe von $310 \times 220 \mu$ heranwachsen. Man könnte sie als Makrogameten ansprechen, doch sind Stadien der Mikrogametenbildung und Befruchtung nicht beobachtet. Die erwachsenen Formen treten in die Leibeshöhle über und schreiten zur Sporogonie. Es werden sehr zahlreiche Kerne gebildet, die sich über die Oberfläche verteilen, wobei sich letztere durch Einstülpung vergrößert; dann schnüren sich Sporoblasten ab, die zu ovalen Sporen von $12 \times 7 \mu$ Größe mit je 2 Sporozoiten werden.

Dorisiella scolelepidis Ray 1930. — Im Darmepithel von *Scolecopsis fuliginosa*. Die agame Vermehrung (früher als Schizogonie von *Selenidium foliatum* betrachtet) führt zur Entstehung von 40 bis 50 Merozoiten. Ferner werden sehr kleine Mikrogametozysten beschrieben, aus denen 6 bis 8 Mikrogameten hervorgehen. Befruchtung und Oozystenbildung ist nicht beobachtet; doch findet man im Epithel in gemeinsamer Vakuole 2 Sporen mit je 8 Sporozoiten.

Toxocystis homari Léger & Duboscq 1910 (Fig. 29 A) findet sich mit Regelmäßigkeit im hinteren Darmblindsack von *Homarus gammarus* und *Eupagurus prideauxi*. In der Mehrzahl intrazellulär im Epithel, spärlicher frei im Lumen liegen schwach sichelförmig gebogene Würmchenformen von 13 bis 19μ Länge, die an einem Ende stärker zugespitzt und hier mit einer feinen Längsstreifung versehen sind. Jederseits des zentral gelegenen Kerns enthalten die jüngeren Formen je einen kugligen, sich stark färbenden Einschuß. Entwicklungsvorgänge sind nicht bekannt. Vielleicht handelt es sich um Sporozoiten eines Kokizids, dessen Entwicklung in einem anderen Wirt erfolgt.

Selysina perforans Duboscq 1917. — In der Seescheide *Stolonica socialis*. In den Mesenchymzellen der Statoblasten finden sich spindelförmige, $15 \times 5 \mu$ große Sporen mit einer undeutlichen Mikropyle an einem Pole, die einen einzigen Sporozoiten von 15μ Länge enthalten (Fig. 29 B), sowie freie Sporozoiten von 20 bis 26μ Länge. Ferner wurden in vielkernigen Riesenzellen eingeschlossen mehrere zusammenliegende, wurmförmige Parasiten beobachtet, die vielleicht aus einer Schizogonie hervorgegangen waren. Außerdem kommen dickwandige Zysten vor, kleinere von 40 bis 50μ Durchmesser sowohl in Statoblasten als in erwachsenen Asziden und größere von 180 bis 500μ Durchmesser nur in letzteren. Die kleineren Zysten enthalten ein Bündel kleiner, wurmförmiger Parasiten, die größeren zahlreiche vielkernige Protoplasamassen, aus deren Schizogonie Bildungen hervorgehen, die aus etwa 50 um einen Restkörper angeordneten, 15μ langen schlanken Keimen bestehen. Diese Zysten finden sich zuerst im Mesenchym der Körperwandung und brechen bei weiterem Wachstum in den Peribranchialraum oder nach außen durch.

Eine weitere Art, *Selysina incerta* Duboscq & Harrant 1923, findet sich in *Parascidia elegans*. Die Sporen liegen im Bindegewebe, besonders in der Nachbarschaft des Magens und der Geschlechtsorgane, sind 12μ lang und enthalten einen 10 bis 11μ langen Sporozoiten. Meist liegen sie zu 2 bis 7 zusammen. Übereinstimmende Sporen wurden auch in *Polysyncrator lacazei*, *Dendrodoa grossularia* und *Amaroucium*-Arten gefunden.

Familie: *Dobelliidae*.

Der einzige Vertreter der Gattung

Dobellia Ikeda 1914.

D. binucleata Ikeda 1914, im Mitteldarm der Gephyree *Petalostoma minutum*, weicht von allen anderen Kokiziden durch mehrere Besonderheiten ab, falls alle Angaben zutreffen. Bei der agamen Vermehrung soll von Anfang an ein geschlechtlicher Dimor-

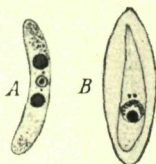


Fig. 29.

A *Toxocystis homari*;
1000:1.

B *Selysina perforans*,
Spore; 1400:1.
Nach DUBOSCQ.

phismus vorhanden sein. Diejenigen Sporozoiten, die zu Makroschizonten werden, dringen in die Kerne der Epithelzellen ein, wachsen dort heran und treten dann in das Protoplasma über. Sie liefern 16 spindelförmige Merozoiten, aus denen die Makrogameten hervorgehen. Die Mikroschizonten entwickeln sich dagegen extrazellulär, der Darmwand ansitzend. Sie zerfallen in 16 schlankere Merozoiten, aus denen die Mikrogametozyten hervorgehen. Diese dringen in Zellen ein und lagern sich den Makrogameten an. Sie werden vielkernig, und einer der Kerne dringt in den Makrogameten ein. Letzterer umgibt sich nach der Befruchtung mit einer dünnen Hülle, und in der Oozyste entstehen ohne Sporenbildung zahlreiche Sporozoiten. Der Arname »*binucleata*« rührt daher, daß sich neben dem Kern ein Gebilde befindet, das durch Austritt aus dem Kern entstehen soll und das als »Nebenkern« betrachtet wird. Bei der Schizogonie bleibt der Nebenkern im Restkörper zurück.

Familie: *Eimeriidae*.

Die große Mehrzahl der Vertreter dieser Familie ist dadurch ausgezeichnet, daß bei der Sporogonie insgesamt 8 Sporozoiten entstehen. Bei der einzigen aus Meerestieren (fast ausschließlich Fischen) bekannten Gattung *Eimeria* werden 4 Sporen mit je 2 Sporozoiten gebildet.

Eimeria A. Schneider 1875.

Die Entwicklung scheint bei allen Arten dieser Gattung ziemlich gleichförmig zu verlaufen, in der Weise, wie in Fig. 6 dargestellt. Die Schizogonie (Fig. 6 B bis E) wiederholt sich mehrmals, ehe die Gameten gebildet werden. Die Mikrogameten (Fig. 6 H₂) sind schlank, bestehen fast ganz aus homogen färbbarer Kernsubstanz und sind mit 2 langen, am Vorderende entspringenden Geißeln versehen. Die außerordentlich artenreiche, hauptsächlich bei Wirbeltieren verbreitete Gattung wird nach dem Bau der Sporen in mehrere Untergattungen zerlegt. Die Sporen zeigen den Bau einer sechsseitigen Doppelpyramide (Fig. 4) bei *Crystallospora* Labbé. Sonst sind sie gewöhnlich ovoid, seltener spindelförmig; doch besteht ein Unterschied in der Öffnungsweise. Bei *Goussia* Labbé besteht die Membran aus 2 Schalenhälften, die in einer Nahtlinie vereinigt sind, bei *Eimeria* s. str. ist an einem Pol eine vorgebildete, mit einem in den Verdauungssäften der Wirtstiere leicht löslichen Material verschlossene Öffnung (Mikropyle) vorhanden. Die Eimerien der Fische scheinen zumeist zur Untergattung *Goussia* zu gehören; doch ist weder die Nahtlinie noch die Mikropyle an der Spore immer gut wahrnehmbar, so daß diese Einteilung praktisch schwer durchzuführen ist.

Während bei den Eimerien landbewohnender Tiere die Oozysten gewöhnlich unreif ausgeschieden werden und die Sporogonie sich im Freien abspielt, pflegen die Oozysten der Fisch-Eimerien schon in ihren Wirten völlig zu reifen. Bei Meerestischen sind die Eimerien häufig anzutreffen; doch sind sie nur zum kleinen Teil beschrieben, und von den meisten Arten sind nur die Zysten bekannt. Die große Mehrzahl sind Darmparasiten, einige schmarotzen in der Leber, und je eine Art findet sich in der männlichen Keimdrüse (*E. sardinae*) und in der Schwimmblase (*E. gadi*). Einige Arten aus anderen Meerestieren sind nur provisorisch hierher gestellt, da sie mangels Kenntnis der Sporogonie nicht sicher klassifiziert werden können.

E. (Crystallospora) crystalloides (Thélohan 1893). — In Darm und Pylorusblindsäcken von *Motella tricirrata* und *M. maculata*. Die reifen Zysten, die im Bindegewebe der Submucosa sitzen, sind kuglig und messen 20 bis 24 μ . Bei den unregelmäßig gelagerten Sporen hat das Episor die Gestalt einer sechsseitigen Doppelpyramide mit abgestumpften Polen, das Endospor ist oval (Fig. 4); Sporengröße 13 $\times$ 9 bis 10 μ .

E. motellae (Labbé 1893). — In Darm und Pylorusblindsäcken von *Motella tricirrata*. Zyste kuglig oder ovoid, 13 bis 14 μ groß; Sporen ovoid.

E. bigemina (Labbé 1896). — Im Darm von *Ammodytes tobianus*. Zyste rund, 27 bis 28 μ groß; Sporen oval.

E. variabilis (Thélohan 1893). — In den Darmepithelzellen zahlreicher Teleostier (*Cottus bubalis*, *Gobius paganellus*, *Crenilabrus melops*, *Lepadogaster gouani*, *Anguilla vulgaris* u. a.). Ob es sich bei allen Wirten um die gleiche Art handelt, ist fraglich. Zyste kuglig, 15 μ groß; Sporen oval, 9 bis 10 $\times$ 4 bis 5 μ , Nahtlinie deutlich.

E. anguillae Léger & Hollande 1922. — Im Darm von *Anguilla vulgaris*. Zeigt die Besonderheit, daß alle Entwicklungsstadien bis zur Befruchtung extrazellulär, den nur wenig eingebuchteten Darmepithelzellen angeheftet, sitzen. Die befruchteten Makrogameten dringen in das Epithel ein, in dessen Tiefe, nahe der Basalmembran, sie zu kugligen Oozysten von 10 μ Durchmesser werden. Die Sporen sind 8 $\times$ 5 μ groß und von hexagonalem Querschnitt. An einem Pol befindet sich eine Mikropyle in Form eines durchbohrten Knöpfchens.

E. lucida (Labbé 1893). — Im Darm, besonders im Spiraldarm von Haifischen (*Mustelus canis*, *Scyllium catulus*, *Acanthias acanthias*). Zyste kuglig oder leicht ovoid, 10 bis 11 μ groß; Sporen kuglig oder ovoid, 6 μ groß, stark lichtbrechend.

E. gigantea (Labbé 1896). — Im Spiraldarm von *Lamna cornubica*. Zyste zylindrisch, 70 $\times$ 30 bis 40 μ groß. Es wurden nur unreife Sporen in der Zyste beobachtet; die Reifung erfolgt vielleicht außerhalb des Wirtes.

E. cruciata (Thélohan 1892). — In der Leber von *Trachurus trachurus*. Zyste kuglig, 25 μ groß; Sporen oval, 7 bis 9 $\times$ 6 μ , Nahtlinie der beiden Sporenklappen sehr deutlich. Die Sporen sind in der Zyste so gelagert, daß sie eine Kreuzform bilden.

E. thelohani (Labbé 1896). — In der Leber von *Labrus*. Zyste 25 bis 30 μ groß; Sporen fast kuglig, 10 bis 12 $\times$ 8 bis 10 μ .

E. gasterostei (Thélohan 1890). — In der Leber von *Gasterosteus aculeatus*. Zyste 16 bis 18 μ groß; Sporen spindelförmig, 10 $\times$ 6 μ .

E. clupearum (Thélohan 1894). — In der Leber von *Clupea harengus*, *C. pilchardus*, *C. sprattus*, *Engraulis encrasicolus* und *Scomber scombrus*. Zysten kuglig, 18 bis 21 μ groß; Sporen oval, 10 $\times$ 7 μ groß, unregelmäßig gelagert (Fig. 30). Diese Zysten sind bei Verdauungsstörungen im Stuhl des

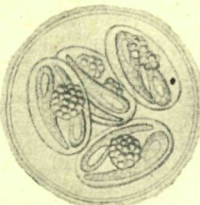


Fig. 30.
Eimeria clupearum,
Zyste. 1300:1.
Nach WENYON.

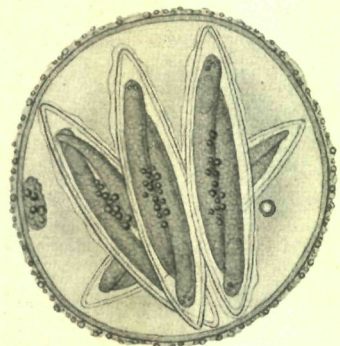


Fig. 31.
Eimeria sardinae, Zyste. 1200:1.
Nach DOBELL.

Menschen beobachtet und irrtümlich als Parasit des Menschen (*E. wenyoni* Dobell) betrachtet worden.

E. sardinae (Thélohan 1894). — Reife Zysten in der männlichen Keimdrüse von *Clupea sprattus*, *C. pilchardus* und *C. harengus* (Fig. 31). Die kugligen Zysten sind 33 bis 40 μ groß. Die Sporen sind wetzsteinförmig und messen 25 bis 35 $\times$ 7 bis 8 μ . Die beiden Sporozoitien liegen darin in gestreckter Lage; sie enthalten an einem Ende einen homogenen Reservestoffkörper; der Kern liegt in der Mitte. Diese Zysten sind wiederholt bei Verdauungsstörungen im Stuhl des Menschen beobachtet und unter dem Namen *E. oxyzoora* Dobell als Parasit des Menschen beschrieben worden.

E. gadi (Fiebiger 1907). — In der Schwimmblase von *Gadus virens*, *G. morrhua* und *G. aeglefinus*. Die Entwicklung erfolgt in der Bindegewebsschicht der Wandung, und zwar die agame Vermehrung in den tieferen, die Sporogonie in den oberflächlichen Lagen. Die ovalen Schizonten erreichen eine Länge von 53 μ und bilden über 40 Merozoiten. Die Zysten sind kuglig, 20 μ groß und sehr dünnwandig. Die ellipsoiden Sporen messen 11 bis 12,5 $\times$ 7,5 bis 9,5 μ . Die reifen Zysten fallen in den Hohlraum der Schwimmblase, wo sie sich in so großen Massen anhäufen können, daß sie den ganzen Raum völlig ausfüllen (vgl. S. II. g 20). Die Sporen können sich in der Blase selbst öffnen, indem die Schale in 2 Hälften auseinanderfällt, und man erklärt die sehr

starken Infektionen durch die Annahme, daß die ausschlüpfenden Sporozoiten wieder in die Wandungen eindringen und die Entwicklung von neuem beginnen.

E. (?) epidermica Léger & Duboscq 1917. — In der Epidermis des Rüssels von *Glossobalanus minutus*. Es wurden nur Stadien der agamen Vermehrung beobachtet.

E. (?) beauchampi Léger & Duboscq 1917. — Im Epithel der Leberblindsäcke von *Glossobalanus minutus*. Nur Stadien der Schizogonie, die sehr winzig sind, sowie Makrogameten und einkernige Mikrogametozyten sind beobachtet.

E. (?) sp. Debaisieux 1919. — In den Zellen der Speicheldrüsen von *Acanthochites fascicularis*. Sehr kleine Art; Schizogonie mit Bildung von etwa 100 Merozoiten. Makrogameten und Mikrogametozyten wurden beobachtet. Die Zysten messen $20 \times 10 \mu$ und haben eine deutliche Mikropyle; Sporen sind nicht bekannt.

2. Unterordnung: *Adeleidea*.

Diese Unterordnung ist bei Land- und Süßwassertieren verbreitet. Eine Reihe wirtwechselnder Vertreter tritt bei Wirbeltieren als Blutparasiten auf, darunter die Gattung *Haemogregarina*, die einen Wirtswechsel zwischen Wasserschildkröten und Blutegeln hat. Zu dieser Gattung werden provisorisch auch die Blutkörperparasiten der Meeresfische gestellt.

Haemogregarina Danilewsky 1885.

Die ganze Entwicklung ist nur bei zwei Arten bekannt, bei denen sich die Agamogonie bis zur Bildung geschlechtlich differenzierter Formen (Makrogameten und Mikrogametozyten) in Schildkröten abspielt, während die Befruchtung und Sporogonie in Blutegeln erfolgt (REICHENOW, ROBERTSON). Die Vermehrung geschieht zuerst in inneren Organen (im Knochenmark bei *Haemogregarina stepanovi*, in der Lunge bei *H. nicoriae*) und führt zur Entstehung zahlreicher Merozoiten (Fig. 32 A). Die heranwachsenden Schizonten sind langgestreckte, wurmförmige Parasiten, die zweischenklig umgebogen in den Erythrozyten liegen (Fig. 32 B, C). Später treten auch in den im Blute kreisenden Erythrozyten Schizogoniestadien auf, aus denen eine geringere Zahl von Merozoiten hervorgeht (D, E). Schließlich werden die heranwachsenden Schizonten nicht mehr zweischenklig; sie bleiben klein, und aus ihnen entstehen viel winzigere Merozoiten (F), welche die jungen Gametozyten darstellen. Herangewachsen lassen sie den Geschlechtsunterschied erkennen; die Makrogameten (G_1) haben einen kleinen, runden, die Mikrogametozyten (G_2) einen großen, länglichen, chromatinreichen Kern. Im Darm des Egels vereinigt sich ein Makrogamet mit einem Mikrogametozyt (H), und letzterer bildet 4 Mikrogameten, von denen einer den Makrogameten befruchtet (I). Nach der Chromosomenkonjugation (Befruchtungsspindel, K) erfolgt eine dreimalige Kernteilung (L, M), und entsprechend der Achtzahl der Kerne entstehen 8 Sporozoiten, wobei ein Restkörper übrig bleibt (N). Die Sporozoiten (O) wandern in die den Darm umgebenden Gefäßräume und weiter in das Rückengefäß, von wo sie beim Saugakt des Egels in das Blut der Schildkröte gelangen.

Es ist zu vermuten, daß die Blutkörperparasiten der Meeresfische, deren Entwicklungsgang durchweg noch unbekannt ist, wenigstens zum Teil hierher gehören, da ihre Überträger ohne Zweifel gleichfalls Blutegel sind, wie sich aus ihrer häufigen Vergesellschaftung mit Trypanosomen ergibt (vgl. S. II. e 7). Manche Arten, z. B. *H. simondi*, *H. quadrigemina*, *H. clavata*, zeigen bemerkenswerte morphologische Übereinstimmungen mit den Schildkröten-Hämogregarinen.

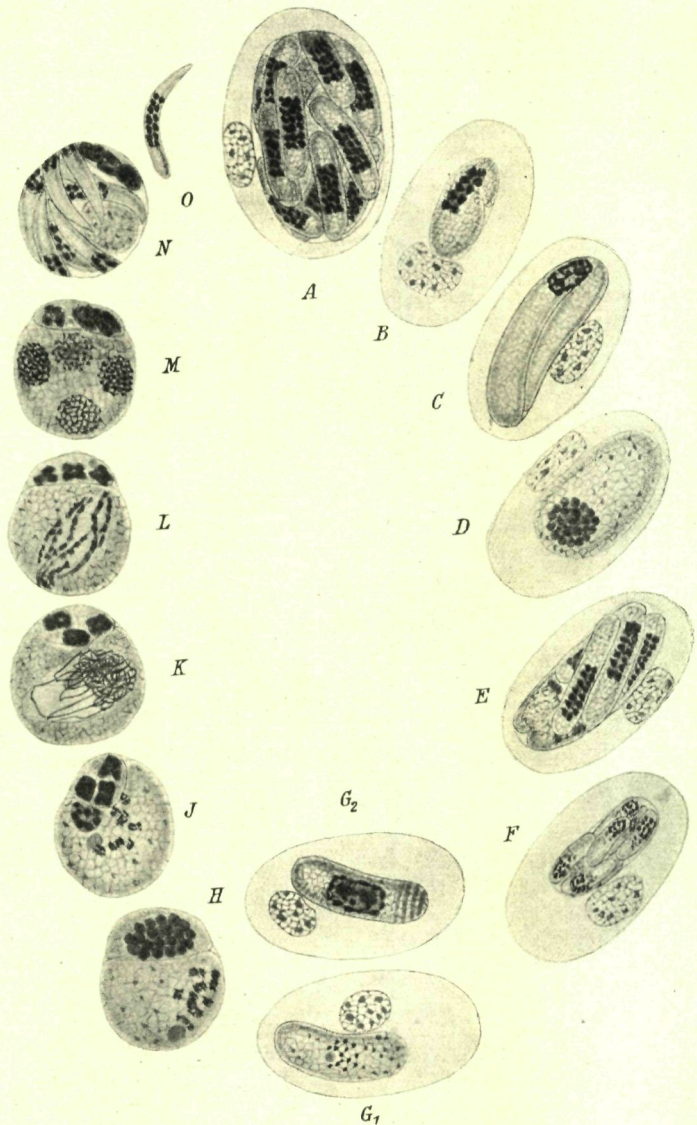


Fig. 32. Zeugungskreis von *Haemogregarina stepanowi*. — A großer Schizont im Knochenmark; B, C, D, E heranwachsende Schizonten und Schizogonie in Blutkörperchen; F Entstehung der Gametozysten; G₁ Makrogamet; G₂ Mikrogametozyt; H Vereinigung der Geschlechtsformen; J Bildung von 4 Mikrogameten und Befruchtung; K Befruchtungsspindel; L, M, N Sporogonie; O Sporozoit. 1300:1.
Nach REICHENOW.

(Für manche Arten, insbesondere solche, bei denen keine Schizogonie-Stadien im Blute gefunden werden, kommt aber auch eine Verwandtschaftsbeziehung zu Eimeriden in Betracht. Wir kennen bei den letzteren 2 Gattungen, *Schellackia* E. Reichenow und *Lankesterella* Labbé, bei deren Vertretern sich die ganze Entwicklung im Wirbeltier abspielt, die Oozyste aber nicht ausgeschieden wird, sondern die Sporozoiten in rote Blutkörperchen eindringen, um durch einen Blutsauger mechanisch übertragen zu werden. Die bisher nur aus Eidechsen bekannten *Schellackia*-Arten entwickeln sich in der Darmwand; in der Oozyste entstehen ohne Sporenbildung 8 Sporozoiten, die ins Blut übertreten. Bei der *Lankesterella ranarum* (Lankester) des Wasserfroschs erfolgt die Entwicklung im Endothel der Blutgefäße; in der Oozyste entstehen zahlreiche Sporozoiten.)

H. simondi Laveran & Mesnil 1902. — Im Blut von *Solea vulgaris*. Die ungeschlechtlichen Formen liegen meist intrakorpuskulär, treten aber im Präparat leicht aus dem Blutkörperchen heraus (Fig. 33 A, B). Es sind wurmförmige, 18 bis 22 μ lange, 2 μ breite Parasiten, die im freien Zustande eine knopfförmige Differenzierung am breiteren Vorderende zeigen und lebhaft Gleit- und Knickbewegungen ausführen. Der ovale Kern liegt etwas vor der Mitte. Die Schizogonie erfolgt in den Erythrozyten und führt zur Entstehung von gewöhnlich 8 Merozoiten (Fig. 33 C). Bei chronischer Infektion finden sich in den Blutkörperchen abweichende Parasiten von gedrungener, bohnenförmiger Gestalt (Fig. 33 D), die vielleicht die Geschlechtsformen sind. Sie scheinen aus Schizonten hervorzugehen, die in Milz und Leber vorkommen.

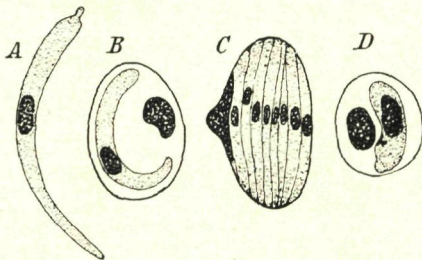


Fig. 33.
Haemogregarina simondi. 1600:1.
Nach LEBAILLY.

H. polypartita Neumann 1909. — Im Blut von *Gobius paganelus*, tritt in 2 Formen, einer langgestreckten, vorn gerundeten, hinten verjüngten Würmchenform, und einer kleineren, gedrungenen Bohnenform, auf. Von ersterer werden bis zu 4, von letzterer bis zu 16 im gleichen Blutkörperchen gefunden, was vermutlich die Endstadien schizogonischer Vermehrung darstellt. Die Würmchenform (12 bis 20 μ lang) tritt leicht aus dem Blutkörperchen heraus und führt dann Knick- und Gleitbewegungen aus.

H. quadrigemina Brumpt & Lebaillly 1904. — Im Blute von *Callionymus lyra*. Schlanke, würmchenförmige Parasiten von 17 μ Länge und 1.8 μ Breite, mit einem breiteren und einem spitzeren Ende, die meist zu 4 gemeinsam in einem hypertrophierten Erythrozyten liegen (Fig. 34 A, B), ein Zustand, der durch 2 aufeinanderfolgende Zerteilungen zustande kommen soll.

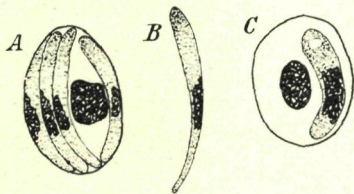


Fig. 34.
A, B *Haemogregarina quadrigemina*;
C *H. callionymi*. 1600:1.
Nach LEBAILLY.

H. callionymi Brumpt & Lebaillly 1904. — Im gleichen Wirt wie die vorige, durch gedrungene Gestalt (12 μ Länge und 2.5 μ Breite) unterschieden (Fig. 34 C). Dem einen Ende genähert meist eine, seltener mehrere Vakuolen. Diese stets einzeln im Blutkörperchen liegenden Parasiten sind vielleicht die Geschlechtsformen von *H. quadrigemina*.

H. clavata Neumann 1909. — Im Blute von *Solea lutea*. Würmchenförmige Parasiten, die eine recht erhebliche Größe von 32 μ Länge und 2.5 μ Breite erreichen. Sie liegen in hypertrophierten Blutkörperchen zweiseitig umgeknickt, häufig in Bündeln von 4 Individuen zusammen, oder befinden sich frei beweglich im Blutplasma.

H. aeglefini Henry 1913. — Im Blut von *Gadus aeglefinus*. Man findet in den Erythrozyten kleinere, schlanke Formen von 8.5 bis 10.5 μ Länge und 2 bis 3 μ Breite mit ovalem Kern, und größere, ovale oder bohnenförmige von 11 bis 15 μ Länge und 3 bis 4 μ Breite mit rundem Kern; letztere zeigen häufig eine hakenförmige Umgebogenheit an einem Ende. Zwischen beiden Typen sind Übergänge vorhanden. Ferner wurden in Leukozyten (Endothelzellen?) Schizogoniestadien gefunden, aber nicht in den gleichen Exemplaren, welche die intraglobulären Parasiten beherbergten. Aus der Schizogonie gehen etwa 50 Merozoiten von 3 μ Länge hervor, deren weiteres Verhalten nicht bekannt ist.

H. bigemina Laveran & Mesnil 1901. — Im Blut von *Blennius pholis*, *B. montagui* und *B. gattorigine*, nach BENTHAM auch in *Zoarces viviparus*. Würmchenförmige Parasiten von 12 μ Länge und 1.5 bis 2 μ Breite mit breitem Vorder- und schlankerem Hinterende und ovalem, hinter der Mitte gelegenen Kern. Sie finden sich teils frei, teils intraglobulär, im letzteren Falle gewöhnlich paarweise vereinigt. Die beiden Individuen sollen aus der Zweiteilung zylindrischer Formen hervorgehen; Schizogonie wurde nicht beobachtet.

H. gobii Brumpt & Lebailly 1904. — Im Blut von *Gobius niger*. Würmchenförmig, von etwas mehr als Blutkörperlänge; der kleine runde Kern liegt dem schlankeren Ende genähert; wie die vorige Art paarweise in einem Erythrozyten.

H. blanchardi Brumpt & Lebailly 1904. — Mit *H. gobii* vergesellschaftet, in gedrungener Form gewöhnlich einzeln im Blutkörperchen liegend; Länge 10 μ , Breite 2.5 μ .

H. minuta Neumann 1909. — Im Blut von *Gobius minutus*, bisher nur bei Neapeln gefunden. Die im Mittel 16 μ langen und 1.5 μ breiten Parasiten liegen zu 1, 2 oder 4 in einem Blutkörperchen; es wurden auch Schizogoniestadien mit über 40 kleinen Merozoiten beobachtet.

H. platessae Lebailly 1904. — In *Pleuronectes platessa* und *P. microcephalus*, und

H. flesi Lebailly 1904 in *Pleuronectes flesus*, scheinen identisch zu sein. Die Hämogregarinen (Fig. 35) liegen meist einzeln im Blutkörperchen. Sie sind von gedrungener Form, 7 bis 12 μ lang. Der große, ovale Kern liegt dem einen Ende genähert, in der Nähe des anderen befindet sich eine Vakuole; Teilungsstadien nicht beobachtet.

H. laternae Lebailly 1904. — In den Erythrocyten von *Arnoglossus laterna*; der *H. platessae* sehr ähnlich; Länge 11 μ , Breite 2 μ .

H. cotti Brumpt & Lebailly 1904. — In den Erythrozyten von *Cottus bubalis* und *C. scorpius*. Der *H. platessae* ähnlich; Länge 15 μ , Breite 2.5 bis 3 μ .

Bei den gleichen Wirten, aber meist nicht mit der *Haemogregarina* vergesellschaftet, fand HENRY intraglobuläre Parasiten, die im gefärbten Präparat als unregelmäßige Ringformen von 2 bis 4.5 μ Größe erscheinen und einzeln oder zu mehreren zusammen liegen; HENRY hält sie für Entwicklungsstadien der Hämogregarine.

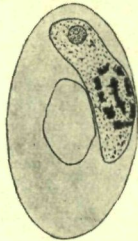


Fig. 35.

Haemogregarina platessae.
2000:1.

Nach ROBERTSON.

H. bothi Lebailly 1905. — In den Blutkörperchen von *Bothus rhombus* (*Rhombus maximus*) in schwach gebogener Form liegend, 10 μ lang und 2 μ breit, mit einem breiteren, runden und einem zugespitzten Ende; nahe dem ersten liegen einige Vakuolen, nahe dem letzteren liegt der Kern.

H. anarrhichadis Henry 1912. — In den Blutkörperchen von *Anarrhichas lupus*. Die kleinsten Parasiten, 5 bis 6 μ lang, sind oval oder birnförmig; unter den größeren von etwa 9 μ Länge lassen sich 2 Formen unterscheiden, eine schlanke, etwa 2.5 μ breite mit einem breiten und einem etwas zugespitzten Ende, und eine gedrungene, nierenförmige von 3.5 bis 4 μ Breite. Der Kern liegt bei beiden nahe dem einen Ende, während das andere Ende von einer dunkel färbaren Masse eingenommen ist, die auch schon bei den jungen Formen auftritt. Vermehrungsstadien nicht beobachtet.

H. cataphracti Henry 1913. — Im Blut von *Agonus cataphractus*; keine Beschreibung.

H. pollachii Henry 1913. — Im Blut von *Gadus pollachius*; keine Beschreibung.

H. labri Henry 1913. — Im Blut von *Labrus berggylta*; keine Beschreibung.

H. zeugopteri Henry 1913. — Im Blut von *Zeugopterus punctatus*; keine Beschreibung.

H. sp. Coles 1914. — Im Blut von *Trachinus vipera*; keine Beschreibung.

H. (?) sp. Henry 1913. — Im Blut von *Scomber scombrus*. Man findet in den Erythrozyten amöboid gestaltete Organismen mit kleinem, aus wenigen Chromatinbrocken bestehendem Kern, die beim Heranwachsen die Wirtszelle zerstören und sich nach beendetem Wachstum in 2 bis 4 Individuen teilen. Weitere Entwicklungsstadien werden in den Milzkapillaren in mononukleären Zellen beobachtet. Es sind Parasiten mit verhältnismäßig großem Kern, aus dessen Teilung zahlreiche stäbchen- oder spindelförmige Gebilde hervorgehen (Mikrogameten?). Diese Form erinnert mehr an Hämosporidien als an Kokzidien.

H. delagei Laveran & Mesnil 1902. — In den Erythrozyten von *Raja maculata*, *R. microcellata* und *R. undulata*. Zur gleichen Art gehören vielleicht auch die von COLES in *R. batis* und *Scyllium catulus* gefundenen Hämogregarinen. Die Parasiten sind an einem Ende gerundet und am anderen zugespitzt, 13 μ lang und 2 μ breit; sie liegen gewöhnlich einzeln; Teilungsformen sind nicht bekannt.

(Das Literaturverzeichnis folgt am Ende von Teil II. g.)

Cnidosporidia

32856

von EDUARD REICHENOW, Hamburg

Mit 28 Abbildungen

Charakteristik

Die Knidosporidien sind runde oder unregelmäßig gestaltete, meist nur in der Jugend einkernige, durch frühzeitige Kernvermehrung während des Wachstums mehrkernig oder vielkernig werdende Parasiten. Die Vermehrung erfolgt gewöhnlich auch bei den vielkernigen Formen durch Zweiteilung, seltener (bei Mikrosporidien) auch durch multiple Teilung. An die Vermehrungsvorgänge schließt sich die Bildung der Sporen, die durch den Besitz spiralig aufgerollter, auf Reize ausgeschleudeter Polfäden gekennzeichnet sind. Die Polfäden liegen bei den Myxosporidien und Aktinomyxidien in stark lichtbrechenden Polkapseln, von denen die Spore bei den ersteren 1, 2 oder 4, bei den letzteren 3 enthält. Bei den Mikrosporidien liegt der gewöhnlich in der Einzahl vorhandene Polfaden in einer einfachen Vakuole und ist in der Regel nur im ausgeschleuderten Zustand nachweisbar.

Vorkommen und Verbreitung

Als Wirtstiere für *Cnidosporidia* kommen nur wenige Klassen von Meeresbewohnern in Betracht. Die hauptsächlichsten Wirte sind die Fische; die Myxosporidien sind ganz auf diese beschränkt, und auch die meisten Mikrosporidien-Arten sind bei ihnen beobachtet worden. Während die Mikrosporidien der Land- und Süßwassertiere ihre Hauptverbreitung bei den Arthropoden haben, sind sie bisher bei verhältnismäßig wenigen marinen Krustazeen gefunden worden. Vereinzelt kommen sie ferner bei Polychäten, Trematoden und sogar in Protozoen, nämlich in Gregarinen, vor. Die kleine Ordnung der Aktinomyxidien scheint auf Oligochäten und Gephyreen beschränkt zu sein und selbst bei den parasitenreichen Polychäten (vgl. die Telosporidien, S. II. g 2) zu fehlen. Viele Arten sind nicht streng wirtsspezifisch und kommen bei mehreren verwandten Wirten vor; einige finden sich sogar bei systematisch fernerstehenden Wirten (vgl. *Ceratomyxa sphaerulosa*, *Chloromyxum quadratum*, *Myxidium incurvatum*, *Myxidium bergense*, *Plistophora typicalis*), wobei allerdings die oft schwierige Unterscheidung ähnlicher Arten zu berücksichtigen ist.

Über die geographische Verbreitung ist noch wenig bekannt. Diese dürfte bei den meisten Arten derjenigen ihrer Wirte entsprechen und geht bei manchen, die mehrere Wirte bewohnen, über die Verbreitung der einzelnen Wirte hinaus. Einige Fischparasiten kommen sowohl in Meeres- wie in Süßwasserfischen vor. Die geringe Zahl der Fundorte bei den meisten Arten beruht darauf, daß nur an wenigen Orten

unseres Gebiets systematische parasitologische Untersuchungen vorgenommen worden sind. Es sind daher auch eine Anzahl Arten berücksichtigt, die in Nord- und Ostsee noch nicht nachgewiesen sind, deren Wirte aber dort vorkommen. Immerhin treten auch die häufigen Arten nicht regelmäßig auf. Sie können bei einer Wirtsart an einer Örtlichkeit in einem hohen Prozentsatz vorhanden sein und an einer anderen völlig fehlen.

Wirt	Parasit	Fundort
I. Protozoa		
<i>Cephaloidophora conformis</i> (Gregarine)	<i>Nosema frenzelinae</i> (s. S. II. g 78)	Cavalière (Mittelmeer)
<i>Lankesteria ascidiae</i> (Gregarine)	<i>Glugea lankesteriae</i> (s. S. II. g 79)	Cette (Mittelmeer)
II. Vermes		
A. Trematodes		
<i>Brachycoelium</i> sp. (in <i>Donax</i> - und <i>Tellina</i> -Arten)	<i>Nosema legeri</i> (s. S. II. g 78)	Wimereux
<i>Gymnophallus somateriae strigatus</i> (in <i>Donax</i>)		
<i>Spelotrema carcini</i> (in <i>Carcinus maenas</i>)	<i>Nosema spelotremae</i> (s. S. II. g 78)	Boulogne (Kanal)
B. Oligochaeta		
<i>Clitellio arenarius</i>	<i>Sphaeractinomyxon stolci</i> (s. S. II. g 77)	Anse St. Martin (Kanal), Royan (franz. W.-Küste)
<i>Hemitubifex benedii</i>		
C. Polychaeta		
<i>Nerine (Scolelepis) fuliginosa</i>	<i>Glugea laverani</i> (s. S. II. g 79)	Anse St. Martin (Kanal)
<i>Scoloplos armiger (mülleri)</i>		
D. Gephyrei		
<i>Petalostoma minutum</i>	<i>Tetractinomyxon intermedium</i> (s. S. II. g 76)	Plymouth
	<i>T. irregulare</i> (s. S. II. g 76)	
III. Crustacea		
<i>Carcinus maenas</i>	<i>Nosema pulvis</i> (s. S. II. g 78)	Bassin d'Arcachon (franz. W.-Küste)
	<i>Nosema spelotremae</i> (vgl. Trematodes)	Boulogne (Kanal)
	<i>Thelohania maenadis</i> (s. S. II. g 80)	Bassin d'Arcachon (franz. W.-Küste)
<i>Crangon vulgaris</i>	<i>Thelohania giardi</i> (s. S. II. g 80)	Boulogne (Kanal)
<i>Mysis spiritus</i>	<i>Nosema</i> sp. (s. S. II. g 78)	Luc (Kanal)
<i>Neomysis vulgaris</i>	<i>Nosema</i> sp. (s. S. II. g 78)	Luc (Kanal)
<i>Palaeomon rectirostris</i>	<i>Thelohania octospora</i> (s. S. II. g 80)	Plymouth, Roscoff, franz. W.-Küste
<i>P. serratus</i>		
<i>Talitrus</i> sp.		
	<i>Thelohania</i> sp. (s. S. II. g 80)	Roscoff

IV. Pisces

Wirt	Parasit	Organ	Fundort
A. Elasmobranchii			
<i>Acanthias acanthias</i>	<i>Chloromyxum leydigi</i> (s. S. II. g 71)	Gallenblase	Helgoland
<i>Galeus galeus (canis)</i>	<i>Ceratomyxa sphaerulosa</i> (s. S. II. g 70)		Roscoff, St.-Valery-en-caux (Kanal)
<i>Mustelus canis (vulgaris)</i>	<i>Ceratomyxa sphaerulosa</i> (s. S. II. g 70)		Roscoff, St.-Valery-en-caux (Kanal)
<i>Scyllium canicula</i>	<i>Chloromyxum leydigi</i> (s. S. II. g 71)		Roscoff
	<i>Ceratomyxa sphaerulosa</i> (s. S. II. g 70)		Mittelmeer
<i>Raja batis</i>	<i>Chloromyxum leydigi</i> (s. S. II. g 71)		—
<i>R. clavata</i>			
<i>R. undulata</i>			
B. Teleostei			
<i>Abramis brama</i>	<i>Myxobolus cycloides</i> (s. S. II. g 75) <i>Myxobolus exiguus</i> (s. S. II. g 75) <i>Myxobolus oviformis</i> (s. S. II. g. 75)	Kiemen	Frisches, Kurisches Haff
<i>A. vimba</i>	<i>Myxobolus cycloides</i> (s. S. II. g 75) <i>Myxobolus oviformis</i> (s. S. II. g 75)		
<i>Acerina cernua</i>	<i>Henneguya creplini</i> (s. S. II. g 76) <i>Lymphocystis johnstonei</i> (s. S. II. g. 67)	Kiemen	Frisches, Kurisches Haff
<i>Anarrhichas lupus</i>	<i>Myxidium bergense</i> (?) (s. S. II. g 73) <i>Plistophora ehrenbaumi</i> (s. S. II. g 80)	Haut und innere Organe Gallenblase Muskulatur	Ostsee b. Rügen Bergen Ostsee
<i>Anguilla vulgaris</i>	<i>Myxidium giardi</i> (s. S. II. g 74)	Niere	Wimereux
<i>Argentina silus</i>	<i>Myxidium procerum</i> (s. S. II. g 74)	Gallenblase	Bergen
<i>Belone acus</i>	<i>Myxidium sphaericum</i> (s. S. II. g 73)		Le Vivier-sur-mer (Kanal)
<i>Blennius pholis</i>	<i>Myxidium incurvatum</i> (s. S. II. g 72) <i>Plistophora typicalis</i> (s. S. II. g 80)		Roscoff, Concarneau Roscoff
<i>Blicca björkna</i>	<i>Sphaerospora divergens</i> (s. S. II. g 72) <i>Myxobolus cycloides</i> (s. S. II. g 75) <i>Myxobolus oviformis</i> (s. S. II. g 75)	Niere Kiemen	Roscoff, Concarneau Frisches Haff
<i>Brosme brosme</i>	<i>Leptotheca longipes</i> (s. S. II. g 69) <i>Sphaeromyxa hellandi</i> (s. S. II. g 74)	Gallenblase	Bergen
<i>Callionymus lyra</i>	<i>Chloromyxum quadratum</i> (s. S. II. g 72) <i>Glugea destruens</i> (s. S. II. g 79) <i>Myxidium incurvatum</i> (s. S. II. g 72)	Muskulatur Leber, Gallenblase	Roscoff, Concarneau Roscoff, Concarneau, Helgoland, Bergen

Wirt	Parasit	Organ	Fundort
<i>Centronotus gunellus</i>	<i>Sphaeromyxa hellandi</i> (s. S. II. g 74)	Gallenblase	Bergen
<i>Clupea harengus</i>	<i>Ceratomyxa sphaerulosa</i> (?) (s. S. II. g 70)		
	<i>Chloromyxum clupeiidae</i> (s. S. II. g 72)	Muskulatur	Woods Hole (O-Küst N-Amerikas)
<i>Clupea pilchardus</i>	<i>Ceratomyxa sphaerulosa</i> (s. S. II. g 70)	Gallenblase	Mittelmeer
	<i>Ceratomyxa truncata</i> (s. S. II. g 71)		
	<i>Coccomyxa morovi</i> (s. S. II. g 76)	Herz Gallenblase	Marseille Mittelmeer
	<i>Glugea cordis</i> (s. S. II. g 79)		
	<i>Sphaeromyxa balbianii</i> (s. S. II. g 74)		
<i>Cottus bubalis</i>	<i>Nosema cotti</i> (s. S. II. g 78)	Hoden	Roscoff
	<i>Plistophora typicalis</i> (s. S. II. g 80)	Muskulatur	Roscoff, Concarneau
<i>C. gobio</i>	<i>Myxobolus mülleri</i> (s. S. II. g 75)	Pseudobranchien	Frisches Haff
<i>C. scorpius</i>	<i>Plistophora typicalis</i> (s. S. II. g 80)	Muskulatur	Roscoff, Concarneau
<i>Crenilabrus melops</i>	<i>Ceratomyxa arcuata</i> (s. S. II. g 70)	Gallenblase	Roscoff, Concarneau
	<i>Glugea gigantea</i> (s. S. II. g 79)	Mesenterium	Roscoff
	<i>Myxobolus mülleri</i> (s. S. II. g 75)	Auge	Roscoff
	<i>Sphaerospora divergens</i> (s. S. II. g 72)	Niere	Roscoff, Concarneau
<i>Cyclopterus lumpus</i>	<i>Myxidium inflatum</i> (s. S. II. g 73)	Gallenblase	Bergen
<i>Drepanopsetta platessoides</i>	<i>Ceratomyxa drepanopsettae</i> (s. S. II. g 70)	Gallenblase	Norwegische Küste, Murmanküste, Bäreninsel
<i>Esox lucius</i>	<i>Henneguya lobosa</i> (s. S. II. g 76)	Kiemen	Frisches Haff
	<i>Henneguya psorospermica</i> (s. S. II. g 75)		Frisches, Kurisches Haff
<i>Gadus aeglefinus</i>	<i>Glugea destruens</i> (?) (s. S. II. g 79)	Muskulatur	Plymouth (?)
	<i>Myxidium bergense</i> s. S. II. g 73)	Gallenblase	Norwegische Küste, S bis Oslo
	<i>Myxobolus aeglefini</i> (s. S. II. g 75)	Knorpel und Knochen des Schädels	Norwegische Küste
	<i>Nosema branchiale</i> (s. S. II. g 78)	Kiemen	(Wiener Fischmarkt)
	<i>Zschokkella hildae</i> (s. S. II. g 74)	Harnblase	Norwegische Küste
<i>G. callarias</i>	<i>Myxidium bergense</i> (s. S. II. g 73)	Gallenblase	Rörvik, Bergsfjord (norweg. K.)
	<i>Myxidium oviforme</i> (s. S. II. g 73)		Norwegische Küste
	<i>Myxobolus aeglefini</i> (s. S. II. g 75)	Knorpel und Knochen des Schädels	
	<i>Zschokkella hildae</i> (s. S. II. g 74)	Harnblase	Norwegische Küste, Morecambe-Bai
<i>G. esmarkii</i>	<i>Myxobolus aeglefini</i> (s. S. II. g 75)	Knorpel und Knochen des Schädels	

Wirt	Parasit	Organ	Fundort
<i>Gadus luscus</i>	<i>Plistophora shiplei</i> (s. S. II. g 80)	Muskulatur	Plymouth
<i>G. merlangus</i>	<i>Leptotheca informis</i> (s. S. II. g 69)	Gallenblase	Tjömö, Bergen
	<i>Mrazekia piscicola</i> (s. S. II. g 81)	Pylorusblind- säcke	—
	<i>Myxidium bergense</i> (s. S. II. g 73)	Gallenblase	Tjömö b. Kristiania
	<i>Myxobolus aeglefini</i> (s. S. II. g 75)	} Knorpel und Knochen des Schädels	} Norwegische Küste
<i>G. morrhua</i>	<i>Myxobolus aeglefini</i>		
<i>G. pollachius</i>	<i>Glugea punctifera</i> (s. S. II. g 79)	Augenmus- keln	Concarneau (französ. W-Küste)
	<i>Myxidium gadi</i> (s. S. II. g 73)	Gallenblase	Roscoff
<i>G. virens</i>	<i>Myxidium bergense</i> (s. S. II. g 73)	Gallenblase	Norwegische Küste, S. bis Kristiansand
	<i>Zschokkella hildae</i> (s. S. II. g 74)	Harnblase	Norwegische Küste
<i>G. sp.</i>	<i>Plistophora</i> sp. (s. S. II. g 80)	Muskulatur	Isländische Küste
<i>Gasterosteus aculeatus</i>	<i>Glugea anomala</i> (s. S. II. g 79)	} Subkutange- webe u. ver- schied. Org.	} Ostsee b. Rügen, Süß- wasser
<i>G. pungitius</i>	<i>Glugea anomala</i> (s. S. II. g 79)		
	<i>Plistophora typicalis</i> (s. S. II. g 80)	Muskulatur	} Süßwasser
<i>G. spinachia</i>	<i>Sphaeromyxa gasterostei</i> (s. S. II. g 74)	Gallenblase	
<i>Gobio gobio</i>	<i>Myxobolus cycloides</i> (s. S. II. g 75)	Kiemen	Frisches Haff
<i>Gobius minutus</i>	<i>Glugea anomala</i> (s. S. II. g 79)	Subkutange- webe u. ver- schied. Org.	Greifswalder Bodden
<i>Hippocampus brevi- rostris</i>	<i>Sphaeromyxa sabrazei</i> (s. S. II. g 74)	Gallenblase	Arcachon (französ. W-Küste)
<i>Hippoglossoides li- mandoides</i>	<i>Ceratomyxa drepanopsettae</i> (s. S. II. g 70)	Gallenblase	Norwegische Küste
	<i>Plistophora hippoglossoideos</i> (s. S. II. g 80)	Flossenmus- keln	—
	<i>Sphaerospora divergens</i> (s. S. II. g 72)	Harnblase	Smalfjorden (Norwe- gische Küste)
<i>Hippoglossus vulgaris</i> (<i>hippoglossus</i>)	<i>Ceratomyxa drepanopsettae</i> (s. S. II. g 70)	Gallenblase	Norwegische Küste
	<i>Ceratomyxa ramosa</i> (s. S. II. g 70)	Gallenblase	Murmanküste
<i>Leuciscus rutilus</i>	<i>Myxobolus cycloides</i> (s. S. II. g 75)	Kiemen	Frisches, Kurisches Haff
<i>Lophius piscatorius</i>	<i>Ceratomyxa appendiculata</i> (s. S. II. g 70)	Gallenblase	Roscoff, Le Croisic (französ. W-Küste)
	<i>Myxoproteus ambiguus</i> (s. S. II. g 71)	Harnblase	Le Croisic, Mittelmeer
	<i>Nosema lophii</i> (s. S. II. g 78)	Nervensystem	Liverpool-Bai, Le Croisic, Mittelmeer
<i>Merluccius merluccius</i>	<i>Leptotheca elongata</i> (s. S. II. g 69)	Gallenblase	Le Croisic, Mittelmeer
<i>Molva vulgaris</i>	<i>Leptotheca informis</i> (s. S. II. g 69)	Gallenblase	Tjömö, Bergen
	<i>Myxobolus aeglefini</i> (s. S. II. g 75)	Knorpel und Knochen des Schädels	Bergen

Wirt	Parasit	Organ	Fundort
<i>Molva vulgaris</i>	<i>Sphaeromyxa hellandi</i> (s. S. II. g 74)	Gallenblase	Bergen
<i>Motella maculata</i>	<i>Sphaeromyxa balbianii</i> (s. S. II. g 74)	} Gallenblase	Concarneau
<i>M. tricirrata</i>	<i>Ceratomyxa arcuata</i> (s. S. II. g 70) <i>Leptotheca elongata</i> (s. S. II. g 69)		Gallenblase
	<i>Nosema ovoideum</i> (s. S. II. g 78)	Leber	} Roscoff
	<i>Sphaeromyxa balbianii</i> (s. S. II. g 74)	Gallenblase	
<i>Mugil auratus</i>	<i>Plistophora destruens</i> (s. S. II. g 80)	Muskulatur	Tatihou (Kanal)
<i>M. capito</i>	{ <i>Myxobolus exiguus</i> (s. S. II. g 75)	{ Milz, Niere, an Magen und Pylorus- blindsäcken	{ Le Vivier-sur-mer (Kanal)
<i>M. chelo</i>			
<i>M. sp.</i>	<i>Sphaerospora rostrata</i> (s. S. II. g 72)	Niere	Roscoff, Le Vivier- sur-mer (Kanal) Mittelmeer
<i>Nerophis (Entelurus)</i> <i>aequoreus</i>	<i>Chloromyxum quadratum</i> (s. S. II. g 72) <i>Glugea acuta</i> (s. S. II. g 79)	Muskulatur Flossenmus- keln Gallenblase	} Roscoff, Concarneau
	<i>Myxidium incurvatum</i> (s. S. II. g 72)		
<i>N. annulatus</i>	{ <i>Myxidium incurvatum</i> (s. S. II. g 72)	} Gallenblase	} Roscoff, Concarneau
<i>N. lumbriciformis</i>			
<i>Osmerus eperlanus</i>	<i>Glugea hertwigi</i> (s. S. II. g 79)	Subkutange- webe, ver- schied. Org.	Ostsee b. Rügen
<i>Pagellus centrodontus</i>	<i>Ceratomyxa arcuata</i> (s. S. II. g 70)	Gallenblase	Roscoff, Concarneau
<i>Perca fluviatilis</i>	<i>Henneguya minuta</i> (s. S. II. g 76) <i>Henneguya psorospermica</i> (s. S. II. g 75)	} Kiemen	Frisches Haff Frisches, Kurisches Haff
<i>Phycis blennioides</i>	<i>Zschokkella hildae</i> (s. S. II. g 74)		Harnblase
<i>Pleuronectes flesus</i>	<i>Ceratomyxa drepanopsettae</i> (s. S. II. g 70) <i>Glugea stephani</i> (s. S. II. g 79) <i>Lymphocystis johnstonei</i> (s. S. II. g 67)	Gallenblase Darmwand, Peritoneum Haut und in- nere Organe	Norwegische Küste — Nord- und Ostsee
<i>P. limanda</i>	<i>Ceratomyxa averinzewi</i> (s. S. II. g 70) <i>Glugea stephani</i> (s. S. II. g 79)	Gallenblase	Helgoland
<i>P. microcephalus</i>	<i>Ceratomyxa averinzewi</i> (s. S. II. g 70)	} Gallenblase	Helgoland
<i>P. platessa</i>	<i>Ceratomyxa drepanopsettae</i> (s. S. II. g 70)		Norwegische Küste, Murmanküste

Wirt	Parasit	Organ	Fundort
<i>Pleuronectes platessa</i>	<i>Glugea stephani</i> (s. S. II. g 79)	Darmwand, Peritoneum	Liverpool
	<i>Myxidium bergense</i> (s. S. II. g 73)	Gallenblase	Rorvik (norweg. Kü- Liverpool (?) [ste]
	<i>Sphaerospora platessae</i> (s. S. II. g 72)	Gehörkapsel	
	<i>Lymphocystis johnstonei</i> (s. S. II. g 67)	Haut und in- nere Organe	Nordsee
<i>Scardinius erythro- phthalmus</i>	<i>Myxobolus cycloides</i> (s. S. II. g 75)	} Kiemen	} Frisches, Kurisches Haff
	<i>Myxosoma dujardini</i> (s. S. II. g 75)		
<i>Scomber scombrus</i>	<i>Chloromyxum histolyticum</i> (s. S. II. g 72)	Muskulatur, Niere, Darm	Saint-Jean-de-Luz (franz. W-Küste)
	<i>Leptotheca parva</i> (s. S. II. g 69)	Gallenblase	Kristiansand, Sta- vanger, Bergen; Le-Vivier-sur-mer (Kanal); Marseille Le Croisie (franz. W- Küste), Mittelmeer
	<i>Leptotheca renicola</i> (s. S. II. g 69)	Niere	Bergen
<i>Sebastes dactylopterus</i>	} <i>Leptotheca macrospora</i> (s. S. II. g 69)	} Gallenblase	} Bergen, Kristiansund Bergen, Kristiansund
<i>S. viviparus</i>			
	<i>Myxidium bergense</i> (s. S. II. g 73)	Gallenblase	Roscoff
<i>Solea vulgaris</i>	<i>Myxidium gadi</i> (s. S. II. g 73)	Gallenblase	Ostküste v. England
	<i>Lymphocystis johnstonei</i> (s. S. II. g 67)	Haut und in- nere Organe	
<i>Syngnathus acus</i>	<i>Chloromyxum quadratum</i> (s. S. II. g 72)	Muskulatur	Nordsee
	<i>Glugea acuta</i> (s. S. II. g 79)	Flossenmus- keln	Roscoff, Concarneau
	<i>Myxidium incurvatum</i> (s. S. II. g 72)	} Gallenblase	} Roscoff, Concarneau Roscoff
	<i>Sphaeromyxa sabraesi</i> (s. S. II. g 74)		
<i>S. typhle</i>	<i>Myxidium incurvatum</i> (s. S. II. g 72)	} Muskulatur	} Den Helder (Holland)
<i>Trachurus trachurus</i>	<i>Chloromyxum quadratum</i> (s. S. II. g 72)		
<i>Trigla gunardus</i>	<i>Myxidium</i> sp.	Muskulatur	} Helgoland
<i>T. hirundo</i>	<i>Lymphocystis johnstonei</i> (s. S. II. g 67)	Haut und in- nere Organe	
<i>Trutta salar</i>	<i>Myxidium oviforme</i> (s. S. II. g 73)	Gallenblase	Rossfjord (norweg. Küste)

Technik

Die Bemerkungen auf S. II. g 11 gelten auch für die Knidosporidien. Untersuchung frischen Materials ist besonders für das Studium der Sporen wichtig, bei denen die vielfach charakteristischen Schalenstrukturen in gefärbten Präparaten weniger gut kenntlich sind. Zur Untersuchung der Polfäden ist es notwendig, deren Ausschleudern zu erzielen; bei den Mikrosporidien sind sie in der Regel

nur in diesem Zustande nachzuweisen. Die Ausschleuderung erfolgt bei manchen Arten schon bei Herstellung des Präparats oder bei leichtem Druck auf das Deckglas, bei anderen auf Zusatz von Reagentien, wie Jod-Jodkali-Lösung (Lugolsche Lösung), Kalilauge, Ammoniakwasser, Säuren oder Äther. Die beste Methode muß in jedem Falle erprobt werden. Zusatz Lugolscher Lösung macht auch die für manche Myxosporidiensporen kennzeichnende Glykogenvakuole durch Braunfärbung deutlich.

Morphologie

Die *Cnidosporidia* sind runde oder unregelmäßig gestaltete Organismen von sehr verschiedener Größe. Die Gewebsparasiten unter ihnen, d. h. alle Mikrosporidien und ein Teil der Myxosporidien, zeigen ein wenig charakteristisches Aussehen; viele von ihnen sind aber dadurch sehr auffällig, daß sie mit bloßem Auge sichtbare, weißliche Zysten bilden. Solche

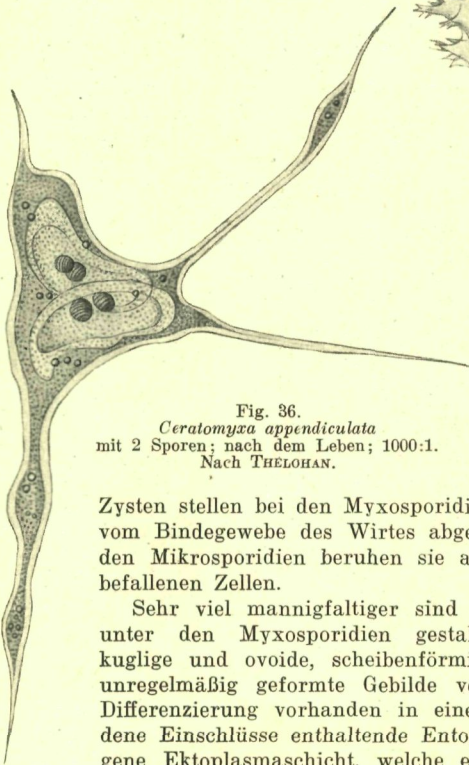


Fig. 36.
Ceratomyxa appendiculata
mit 2 Sporen; nach dem Leben; 1000:1.
Nach THELOHAN.

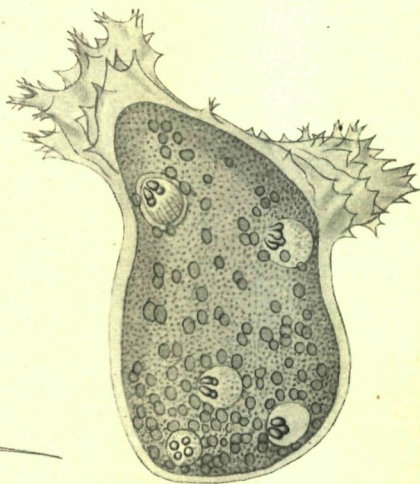


Fig. 37.
Chloromyxum leydigi mit 5 Sporen;
nach dem Leben; 750:1.
Nach THELOHAN.

Zysten stellen bei den Myxosporidien gewöhnlich einen einzigen vom Bindegewebe des Wirtes abgekapselten Parasiten dar; bei den Mikrosporidien beruhen sie auf dem Riesenwachstum der befallenen Zellen.

Sehr viel mannigfaltiger sind die Hohlraum-Parasiten unter den Myxosporidien gestaltet. Unter ihnen kommen kuglige und ovoide, scheibenförmige, keulenförmige und ganz unregelmäßig geformte Gebilde vor. Meist ist eine deutliche Differenzierung vorhanden in eine stark granulierte, verschiedene Einschlüsse enthaltende Entoplasmamasse und eine homogene Ektoplasmaschicht, welche entweder den ganzen Körper oder nur einen Teil desselben umhüllt. Häufig besitzt der Körper lange Fortsätze, die aus beiden Plasmassichten bestehen oder rein

ektoplasmatisch sind (Fig. 36). Das Ektoplasma bildet Pseudopodien von mannigfachem Aussehen. Sie sind zum Teil formveränderlich und dienen der amöboiden Beweglichkeit, überwiegend aber starr, kegelförmig oder lang zugespitzt, manchmal verzweigt. Diese starren Pseudopodien sind über den Körper verteilt oder zu Gruppen angeordnet; im letzteren Falle dienen sie vielfach der Anheftung an die Wandung des Organs (Fig. 37).

Die charakteristischste Erscheinungsform der Knidosporidien ist das Sporenstadium. Man findet die Sporen in verschiedener Anzahl im Protoplasma der erwachsenen Parasiten oder nur noch von einer Membran als Rest des Mutterkörpers umgeben oder freiliegend.

Die Myxosporidienspore ist, von einigen Fällen der Asymmetrie (vgl. Fig. 49 B, C) abgesehen, bilateralsymmetrisch (Fig. 38). Ihre Schale setzt sich aus 2 Klappen zusammen, die in einer Nahtlinie vereinigt sind und deren Ränder dort häufig leistenartig vorspringen. Man orientiert die Spore so, daß die beiden Schalenhälften die rechte und die linke Seite bezeichnen (Fig. 38 B). Die Schalenhälften geben der Spore durch mannigfache Form ein äußerst verschiedenartiges Aussehen; sie sind flach gewölbt (Fig. 38 B), halbkugelig (Fig. 39 B), kegelförmig oder lang zugespitzt (Fig. 39 A), gerade oder gebogen. Sie können mit längs oder quer verlaufender Streifung oder Rippung versehen sein und am Hinterrande einen langen, stielartigen Fortsatz (vgl. Fig. 59) oder zahlreiche kürzere Anhänge tragen (Fig. 38).

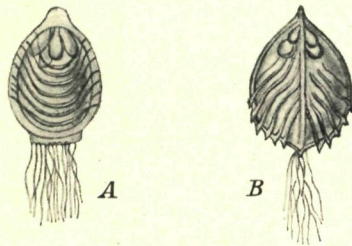
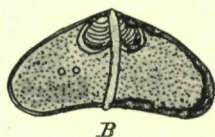
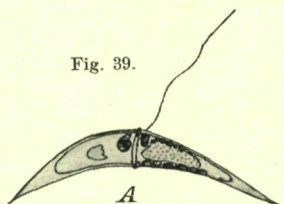


Fig. 38.
Spore von *Chloromyxum leydigi*,
A von der Seite, B von vorn;
nach dem Leben; 1500:1.
Nach THELOHAN.

Zu der Mannigfaltigkeit des Sporenbildes tragen auch die Polkapseln bei, von denen 1, 2 oder 4 in der Spore vorhanden sind. Liegen alle Polkapseln an einem Pol, so bezeichnet dieser das Vorderende, während der hintere Abschnitt von dem Keim der Spore, einem kleinen amöboiden Gebilde, eingenommen wird. Wenn die Polkapseln (in diesem Falle in der Zweifzahl vorhanden) an entgegengesetzten Polen liegen (Familie *Myxidiidae*), dann nimmt der Amöboidkeim die Mitte ein (Fig. 43 E, F). Die Polkapseln sind stark lichtbrechende Gebilde von birnförmiger oder fast kugeligter Gestalt, die mit einem kurzen Mündungskanal die Schale durchbohren und in deren Hohlraum der spiralig aufgerollte Polfaden meist deutlich erkennbar ist. Es wird angenommen, daß der Polfaden ein feiner Schlauch ist, der eine nach innen umgestülpte Fortsetzung der Polkapselmündung darstellt. Doch ist diese Auffassung nicht unbestritten.

Die Spore der Aktinomyxidien (Fig. 40) unterscheidet sich durch ihren dreistrahligen Bau. Die Schale besteht aus 3 Klappen, die bei den meisten Parasiten von Süßwasserbewohnern lange, stachelartige Anhänge besitzen. Den aus marinen Würmern bekannten Arten fehlen solche Anhänge, und die Sporen sind von runder Form. Es sind stets 3 Polkapseln vorhanden, die am vorderen Pol vereinigt liegen.



Sporen: A von *Ceratomyxa arcuata*, ein Polfaden ausgeschleudert; 1200:1.

B von *Leptotheca macrospora*; 1000:1.

A nach THELOHAN, B nach AUERBACH.



Fig. 40.

Spore von *Sphaeractinomyxon stolci*, A von der Seite, B von oben; 900:1. Nach CAULLERY & MESNIL.

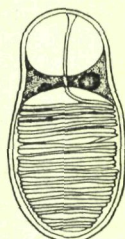


Fig. 41. Spore einer *Plistophora*-Art. Nach SCHUBERG, schematisiert; aus KUDO.

Nur bei der Gattung *Tetractinomyxon* enthält die Spore wie bei den Myxosporidien einen einzigen Amöboidkeim; bei allen anderen Vertretern sind zahlreiche (mindestens 8) Amöboidkeime oder eine zusammenhängende vielkernige Sporoplasmamasse vorhanden.

Die Spore der Mikrosporidien ist stets von einfacher, meist ellipsoidaler oder birnförmiger, selten kugliger oder röhriger Gestalt. Sie ist meist von einer einheitlichen Schale umgeben; von manchen Arten wird das Vorhandensein einer zweiklappigen Schale angegeben. Besondere Schalenanhänge kommen sehr selten vor. Eine deutliche Polkapsel ist an der Schale nicht zu sehen; der Polfaden scheint in einer einfachen Vakuole zu liegen. Sehr häufig nimmt diese den hinteren Teil der Spore ein, während sich am Vorderende eine zweite kleinere Vakuole befindet, so daß der Amöboidkeim einen äquatorialen Ring bildet (Fig. 41). In anderen Fällen liegt der Amöboidkeim am Hinterende und die Spirale des Polfadens vorn (vgl. Fig. 63). Die Verhältnisse sind im Einzelfalle schwer aufzuklären, da der Polfaden innerhalb der Spore im Leben selten erkennbar und auch in gefärbten Präparaten schwierig darzustellen ist. Meist ist er nur nachzuweisen, wenn man ihn durch Zusatz von Reagentien (S. II. g 56) zur Ausschleuderung bringt. Er zeichnet sich dann im Verhältnis zur Sporengröße durch eine bedeutende Länge aus und erreicht bei manchen Arten bis zu 500 μ .

Bewegung

Soweit Beweglichkeit überhaupt vorhanden ist, erfolgt sie nach Art der Amöben unter Pseudopodienbildung. Sehr lebhaft beweglich sind durchweg die aus der Spore schlüpfenden Amöboidkeime, die in die Darmwand des Wirtes eindringen und oft weite

Wege zurückzulegen haben, um in das der betreffenden Art zusagende Organ zu gelangen. Von den herangewachsenen Formen eignen sich zur Beobachtung von Bewegungsvorgängen vornehmlich die Hohlraumbewohner unter den Myxosporidien. Die meisten von ihnen zeigen nur langsame Gestaltsveränderungen, während einige sich lebhaft bewegen. Unter den Gewebsbewohnern haben die zystenbildenden Myxosporidien ihre Beweglichkeit ganz eingebüßt; bei den übrigen, sowie bei den zellparasitischen Mikrosporidien entziehen sich die Bewegungsvorgänge gewöhnlich der Beobachtung.

Stoffwechsel Alle Knidosporidien ernähren sich ausschließlich von gelösten Stoffen, die durch die ganze Körperoberfläche diffundieren können. Bei manchen Gallenblasenbewohnern enthält das Protoplasma durch Gallenfarbstoff gelb oder grün gefärbte Vakuolen. Als Reservestoffe werden Fetttropfchen, Glykogen und chromatisch färbare Einschlüsse (wohl Volutin, vgl. S. II. g 15) gefunden. Die Sporen mancher Arten (*Myxobolus*, *Henneguya*) enthalten Glykogenvakuolen. Besondere Stoffwechseluntersuchungen liegen nicht vor.

Vermehrung Es kommt bei den Knidosporidien Zweiteilung und multiple Teilung vor. Bei den Mikrosporidien, wo eine sehr rege Vermehrung festzustellen ist, sind zwischen diesen beiden Vermehrungsvorgängen Übergänge vorhanden, die darin bestehen, daß die an eine Kernteilung anschließende Protoplasmadurchschnürung $\pm$ verzögert einsetzt; infolgedessen kommen auch vielfach beide Teilungsarten nebeneinander vor. Eine für viele Arten charakteristische Vermehrungsweise kommt dadurch zustande, daß der Parasit in einer Richtung in die Länge wächst, schlauchförmig wird (Fig. 46, D, s) und die Teilungsebenen alle parallel liegen: so entsteht eine Kettenbildung. Bei den Myxosporidien ist über die Vermehrungsweise wenig sicheres bekannt. Für einige Arten ist Zweiteilung der jüngsten, noch einkernigen Stadien beschrieben worden. Ferner wurde bei manchen der Formen, die in den Hohlorganen ihrer Wirte vorkommen, eine Vermehrung durch Plasmotomie, also durch Zerfall der vielkernigen

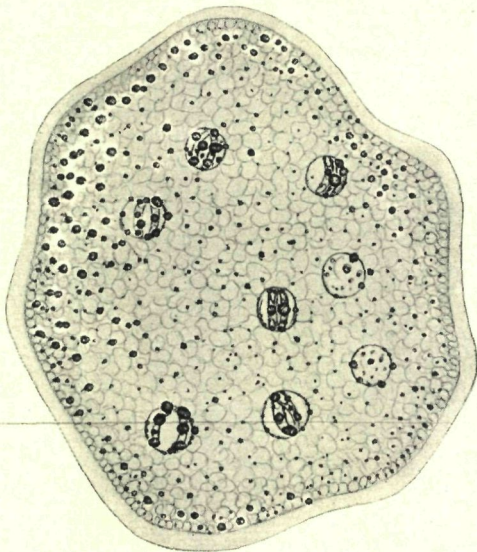


Fig. 42.
Sphaeromyxa sabrazesi, nach dem Leben.
Nach DOPLEIN.

Tiere in zwei vielkernige Nachkommen, beobachtet. Auch multiple Teilung in zahlreiche einkernige Keime ist angegeben worden (*Ceratomyxa*-Arten). Doch ist es fraglich, ob solche Vermehrungsvorgänge allen Arten eigen sind; bei manchen vielsporigen Arten geht vielleicht der Sporenbildung überhaupt keine Vermehrung voraus. Dafür spricht auch der Umstand, daß solche Riesenformen, wie z. B. *Sphaeromyxa sabrazesi* (Fig. 42) in der Gallenblase, oft nur in einem Exemplar anzutreffen sind. Auch bei allen Aktinomyxidien scheint eine Vermehrung vor der Sporulation zu fehlen.

Die Kernteilung ist bei den Myxosporidien und Aktinomyxidien eine typische Mitose, wobei der Binnenkörper gewöhnlich aufgelöst, bei einigen Myxosporidien aber hantelförmig durchschnürt wird. Die Chromosomenzahl ist gering; sie beträgt bei genauer untersuchten Myxosporidien meist 4 (*Myxidium*-, *Myxobolus*- und *Henneguya*-Arten, *Chloromyxum leydigi*, *Sphaeromyxa balbianii*). Bei *Sphaeromyxa sabrazesi* kommen nach NAVILLE zwei Rassen mit 4 und mit 6 Chromosomen vor, die sich vermutlich auch in der Sporengröße unterscheiden. Auch bei manchen Mikrosporidien ist mitotische Kernteilung beschrieben; gewöhnlich gestattet bei diesen aber die Winzigkeit der Kerne keine genauere Feststellung.

Entwicklung An die Vermehrungsvorgänge schließt sich die Sporenbildung, die in Zusammenhang mit einem Befruchtungsakte steht. Die Entwicklung ist also ein Generationswechsel. Die Sporen entstehen bei den Myxosporidien und Aktinomyxidien aus einer als Pansporoblast bezeichneten Anlage, die durch Kernteilungen mehrkernig wird und in der sich um die einzelnen Kerne Plasmabezirke abgrenzen, so daß eine Anzahl getrennter Zellen auftritt (Fig. 43). Diese Zellen differenzieren sich in verschiedener Weise, da die Sporen selbst mehrzellig sind: Gewisse Zellen bilden die Sporenschale, andere die Polkapseln; wieder andere stellen den Sporenhalt dar, der aus einem oder mehreren Amöboidkeimen besteht. Bei den Mikrosporidien ist es umstritten, ob die Spore gleichfalls aus mehreren Zellen zusammengesetzt ist oder nur von einer Zelle gebildet wird.

Bei den Myxosporidien bildet ein Pansporoblast meist 2, seltener nur eine Spore. Bei einem Teil der Arten werden von einem Individuum überhaupt nur 2 Sporen oder auch nur eine erzeugt; bei diesen stellt also das ganze Individuum einen Pansporoblasten dar. Bei anderen differenzieren sich im Protoplasma zahlreiche Pansporoblasten, die dann jeder 2 Sporen (z. B. *Sphaeromyxa sabrazesi*, Fig. 42), bzw. nur eine (z. B. *Chloromyxum leydigi*, Fig. 37, 51) bilden. Wir haben demnach ein-, zwei- und vielsporige Arten zu unterscheiden.

Die Art der Anlage des Pansporoblasten ist der am meisten umstrittene Punkt in der Entwicklungsgeschichte der Myxosporidien. Wir schließen uns hier der Darstellung von NAVILLE (1930) an, die den Vorzug hat, daß sie für die verschiedenartigen Befunde der Autoren eine einheitliche Erklärung ermöglicht.

Die Entwicklung von *Myxidium incurvatum*, bei dem 1-, 2- und mehrsporige Formen vorkommen, spielt sich, nach NAVILLE, folgender-

maßen ab (Fig. 44): Der aus der Spore geschlüpfte einkernige Amöboidkeim (1) wächst in der Gallenblase der Wirte unter Kernvermehrung heran (2, 3). Die mehrkernigen Plasmodien vermehren sich wahrscheinlich durch Plasmotomie oder Abschnürung von Knospen. In ihnen erfolgt Gametenbildung, indem sich um einzelne Kerne das Plasma zu einer gesonderten Zelle differenziert und der Kern dieser

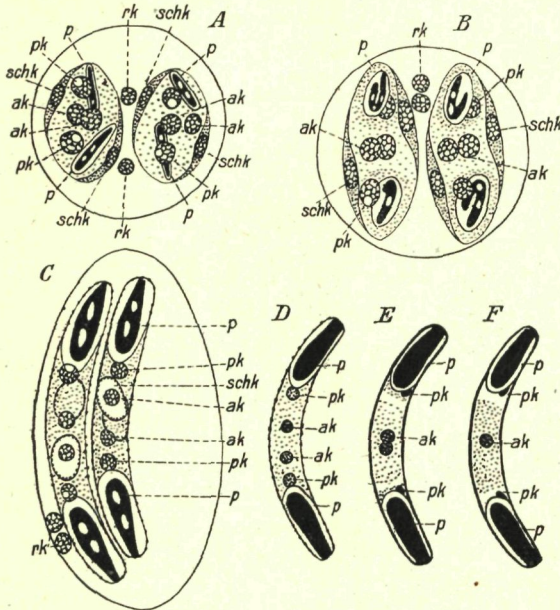


Fig. 43. *Sphaeromyxa sabrazesi*; A, B, C Entwicklung der beiden Sporen im Pansporoblast, D, E, F Reifung einer Spore; ak Kerne des Amöboidkeims, p Polkapsel, pk Polkapselkerne, rk Restkerne des Pansporoblasts, schk Schalenkerne.
Nach O. SCHRÖDER.

Zelle sich zweimal teilt. (Bei der ersten der beiden Kernteilungen wird die Chromosomenzahl von 4 auf 2 reduziert [4, 5].) Die nunmehr vierkernige Anlage zerfällt in 2 größere und 2 kleinere Zellen, nämlich 2 Makro- und 2 Mikrogameten, die frei werden (6, 8). Die Makrogameten wachsen noch etwas heran (9); dann erfolgt paarige Vereinigung eines Makrogameten und eines Mikrogameten, die in diesem Falle also von verschiedenen Individuen stammen können. Durch Protoplasmaverschmelzung ohne Kernverschmelzung entsteht eine zweikernige Pansporoblastenanlage (11), die durch Teilung jedes der beiden Kerne vierkernig wird (12, 13 und 17, 18). Wenn nur eine Spore gebildet wird, dann stellen zwei der Kerne die Restkerne des Pansporoblasts dar, die beiden anderen vermehren sich weiter bis auf 6 (14, 15), so daß nunmehr der Pansporoblast aus einer zweikernigen Hülle und einer sechskernigen Sporenanlage besteht. Um zwei Kerne differenzieren sich die Schalenzellen, welche die beiden Schalenklappen

bilden, um zwei weitere die Polkapselzellen, und die restlichen sind die Kerne des Amöboidkeims, der also zunächst zweikernig ist (16), durch

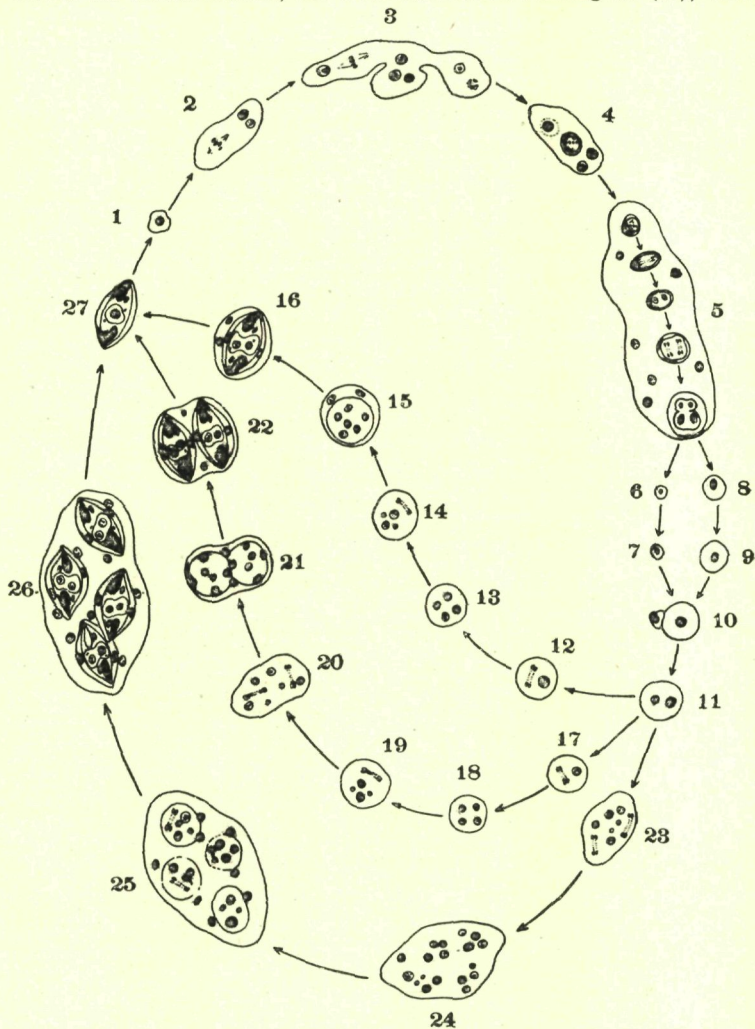


Fig. 44. Schema der Entwicklung von *Myxidium incurvatum* (Erklärung im Text).
Nach NAVILLE.

Verschmelzung der beiden Kerne — den Befruchtungsvorgang — aber schließlich einkernig wird (27). (Diese Kernverschmelzung geht bei vielen Arten erst nach dem Ausschlüpfen des Amöboidkeims vor sich.)

Bei den zweisporigen Formen bilden gleichfalls zwei Kerne des

Vierkernstadiums (18) die Restkerne der Pansporoblastenhülle; die anderen vermehren sich auf die doppelte Anzahl, also auf 12 (19, 20, 21), so daß zwei sechskernige Sporenanlagen nebeneinander entstehen, deren Differenzierung (22) dann wie oben erfolgt. Bei den mehrsporigen Individuen setzt zunächst eine stärkere Kernvermehrung ein (23, 24), die zur Entstehung mehrerer Pansporoblastenanlagen führt (25), deren jede sich wie bei den einsporigen Formen weiter entwickelt (26).

Die wichtigsten Abweichungen von diesem Entwicklungsgang, die sich bei anderen Myxosporidien finden, betreffen zunächst die Gametenbildung. Bei den vielsporigen Arten werden die Gameten nicht frei, sondern treten innerhalb des Protoplastmakörpers des großen Plasmodiums zur Bildung der Pansporoblastenanlage zusammen, und die Sporen entstehen infolgedessen in dem gleichen Individuum, das die Gameten geliefert hat. In diesem Falle stammen also die beiden schließlich im Amöboidkeim verschmelzenden Kerne stets von demselben Muttertiere her; es findet eine Selbstbefruchtung (Automixis) statt, falls nicht etwa der Gametenbildung eine Vereinigung (Plasmogamie) von zwei Plasmodien vorausgehen kann, was jedoch nicht nachgewiesen ist.

Bei manchen Arten verschmelzen bei dem Zusammentritt der Gameten nicht nur die Zellkörper, sondern auch die Kerne, so daß die erste Pansporoblastenanlage einkernig ist. Bei diesen Arten findet also scheinbar im Laufe der Entwicklung zweimal eine Befruchtung statt: bei der Bildung der Pansporoblastenanlage und später im Amöboidkeim. Die Kernverschmelzung bei der Vereinigung der Gameten ist hier aber nur provisorisch und wird wieder rückgängig gemacht, indem während der Mitosen im Pansporoblasten die Abkömmlinge der beiden Gametenkerne wieder auseinandertreten.

In den vielsporigen Plasmodien erfolgt die Entwicklung der einzelnen Pansporoblasten, wenn die Sporen einzeln entstehen, wie in Fig. 44, 12 bis 16; wenn sie paarig entstehen, wie in Fig. 44, 17 bis 22. Letzteres ist z. B. bei *Sphaeromyxa sabrazesi* (Fig. 43) der Fall. Die Anzahl der in jeder Sporenanlage gebildeten Kerne ist natürlich abweichend, wenn die Zahl der Polkapseln nicht 2 beträgt; bei Formen mit nur einer Polkapsel enthält die Anlage nur 5, bei Formen mit 4 Polkapseln (z. B. *Chloromyxum leydigi*; Fig. 51) 8 Kerne.

In den reifen Sporen (vgl. Fig. 43 D, E, F) sind gewöhnlich die Schalenkerne und oft auch die Polkapselkerne nicht mehr nachzuweisen.

Bei den Aktinomyxidien werden stets acht Sporen von einem Pansporoblasten gebildet (vgl. Fig. 60, 61). Die Entwicklung unterscheidet sich von derjenigen der Myxosporidien darin, daß auch die Gametenbildung in den Pansporoblasten erfolgt und daß eine vorausgehende agame Vermehrung ganz zu fehlen scheint. So gehen also die Pansporoblastenanlagen unmittelbar aus den Amöboidkeimen hervor, wobei nur zweifelhaft ist, ob ein einziger Keim oder der Zusammentritt von zwei Keimen den Ausgangspunkt bildet. Das anfangs zweizellige Stadium wird vierzellig, und zwei der Zellen umschließen als Pansporoblastenhülle die beiden anderen. Durch Teilungen der beiden eingeschlossenen Zellen entstehen 2×8 Gameten, die paarweise kopu-

lieren. Die so entstandenen Zygoten sind die Sporenanlagen. Bei den *Haploactinomyxidae* (*Tetractinomyxon*), bei denen, wie bei den Myxosporidien, die Spore nur einen Amöboidkeim enthält, werden die Anlagen neunkernig; es entstehen 3 Zellen des Epispor, und eine Zelle bildet das Endospor, das die 3 Polkapselzellen und den zweikernigen Amöboidkeim umschließt (Fig. 60 B). Bei den *Euactinomyxidae*, deren Spore zahlreiche Amöboidkeime enthält (Fig. 40), zerfällt die Sporenanlage zunächst in eine sechskernige und eine einkernige Zellmasse, die sich bei der Mehrzahl der Vertreter beide nebeneinander weiterentwickeln. Aus der sechskernigen gehen die dreiteilige Sporenschale und die 3 Polkapseln hervor. Die einkernige stellt das Sporoplasma dar, das also zuerst eigenartigerweise außerhalb der Sporenhülle liegt. Es wird durch wiederholte Kernteilungen vielkernig und wandert dann in die fertige Sporenhülle hinein, um dort später in die einzelnen Amöboidkeime zu zerfallen.

Bei den Mikrosporidien schließt sich an eine Periode reger agamer

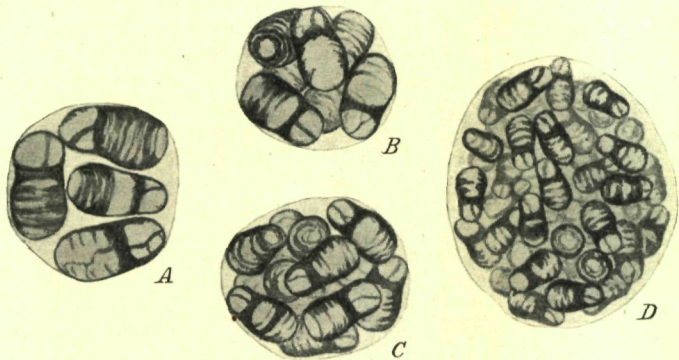


Fig. 45. Pansporoblasten von *Plistophora ehrenbaumi*, A mit 4, B mit 8, C mit 16, D mit zahlreichen Sporen; 1900:1. — Nach REICHENOW.

Vermehrung die Sporenbildung. Ob dieser ein Kopulationsakt vorausgeht oder ob Befruchtung an einer anderen Stelle des Entwicklungszyklus erfolgt, darüber herrscht keine Klarheit. Im einfachsten Falle (Gattung *Nosema*) wandelt sich ein einkerniges Individuum, das dann als Sporoblast zu bezeichnen ist, in eine Spore um; in anderen Fällen entsteht zunächst ein 2-, 4-, 8- oder vielkerniges Stadium (Pansporoblast), das sich auch mit einer Hülle umgeben kann und dann in eine entsprechende Zahl von Sporoblasten zerfällt, die sich zu den Sporen differenzieren (Fig. 45). Manche Autoren nehmen an, daß in jedem Sporoblasten 6 oder auch nur 5 Kerne entstehen; im ersteren Falle bleibt der sechste bei der Differenzierung der Spore als somatischer Kern zurück. Von den übrigen ist einer der Polkapselkern, zwei sind die Kerne der Schale und zwei die Kerne des Amöboidkeims. Von anderen Forschern wird dagegen die Auffassung vertreten, daß die Mikrosporidienspore sich von der Myxosporidienspore durch eine viel einfachere Organisation unterscheidet, indem eine einzige Zelle an ihrer

Oberfläche eine zusammenhängende Schale abscheidet und als Differenzierung im Innern einen kapsellosen Polfaden bildet. Die von den Gegnern als Kerne aufgefaßten Gebilde sind nach dieser Meinung nur Volutinkörner, von denen die winzigen kompakten Sporenkerne schwierig zu unterscheiden sind. Vorläufig muß dahingestellt bleiben, welche Ansicht die richtige ist.

Bei einigen Mikrosporidien-Arten hat man einen Größendimorphismus der Sporen beobachtet und dementsprechend zwischen Makrosporen und Mikrosporen unterschieden. Manche Autoren haben dieser Verschiedenheit besondere Bedeutung zugemessen, z. B. angenommen, daß die eine Form der Weiterverbreitung im gleichen Wirt, die andere der Übertragung auf neue Wirte diene, oder vermutet, daß die einen aus einer geschlechtlichen, die anderen aus einer ungeschlechtlichen Entwicklung hervorgegangen sind. Gegen solche Deutungen spricht die Tatsache, daß man bei anderen Arten mit starken Größendifferenzen, z. B. bei *Plistophora ehrenbaumi* (Fig. 45) alle Übergänge finden kann.

Beziehungen zu den Wirten

Die Infektion der Wirtstiere erfolgt wohl in allen Fällen dadurch, daß die Spore in den Darm gelangt. Hier werden unter dem Einfluß des Darmsaftes die Polfäden ausgeschleudert und verankern die Spore an der Darmwand. Dann öffnet sich die Spore, indem die Schalenklappen sich voneinander lösen oder indem (bei Mikrosporidien) am vorderen Pol eine Öffnung entsteht. Der Amöboidkeim schlüpft aus und dringt in das Gewebe ein.

Obwohl die Infektion vom Darmkanal aus erfolgt, entwickelt sich doch keine Knidosporidienart im Darm-Lumen selbst. Andere Körperhöhlräume sind dagegen befallen: die Leibeshöhle und bei Fischen besonders Gallenblase und Harnblasen (die Ausweitungen der Nierenausführgänge). Die meisten Vertreter sind jedoch Gewebeparasiten. Sie können in allen Organen einschließlich der Darmwand auftreten; die einzelnen Arten sind aber in der Regel an bestimmte Organe angepaßt.

Anscheinend völlig bedeutungslos für die Wirte sind die Hohlraumparasiten, also insbesondere die Myxosporidien der Gallen- und Harnblase der Fische. Unter den Gewebeparasiten verursachen diejenigen, die als abgekapselte Zysten auftreten, nur unbedeutende Schädigungen. Da diese Zysten aber gewöhnlich als weißliche Knötchen mit bloßem Auge sichtbar sind, machen sie bei oberflächlichem Sitz und reichlichem Auftreten die Nutzfische zum Verkauf untauglich.

Die Zysten bestehen aus einer kugligen Protoplasmanmasse, die von mehreren konzentrischen Lagen von Bindegewebe des Wirtes eingeschlossen ist, wodurch die Infektion auf einen eng begrenzten Herd beschränkt bleibt. Trotz oberflächlicher Ähnlichkeit sind diese Bildungen bei Myxosporidien und Mikrosporidien von ganz verschiedener Natur; bei den ersteren stellt der Inhalt einen einzigen großen Parasiten dar, bei den letzteren entsteht er durch das Riesenzellwachstum infizierter Wirtszellen. Es kann sich dabei um eine einzige Zelle handeln, wie in dem Falle von *Glugea anomala*, von der Fig. 46 die

Frühstadien der Zystenbildung darstellt. Die befallenen Zellen sind wahrscheinlich leukozytenartige Wanderzellen im Bindegewebe. Zunächst sind diese noch klein und einkernig (A); wenn aber die Parasiten heranwachsen und mehrkernig werden, findet man auch die Wirtszellen schon merklich vergrößert und ihren Kern durch Zerschnürung in mehrere zerfallen (B, C). Im Laufe der starken Vermehrung der Parasiten innerhalb der Zelle schreitet dieser Vorgang weiter fort, und so entstehen vielkernige Riesenzellen, die von zahlreichen Wachstums- und Vermehrungsstadien des Parasiten erfüllt sind (D). Während ein

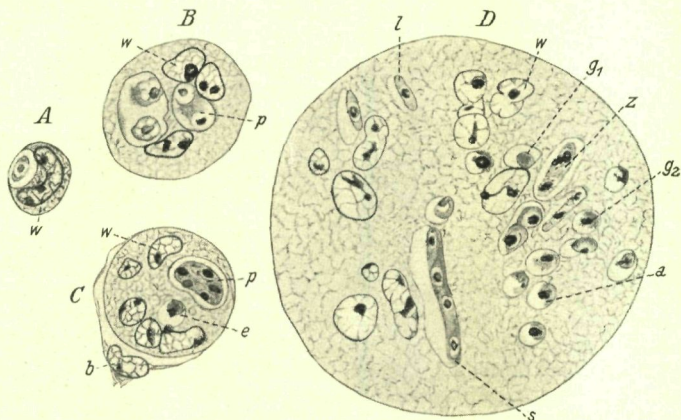


Fig. 46. Frühstadien der Infektion von *Glugea anomala*. — A noch wenig vergrößerte Wirtszelle mit einem Parasiten, w Kern der Wirtszelle; B Gewucherte Zelle mit mehreren Kernen (w) und 2 Parasiten (p); C desgleichen mit einem einkernigen Parasiten (e) und einem Schizonten (p), b Kern einer anliegenden Zelle; D stark gewucherte Zelle mit zahlreichen Kernen (w) und verschiedenen Entwicklungsstadien des Mikrosporids, a einkerniger Parasit, l schlauchförmige Streckung eines solchen, z zweikerniges, s vierkerniges Stadium, g₁, g₂ Querschnitte durch schlauchförmige Vermehrungsstadien. 1500:1. — Nach WEISSENBERG.

Teil der Parasiten zur Bildung der Sporen schreitet, die sich im Zentrum ansammeln, vermehren sich andere in der peripheren Zone der immer größer werdenden Wirtszelle weiter. Im Endstadium finden wir schließlich die ganze Zyste von Sporen erfüllt, zwischen denen die Reste der Wirtszellkerne liegen.

In anderen Fällen wird der Zysteninhalte von mehreren benachbarten infizierten Zellen gebildet, die hypertrophieren und zu einer einheitlichen vielkernigen Protoplasmamasse verschmelzen. Bei Infektion mit *Nosema cotti* bildet diese Masse an ihrer Oberfläche noch einen zusammenhängenden Stäbchensaum aus und schwimmt wie ein Fremdkörper in einer Vakuole, die von der Bindegewebskapsel umschlossen wird. Ein solcher Stäbchensaum (oder statt dessen eine radiäre Streifung der peripheren Plasmaschicht) kann auch bei den eingekapselten Myxosporidien als Ektoplasmaidifferenzierung vorhanden sein. Der Umstand, daß die gleiche Differenzierung einmal am Wirtszellkörper, ein andermal am Parasitenkörper auftreten kann, läßt er-

kennen, daß sie von dem Zellcharakter unabhängig ist und mit den besonderen Stoffwechselbeziehungen der Zystenbildung zu dem umgebenden Gewebe zusammenhängt.

Durch Riesenwachstum einzelner Zellen entstandene makroskopisch sichtbare Knötchen können bei Fischen auch auf Infektion anderer Art beruhen. Solche Riesenzellen, die 0.5 bis 2 mm Größe erreichen können, wurden ursprünglich für Protozoen gehalten; sie sind unter dem Namen *Lymphocystis johnstonei* Woodcock beschrieben worden. Es handelt sich aber auch hier um eine Reaktion auf einen allerdings noch unbekannten Parasiten. Sehr verbreitet sind diese Bildungen bei *Pleuronectes flesus* und *P. platessa*; auch bei *Solea vulgaris* und *Acerina cernua* sind sie beobachtet. Ich fand außer diesen bisher bekannten Wirten unter den Seefischen auch eine *Trigla hirundo* mit *Lymphocystis*-Zellen behaftet; sie kommen also sicherlich auch noch bei anderen Fischen vor. Die weißen Knötchen sitzen vorwiegend in der Haut, einzeln oder zu Haufen vereinigt, können aber auch überall sonst im Körper (Kiemen, Maul, Muskulatur, Eingeweide) auftreten. In Schnittpräparaten sind sie von den durch Knidosporidien verursachten Bildungen leicht zu unterscheiden. Die gewucherten Zellen werden nicht vielkernig, sondern enthalten stets einen einzigen Riesenkern, und was sie besonders kennzeichnet, ist ein eigenartiger, das Protoplasma durchsetzender Netzkörper, der aus einem Gitterwerk von Chromatinsträngen besteht. Dieser Netzkörper wird als Reaktionsprodukt der Zelle aufgefaßt, in dem die mikroskopisch nicht sichtbaren Parasiten (Chlamydozoen) eingeschlossen liegen (WEISSENBERG).

Stärkere Schädigungen des Wirtes werden vielfach von solchen Knidosporidien hervorgerufen, die sich in »diffuser Infiltration« über große Gebiete des befallenen Organs ausbreiten. Besonders die Mikrosporidien, die durch ihre intrazelluläre Entwicklung die befallenen Zellen oder Muskelbündel aufbrauchen, können auf diese Weise ausgedehnte Gewebszerstörungen bewirken. So rufen z. B. die Muskelparasiten gelegentlich große Tumoren hervor (vgl. *Plistophora ehrenbaumi*, S. II. g 80), in denen das Gewebe verfärbt und bröckelig zerfallen ist. Bei Infektion mit der in der Submucosa des Darms schmarotzenden *Glugea stephani* wird auch die bedeckende Epithelschicht in Mitleidenschaft gezogen, und bei starkem Befall wird infolgedessen die ganze Darmschleimhaut auf weite Strecken zerstört, so daß vermutlich die Fische an starken Infektionen zugrunde gehen. *Glugea stephani* ist übrigens ein Beispiel dafür, daß zwischen den beiden Infektionsformen der Zystenbildung und der diffusen Infiltration vermittelnde Zustände vorkommen; denn in diesem Falle werden die einzelnen Herde, die aus zahlreichen infizierten, aber nicht durch Riesenwachstum reagierenden Zellen bestehen, von einer Bindegewebskapsel abgeschlossen.

Die im Gewebe zwischen den Zellen sich ausbreitenden Myxosporidien lassen die einzelnen Zellen vielfach unverändert, und ihre Wirkung auf das Gewebe ist dann rein mechanisch und nur bei massenhaftem Auftreten augenfällig. In anderen Fällen aber bewirken sie Zelldegenerationen und infolgedessen völlige Zerstörung des befallenen

Gewebes. *Chloromyxum histolyticum* verursacht Lockerung des Verbandes und Zerstückelung der Muskelfibrillen, die auch ihre Querstreifung einbüßen und sich schließlich völlig auflösen; man findet bei den infizierten jungen Makrelen fast die gesamte Rumpfmuskulatur in eine breiige Masse verwandelt.

Auch bei Invertebraten können die Gewebeparasiten pathogen auftreten. Die von *Nosema*-Arten befallenen Trematoden werden durch die Infektion völlig zerstört. Garnelen, deren Muskulatur von *Thelohania octospora* befallen ist, bringen keine Eier zur Reife und scheinen regelmäßig im Herbst zugrunde zu gehen.

Parasiten

Bei einem im Mittelmeer vorkommenden Myxosporid, *Ceratomyxa coris* Georgevitch, in der Gallenblase von *Coris julis* und *C. giofredi*, wird im Protoplasma eine Mikrosporidienart, *Nosema marionis* Thélohan, beobachtet. Ob dieser Parasit auch Zellen der genannten Fische befällt, ist nicht bekannt. Andere Parasiten sind in Knidosporidien bisher nicht festgestellt worden.

Systematik

I. Ordnung: *Myxosporidia*.

Knidosporidien von extrazellulärem Sitz, entweder in Hohlräumen (Gallenblase, Harnblase) als amöboid gestaltete und bewegliche, häufig mit Pseudopodien versehene Formen oder in den Geweben verschiedener Organe teils gleichfalls amöboid beweglich zwischen den Zellen, teils als runde Zysten. Die Sporen, die selten einzeln, meist zu zweien, zu mehreren oder zahlreich gebildet werden, sind gewöhnlich bilateral-symmetrisch und enthalten 1, 2 oder 4 (am häufigsten 2) deutliche Polkapseln und einen einzigen Amöboidkeim. — Die Myxosporidien sind sehr verbreitet bei Meeres- und Süßwasserfischen, einige wenige Arten kommen bei Amphibien und Reptilien vor.

Schlüssel der Familien und Gattungen:

1. Spore mit 4 Polkapseln an einem Pol (2. Familie *Chloromyxidae*)
Chloromyxum (S. II. g 71).
 — Spore mit 2 Polkapseln 2.
 — Spore mit einer Polkapsel (6. Familie *Coccomyxidae*)
*Coccomyxa*¹⁾ (S. II. g 76).
2. Die beiden Polkapseln sitzen an entgegengesetzten Polen (4. Familie *Myxidiidae*) 3.
 — Die beiden Polkapseln sitzen zusammen an einem Pol (Vorderende) 4.
3. Sporen spindelförmig, mit spitzen oder abgerundeten Enden; Polfäden lang und dünn *Myxidium* (S. II. g 72).
 — Sporen spindelförmig, mit abgestutzten Enden; Polfäden kurz und dick *Sphaeromyxa* (S. II. g 74).
 — Sporen halbkreisförmig *Zschokkella* (S. II. g 74).

¹⁾ Auch bei einigen *Myxobolus*-Arten enthalten die Sporen nur eine Polkapsel; sie unterscheiden sich durch abgeflachte Gestalt und durch den Besitz einer jodophilen Vakuole. Solche Arten sind bisher im Gebiet nicht beobachtet.

4. Sporen breiter als lang (1. Familie *Ceratomyxidae*) . . . 5.
- Sporen so lang oder länger als breit 6.
5. Schalenhälften abgerundet, etwa halbkugelig

Leptotheca (s. unten).

- Schalenhälften kegelförmig, in Fortsätze ausgezogen, die entweder abgestumpft oder lang zugespitzt sind . . . *Ceratomyxa* (s. unten).
- Spore pyramidenförmig *Myxoproteus* (S. II. g 71).
- 6. Spore kugelig (3. Familie *Sphaerosporidae*)

Sphaerospora (S. II. g 72).

- Spore nicht kugelig (6. Familie *Myxobolidae*) 7.
- 7. Spore mit Fortsatz am Hinterende . . . *Henneguy* (S. II. g 75).
- Spore rundlich, $\pm$ abgeflacht 8.
- 8. Amöboidkeim in der Spore mit jodophiler Vakuole

Myxobolus (S. II. g 75).

- Amöboidkeim ohne jodophile Vakuole . . . *Myxosoma* (S. II. g 75).

1. Familie: *Ceratomyxidae*.

Meist amöboid gestaltete Parasiten der Gallenblase, seltener der Harnblase; gewöhnlich zweisporig. Die Spore hat ihren größten Durchmesser senkrecht zur Nahtebene; jederseits der Nahtebene liegt eine Polkapsel.

Leptotheca Thélohan 1895.

Schalenhälften der Spore abgerundet, $\pm$ halbkugelig gestaltet; alle Arten zweisporig. — Zahlreiche Species, namentlich in *Scombridae* und *Gadidae*.

L. parva Thélohan 1895. — In der Gallenblase von *Scomber scombrus*; von rundlicher Form, mit kurzen, kegelförmigen Pseudopodien an einer Seite, 12 bis 15 μ groß; Spore (Fig. 47 B) sichelförmig mit abgerundeten Enden, 8 bis 10 $\times$ 3 bis 4 μ .

L. macrospora Auerbach 1909. — In der Gallenblase von *Sebastes viviparus* und *S. dactylopterus*; rundlich, 26 bis 30 μ groß, mit körnigem Ento- und homogenem Ektoplasma, das ziemlich lebhaft amöboide Bewegungen zeigt; Spore (Fig. 39 B) schwächer gebogen als bei der vorigen Art, 26 $\times$ 13 μ , Polkapsel 5 μ Durchmesser; Polfaden (Zusatz von Kalilauge) 130 μ lang.

L. informis Auerbach 1910. — In der Gallenblase von *Molva vulgaris* und *Gadus merlangus*; rundlich mit langen, dünnen Pseudopodien; ohne diese etwa 27 μ groß; Sporen (Fig. 47 A) von gedrungener Gestalt, Seiten nach hinten gebogen, 18 bis 20 $\times$ 10 μ groß; Polkapseln 3 bis 4 μ im Durchmesser.

L. longipes Auerbach 1910. — In der Gallenblase von *Brosmus brosme*; mit wenigen Pseudopodien, meist nur mit einem sehr langen Fortsatz; Sporen von ähnlicher Form wie bei *L. informis*, aber kleiner: 12 bis 14 $\times$ 8 bis 9 μ ; Polkapsel 2,5 μ im Durchmesser.

L. elongata Thélohan 1895. — In der Gallenblase von *Merluccius merluccius* und *Motella tricirrata*, in unserem Gebiet noch nicht nachgewiesen; sehr polymorph, mit zahlreichen starren Pseudopodien und häufig mit einem langen Anhang, bis 120 μ lang; zweisporig; Sporen fast kuglig, 18 bis 20 $\times$ 12 bis 15 μ groß.

L. renicola Thélohan 1895. — In den Harnkanälchen der Niere von *Scomber scombrus*; in unserem Gebiet noch nicht nachgewiesen; kleine Form mit Sporen von fast kugliger Gestalt und 10 $\times$ 8 μ Größe.

Ceratomyxa Thélohan 1892.

Schalenhälften der Spore kegelförmig, in Fortsätze ausgezogen, die entweder abgestumpft sind oder lange Spitzen bilden; die meisten Arten

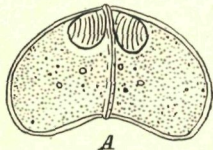


Fig. 47.

Sporen: A von *Leptotheca informis*; B von *L. parva*; 1500:1. — A nach AUERBACH, B nach THÉLOHAN.

zweisporig. — Viele Species in verschiedenen Haien und Knochenfischen.

C. arcuata Thélohan 1892. — In der Gallenblase von *Motella tricirrata*, *Crenilabrus melops*, *Pagellus centrodontus* und anderer Fische außerhalb des Gebietes; meist keulen-

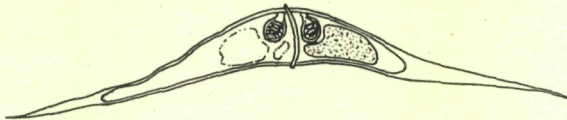


Fig. 48. Spore von *Ceratomyxa sphaerulosa*; 800:1. — Nach THELOHAN.

formig, 35 bis 40 $\times$ 12 bis 15 μ groß, mit kegelförmigen Pseudopodien am breiteren Ende; Spore (Fig. 39 A) leicht gebogen, Enden stark zugespitzt oder abgestumpft, 25 bis 30 $\times$ 5 bis 6 μ ; Polkapsel 3.5 bis 4 μ lang, Polfaden 25 μ lang.

C. sphaerulosa Thélohan 1892. — In der Gallenblase der Haifische *Mustelus canis*, *Galeus galeus* (und *Scyllium canicula* bei Monaco), nach AUERBACH auch von *Clupea harengus* (nach GEORGEVITCH auch von *Clupea pilchardus* bei Monaco); Körper meist länglich, 90 bis 100 $\times$ 30 bis 40 μ , mit breiten Pseudopodien am Vorderende; herangewachsene Formen durch Einschlüsse gelbgrün gefärbt; Sporen (Fig. 48) schlank spindelförmig, 90 bis 100 $\times$ 10 bis 12 μ ; Polkapsel 6 bis 7 $\times$ 5 μ .

C. appendiculata Thélohan 1892 (Fig. 36). — In der Gallenblase von *Lophius piscatorius*; mit einem oder mehreren langen Fortsätzen; Sporen 50 $\times$ 5 bis 7 μ .

C. drepanopsettae Awerinzew 1908. In der Gallenblase von *Drepanopsetta platessoides*, *Hippoglossus vulgaris*, *Hippoglossoides limandoides*, *Pleuronectes flesus* und *P. platessa*; rundlich oder unregelmäßig gestaltet oder langgestielt; Sporen mit 2 langen nach hinten gebogenen Spitzen; Breite in der Nahtebene 12 bis 14 μ , Breite des den Amöboidkeim enthaltenden Hohlraumes 34 μ , Abstand der Spitzen 56 μ ; Durchmesser der Polkapseln 4 bis 6 μ .

C. awerinzewi E. Reichenow 1929. In der Gallenblase von *Pleuronectes limanda* und *P. microcephalus*; besteht aus einem kopfartigen Vorderteil, der mit verzweigten Pseudopodien der Blasenwand angeheftet ist und in dem die beiden Sporen gebildet werden, und einem sehr langen, fadenförmigen Anhang (Fig. 49 A), der während der Sporenbildung eingezogen wird; erwachsen etwa 400 μ lang, wovon etwa 40 μ auf die Pseudopodien, 25 μ auf das Köpfchen, der Rest auf den Schwanzfaden entfällt; die Sporen (Fig. 49 B, C) sind stark asymmetrisch, die schmalere Hälfte breit gerundet, die breitere mehr zugespitzt; beide Seiten sind nach hinten umgebogen und setzen sich in einen fadenförmigen Anhang fort; Breite der

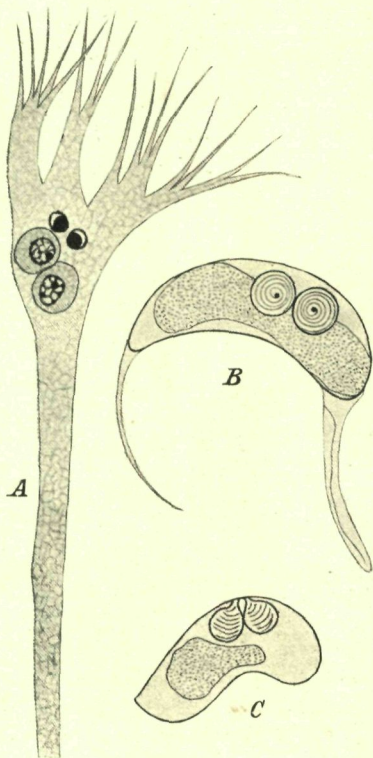


Fig. 49.

Ceratomyxa awerinzewi. — A junges Individuum mit 2 Sporenanlagen und 2 somatischen Kernen; von dem hinteren Fortsatz ist nur etwa ein Fünftel dargestellt; 2000:1. B, C reife Sporen nach dem Leben, von oben und von vorn. — Nach REICHENOW.

Sporen ohne die Fäden 26 μ , Durchmesser in der Nahtebene 10.5 μ .

C. ramosa Awerinzew 1907. — In der Gallenblase von *Hippoglossus vulgaris*; von einem mittleren ovoiden Körperteil gehen gewöhnlich zwei Fortsätze aus, die jeder

mehrere Pseudopodien bilden, deren Verästelungen zu einem Netzwerk verschmelzen; zwei- und mehrsporig; Sporen mit ungleich langen Hälften, 50 bis 80 $\times$ 12 bis 20 μ .

C. truncata Thélohan 1895. — In der Gallenblase von *Clupea pilchardus*, in unserem Gebiet nicht nachgewiesen; rund oder mit langen Fortsätzen versehen, außer diesen lebhaft bewegliche kurze Pseudopodien; Sporen mit abgestumpften Fortsätzen, 25 $\times$ 5 μ .

Myxoproteus Doflein 1898 (emend. Davis 1917).

Spore in Form einer Pyramide, deren Basis das Vorderende mit den Polkapseln bildet; zweisporig. — In Betracht kommt nur die Art

M. ambiguus (Thélohan 1895). — In der Harnblase von *Lophius piscatorius*, noch nicht in unserem Gebiet gefunden; amöboid mit Pseudopodien in Form ausgezackter

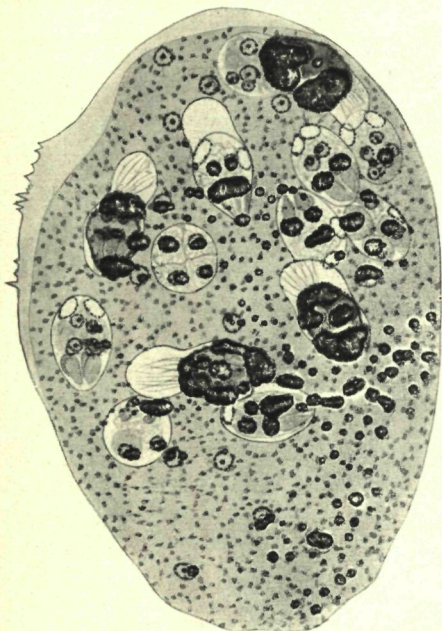


Fig. 51.
Chloromyxum leydigi mit reifen und unreifen Sporen; gefärbtes Präparat; 1300:1. — Original.



Fig. 50. Spore von
Myxoproteus ambiguus;
1000:1.
Nach DOFLEIN.

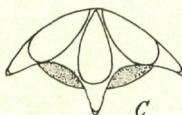
Lappen, von milchigweißer Farbe; Spore (Fig. 50) am breiten Vorderende mit kurzen Höckern; 25 $\times$ 18 bis 20 μ ; Polkapseln 7 μ im Durchmesser.



A



B



C

Fig. 52.
A, B Spore von
Chloromyxum quadratum von der Seite und von oben; C Spore von
Ch. histolyticum von der Seite;
1600:1. — A, B nach THELOHAN,
C nach FÉRAUD.

2. Familie: *Chloromyxidae*.

Meist Schmarotzer in der Gallenblase, einige in der Harnblase und einige in der Muskulatur. Überwiegend vielsporig; Sporen mit 4 an einem Pol vereinigten Polkapseln. — Einzige Gattung:

Chloromyxum Mingazzini 1890

mit mehreren Arten in verschiedenen Seefischen.

C. leydigi Mingazzini 1890. — In der Gallenblase zahlreicher Hai- und Rochenarten; kuglig oder unregelmäßig gestaltet, sehr formveränderlich; Entoplasma von gelbgrünen Körnchen erfüllt. Ektoplasma homogen mit zahlreichen Pseudopodien, die häufig zu Gruppen vereinigt sind (Fig. 37). Die herangewachsenen Individuen, von 80 bis 100 μ Durchmesser, enthalten zahlreiche reife und unreife Sporen nebeneinander (Fig. 51); Sporen (Fig. 38) ovoid, mit Verdickung in der Nahtlinie, die vorn eine stumpfe Spitze bildet und hinten eine gerade Leiste, an der eine Reihe wimperartiger Anhänge

sitzt; Schalenhälften mit bogenförmigen, quer verlaufenden Rippen versehen; Sporengröße 7 bis 9 $\times$ 6 μ ; Polfäden 20 bis 30 μ lang.

C. quadratum Thélohan 1895. — In der Muskulatur von *Syngnathus acus*, *Trachurus trachurus*, *Nerophis aequoreus* und *Callionymus lyra*. Es ist nur die Spore beschrieben (Fig. 52 A, B); diese ist am Hinterende vierkantig mit abgerundeten Ecken und spitzt sich nach vorn pyramidenartig zu; Größe 6 $\times$ 5 μ ; Polfäden 8 bis 10 μ lang.

C. histolyticum Péard 1928. — Verursacht in der Muskulatur von *Scomber scombrus* starke Erweichung des Gewebes bis zur Verflüssigung und kommt auch in Niere und Darm vor. Beschrieben sind nur die Sporen; diese haben die Form einer bikonvexen Linse; die obere Kalotte, welche die 4 Polkapseln in Kreuzform angeordnet enthält, bildet am Rande 4 vorspringende Spitzen (Fig. 52 C); Sporengröße 12 bis 15 $\times$ 7 bis 9 μ ; Polkapseln 6 $\times$ 3 μ ; Polfäden (Salzsäurezusatz) 15 bis 20 μ lang.

C. clupeidae Hahn 1917. — In Form 1 bis 2 mm großer Zysten mit zahlreichen Sporen in der Muskulatur junger Heringe und anderer Fische an der nordamerikanischen W-Küste gefunden; Spore ähnlich wie bei *C. quadratum*, 5 $\times$ 6 bis 7 μ .

3. Familie: *Sphaerosporidae*.

Vorwiegend Schmarotzer der Niere und Harnblase, mit annähernd kugeligen Sporen, die zwei am Vorderende vereinigte Polkapseln besitzen. Von den beiden Gattungen *Sphaerospora* mit gerader und *Sinuolinea* Davis mit gewundener Nahtlinie ist die letztere bisher nur in amerikanischen Fischen gefunden worden.

Sphaerospora Thélohan 1892.

Für uns kommen 3 Arten dieser Gattung in Betracht.

S. divergens Thélohan 1895. — In den Nierenkanälchen und der Harnblase von *Blennius pholis*, *Crenilabrus melops* und *Hippoglossoides limandoides*. Mit ektoplasmatischen Fortsätzen an der Wand

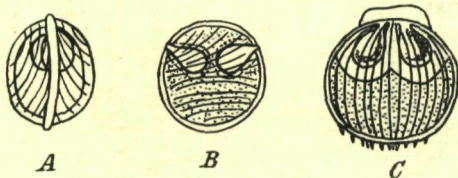


Fig. 53.

Sporen: A, B von *Sphaerospora divergens* von vorn

und von der Seite; C von *S. rostrata*, 1500:1.

A, B nach AUERBACH, C nach THÉLOHAN.

(Fig. 53 C) sind beschrieben; diese sind fast kuglig, von etwas größerem Durchmesser in der Nahtebene als senkrecht zu dieser, 10 bis 12 μ groß; Hülle längsgerippt (die Rippen treten am Hinterende deutlich als Zähnelung hervor); in der Nahtlinie vorn eine vorspringende Leiste; Polfäden 40 μ lang. Verursacht Degeneration der Glomeruli.

S. platysae Woodcock 1904. — Bildet 1 mm große Zysten in der Gehörkapsel von *Pleuronectes platessa*; kuglige Sporen mit glatten Schalen, 8 bis 9 μ groß; Polfäden etwa 70 μ lang.

S. rostrata Thélohan 1895. In den Glomeruli der Niere von *Mugil* sp. Nur die Sporen

sind beschrieben; diese sind fast kuglig, 10 μ groß, mit feiner Streifung versehen; Polkapseln 4 μ lang, nach außen divergierend.

4. Familie: *Myxidiidae*.

Vorwiegend Parasiten der Gallenblase, deren Sporen an beiden Enden verjüngt sind und dort je eine Polkapsel besitzen.

Myxidium Bütschli 1882.

Sporen spindelförmig, mit spitzen oder abgerundeten Enden, die oftmals samt den Polkapseln nach entgegengesetzten Seiten umgebogen sind; Polfäden lang und dünn. — Zahlreiche Arten in den verschiedenen Fischen.

M. incurvatum Thélohan 1892. — In der Gallenblase von *Blennius pholis*, *Nerophis aequoreus*, *N. annulatus*, *N. lumbriciformis*, *Syngnathus acus*, *S. typhle* und *Callionymus lyra*, bei letzterem auch in den Gallengängen der Leber gefunden (Fig. 54 A).

Kleine amöboide Parasiten mit 1 bis 2, selten mehr Sporen; diese (Fig. 54 B) an beiden Enden stark umgebogen, mit entsprechend schräg gestellten Polkapseln; Sporengröße 8 bis 9×4 bis 5μ ; Polffaden 10 bis 15μ lang.

M. sphaericum Thélohan 1895. — In der Gallenblase von *Belone acus*; kuglig, 20 bis 22μ groß, mit lappigen Pseudopodien an der ganzen Oberfläche; zweisporig;

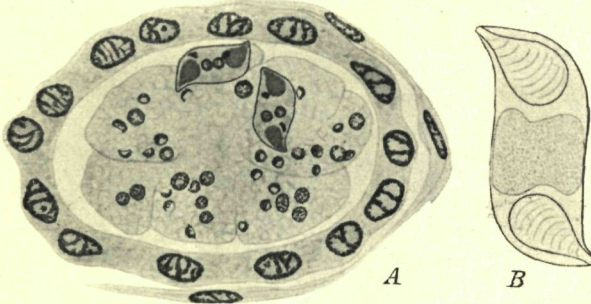


Fig. 54. *Myxidium incurvatum*. A Schnitt durch einen mit den Myxosporidien vollgestopften Gallengang der Leber von *Callionymus lyra*, 1200:1; B Spore nach dem Leben, 3500:1. — Nach REICHENOW.

Sporenform wie bei der vorigen Art; Sporengröße 15 bis 20×7 bis 8μ ; Polffaden (Zusatz von Kalilauge) 60μ lang.

M. bergense Auerbach 1910. — In der Gallenblase von *Gadus*-Arten, *Sebastes viviparus*, *Anarrhichas lupus* und *Pleuronectes platessa*; die stärksten Infektionen finden sich bei *Gadus virens*. Die Parasiten schwimmen frei in der Blase oder sitzen mittels kurzer Pseudopodien am Epithel fest; Größe bis 54μ ; 1, 2 oder mehrere Sporen, die einzeln gebildet werden, in der Form ähnlich wie bei *M. incurvatum*, aber größer: 16 bis 19×7 bis 9μ ; Polkapsel 5.5μ lang; Polffaden von dreifacher Sporenlänge.

M. oviforme Parisi 1912. — In der Gallenblase von *Gadus callarias* und *Trutta salar*; 10 bis 12μ große, runde oder amöboide Parasiten; einsporig; Sporen (Fig. 55 C) ovoid, mit kurzen Spitzen an der Mündung der etwas schräg gestellten Polkapseln, Schale dicht und feinst längsgestreift; 12 bis 13×8 bis 9μ ; Polkapseln $4 \times 3 \mu$ groß; Polffaden 30 bis 35μ lang.

M. gadi Georgevitch 1916. — In der Gallenblase von *Gadus pollachius* und *Solea vulgaris*; kuglig oder oval, mit hyalinem Ektoplasma und einem langen oder mehreren kurzen, lappigen Pseudopodien; ein-, zwei- oder vielsporig; Sporen ziemlich regelmäßig spindelförmig; Polkapseln annähernd in der

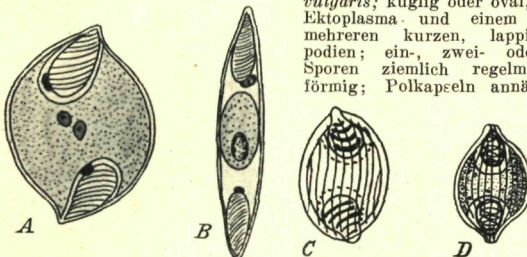


Fig. 55. Sporen: A von *Myxidium inflatum*, 1200:1; B von *M. procerum*, 1450:1; C von *M. oviforme*, 1450:1; D von *M. giardi*, 1450:1. — A, B, C nach AUERBACH, D nach CEPÉDE.

Längsachse der Spore gelegen; Sporengröße $14 \times 6 \mu$.

M. inflatum Auerbach 1909. — In der Gallenblase von *Cyclopterus lumpus*; sehr polymorph und lebhaft amöboid beweglich, mit deutlich differenziertem Ektoplasma und langen, lappigen Pseudopodien; 40 bis 45μ groß; 2 bis 5 Sporen; diese (Fig. 55 A) breit spindelförmig, mit umgebogenen Enden und schräg stehenden Polkapseln, 21 bis 23.5×13 bis 15.5μ groß; Polkapsel 7.8μ , Polffaden (Zusatz von Kalilauge) 90 bis 100μ lang.

M. procerum Auerbach 1910. — In der Gallenblase von *Argentina silus*; bekannt ist nur die Spore (Fig. 55 B); diese ist schlank, regelmäßig spindelförmig, 21,5 bis 25 $\times$ 3,5 bis 4 μ groß.

M. giardi Cépède 1906. — In der Niere von *Anguilla vulgaris* als weiße, 0,8 bis 0,9 mm große Zyste gelegen, von einer dicken Bindegewebsschicht des Wirtstieres eingehüllt; Sporen (Fig. 55 D) breit spindelförmig mit abgerundeten Enden, Schale längsgestreift; Sporengröße 9 bis 10 $\times$ 5 bis 5,5 μ ; Polkapsel 3,5 $\times$ 2 μ .

Sphaeromyxa Thélohan 1892.

Meist flach scheibenförmige Parasiten der Gallenblase, sämtlich viel-sporig. Die Sporen entstehen paarweise in einem Pansporoblast, sind spindelförmig, gerade oder sichelförmig gebogen, an den Enden abgestutzt; Polfadern kurz und dick. — Mehrere Arten sind für uns hier wichtig:

S. balbianii Thélohan 1892. — In der Gallenblase von *Motella tricirrata*, *M. maculata* und *Clupea pilchardus*; 3 bis 4 mm große Scheiben, daneben kuglige Formen; deutliche Ektoplasmadifferenzierung; Sporen (Fig. 56 A) spindelförmig, breit abgestutzt, nicht gebogen; Schale längsgestreift; 15 $\times$ 5 μ ; Polkapseln 5 μ , Polfadern, eine quer verlaufende Spirale bildend, 15 μ lang.

S. sabralesi Laveran & Mesnil 1900. — In der Gallenblase von *Hippocampus brevis* und *Syngnathus acus*; bis 2 mm große, weißliche Scheiben mit dünner, homogener Ektoplasmaschicht (Fig. 42), die mehrfach gefaltet in der Blase liegen; Sporen (Fig. 43) sichelförmig gebogen, nach den Enden schwach verjüngt, etwa 25 μ lang und 4 μ breit; Polkapseln 9 $\times$ 3 μ groß, Polfadern 12 μ lang.

S. hellandi Auerbach 1909. — In der Gallenblase von *Molva vulgaris*, *Centronotus gunellus* und *Brosimius brosmie*; sehr große, flach scheibenförmige Plasmodien, die in der Blase etwas eingerollt liegen, mit deutlich differenziertem Ektoplasma; Sporen (Fig. 56 B) $\pm$ gebogen, nach den Enden stark verjüngt, 21 bis 26 $\times$ 5,5 μ groß; Polkapseln 10 bis 11 μ lang.

S. gasterostei Georgevitch 1916. — In der Gallenblase von *Gasterosteus spinachia*; Sporen abgestutzt spindelförmig, schwach gebogen, 2- bis 3mal so groß wie bei *S. balbianii*.

Zschokkella Auerbach 1910.

Parasiten der Harnblase oder der Gallenblase mit halbkreisförmigen Sporen (Fig. 57). — Im Gebiet nur eine Art:

Z. hildae Auerbach 1910. — In der Harnblase von *Gadus*-Arten und von *Phycis blennioides*; entweder freischwimmende und mit lappigen Pseudopodien versehene oder ohne Pseudopodien an der Wand festsitzende Plasmodien, die 1 bis 4 einzeln gebildete Sporen enthalten; Sporengröße sehr variabel: 16 bis 28,8 $\times$ 13 bis 18 μ .

5. Familie: *Myxobolidae*.

Fast durchweg vielsporige Gewebsparasiten, besonders häufig in den Kiemen. Die Sporen sind $\pm$ abgeflacht, rundlich oder hinten mit Anhängen versehen; 2 Polkapseln (manchmal nur eine) am vorderen Pol. Der Amöboidkeim in der Spore enthält bei den meisten Vertretern eine Glykogenvakuole (vgl. S. II. g 56). Die Formen ohne solche Vakuole werden zu besonderen Gattungen gestellt (sogar zu einer besonderen Familie *Mycosomatidae*, was aber in Hinblick auf die untergeordnete Bedeutung des Merkmals kaum gerechtfertigt erscheint). — Die Vertreter dieser Familie sind in Meeresfischen selten zu finden; in Süßwasserfischen kommt eine große Zahl von Arten vor, von denen einige

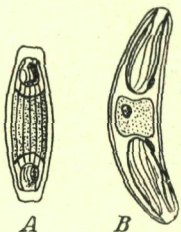


Fig. 56.
Sporen: A von
Sphaeromyxa balbianii;
B von *S. hellandi*,
1400:1.
A nach THÉLOHAN,
B nach AUERBACH.

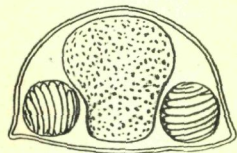


Fig. 57.
Spore von
Zschokkella hildae;
1200:1. — Nach AUERBACH.

im Frischen und im Kurischen Haff beobachtet sind und daher Berücksichtigung finden.

Myxobolus Bütschli 1882.

Sporen ohne Anhänge am Hinterende, mit zwei Polkapseln (manche Arten mit einer Polkapsel) am Vorderende; jodophile Vakuole vorhanden. — 5 Arten kommen hier in Betracht.

M. aeglefini Auerbach 1906. — In Knorpel und Knochen der Schädelkapsel und im Skleralknorpel von *Gadus*-Arten und von *Molva vulgaris*; 1 bis 2 mm große, weiße Zysten bildend; Sporen (Fig. 58 A) von breit elliptischem Umriss, Schalenrand mit dicker, faltiger Nahtleiste, zwischen den Polkapseln kein Schalenfortsatz; Sporengröße 10 bis 12 × 10 bis 10,5 µ; Polkapsel 4,5 µ lang.

M. mülleri Bütschli 1882. — Hauptsächlich in den Kiemen, daneben in verschiedenen anderen Organen zahlreicher Süßwasserfische (bei *Cottus gobio* im Frischen Haff in den Pseudobranchien); weiße Zysten bildend; Thélohan stellt hierher auch eine im Auge von *Crenilabrus melops* gefundene Form. Spore (Fig. 58 B) fast kreisförmig im Umriss, Schalenrand mit 7 bis 9 Falten; zwischen den Polkapseln bildet die Schale einen kleinen dreieckigen Vorsprung nach innen; Sporengröße 10 bis 12 × 9 bis 11 µ; Polkapsel 5 µ lang.

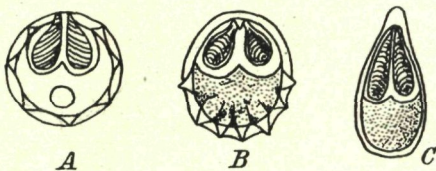


Fig. 58.

Sporen: A von *Myxobolus aeglefini*; B von *Myxobolus mülleri*; C von *Myxosoma dujardini*, 1500:1.

A nach AUERBACH, B, C nach THÉLOHAN.

M. exiguus Thélohan 1895. — In den Kiemen von *Abramis brama*, ferner an Magen und Pylorusblindsäcken, in Milz und Niere von *Mugil chelo* und *M. capito*, weiße Zysten bildend; Sporen elliptisch, Schalenrand mit Falten, Schale mit kleinem dreieckigen Zapfen zwischen den Polkapseln; Sporengröße 8 bis 9 × 6 bis 7 µ; Polkapseln 4,5 µ, Polfaden (Zusatz von Kalilauge) 15 µ lang.

M. oviformis Thélohan 1892. — In den Kiemen und anderen Organen von Süßwasserfischen (*Abramis brama*, *A. vimba*, *Blicca björkna* u. a.) als weiße Zysten; Sporen ovoid, nach dem vorderen Pol etwas verjüngt; Schalenrand ohne Falten; Sporengröße 10 bis 12 × 8 bis 9 µ; Polkapseln verhältnismäßig groß, 6 µ lang.

M. cycloides Gurley 1893. — In den Kiemen zahlreicher Süßwasserfische (*Scardinius erythrophthalmus*, *Leuciscus rutilus*, *Blicca björkna*, *Gobio gobio*, *Abramis brama*, *A. vimba*), Zysten bildend. Die mit einem dreieckigen Zapfen zwischen den Polkapseln und mit Falten am Schalenrand versehenen Sporen sind in verschiedenen Wirten nach Form und Größe so wechselnd, daß vermutlich mehrere Arten vorliegen. Sporengröße 11 bis 15 × 8 bis 10 µ.

Myxosoma Thélohan 1892.

Sporen ohne Anhänge am Hinterende, mit zwei Polkapseln am Vorderende; keine Glykogenvakuole. — Eine Art ist zu erwähnen:

M. dujardini Thélohan 1892. — In den Kiemen von *Scardinius erythrophthalmus* und anderer Süßwasserfische, als gelbliche, unregelmäßig gelappte Zysten von 1 bis 1,5 mm Größe; Sporen (Fig. 58 C) nach vorn zugespitzt, 12 bis 13 × 7 bis 8 µ groß; Polkapseln 6 × 3 µ.

Henneguya Thélohan 1892.

Sporen mit 2 Polkapseln am Vorderende. Jede Schalenhälfte bildet am Hinterende einen Fortsatz, und beide Fortsätze sind zu einem Stiel vereinigt (Fig. 59), der sich oftmals nach hinten gabelt. — Von den zahlreichen Arten sind folgende zu erwähnen:

H. psorospermica Thélohan 1895. — In den Kiemen von *Esox lucius* und *Perca fluviatilis*; elliptische, weiße Zysten von 1,5 bis 2 × 1 bis 1,5 mm Größe bildend; Sporen schlank, Vorderteil und Anhang etwa von gleicher Länge; Gesamtlänge 30 bis 40 µ, Breite 7 bis 8 µ; Polkapseln 8 bis 9 µ lang.

H. texta (Cohn 1895). — In den Kiemen von *Perca fluviatilis*; von der vorigen Art nur durch länglichere Form der Zysten (1.2 bis 1.8 $\times$ 0.5 bis 0.7 mm) unterschieden.

H. minuta (Cohn 1895). — In den Kiemen von *Perca fluviatilis*; Zysten klein, 130 bis 150 μ ; Sporen mit kurzem Anhang (höchstens von halber Länge des Vorderteils); Gesamtlänge 28 bis 45 μ , Breite 10 bis 11 μ .

H. lobosa (Cohn 1895). — In den Kiemen von *Esox lucius*; als weiße, unregelmäßig gelaapte Zysten von 2.2 bis 2.8 $\times$ 1 bis 1.1 mm Größe an den Enden der Kiemenblättchen sitzend; bei den sehr schlanken Sporen (Gesamtlänge 35 bis 40 μ , Breite 5 μ) übertrifft der Anhang an Länge den Vorderteil.

H. creplini (Gurley 1894) (syn. *H. acerinae* Schröder 1906). — In den Kiemen von *Acerina cernua*; weiße, länglich ovale Zysten von 1 bis 1.1 $\times$ 0.5 mm Größe bildend; Sporen (Fig. 59) spindelförmig, ohne den Anhang 20 μ lang, Anhang 50 bis 60 μ ; Sporenbreite 8 bis 9 μ .

6. Familie: *Coccomyxiidae*.

Parasiten der Gallenblase, deren ovoide Sporen nur eine Polkapsel und keine Glykogenvakuole enthalten. Die Familie leitet durch die Sporenform zu den Mikrosporidien über. — Einzige Gattung

Coccomyxa Léger & Hesse 1907

mit einer Art:

C. morovi Léger & Hesse 1907. — In der Gallenblase von *Clupea pilchardus*, in unserem Gebiet noch nicht gefunden; kleine, runde oder längliche, ein- oder vielsporige Parasiten; Sporen mit glatten Schalen und etwas schief zur Längsachse verlaufender Nahtlinie; Polkapsel etwa von halber Sporenlänge.

II. Ordnung: *Actinomyxidia*

Knidosporidien, die anscheinend ohne voraufgehende Vermehrung zu einem Pansporoblasten heranwachsen, aus dem 8 Sporen hervorgehen. Diese sind dreistrahlig gebaut und besitzen 3 an einem Pole vereinigte Polkapseln mit deutlichem Polfaden. —

Parasiten von Anneliden; 2 Familien.

1. Familie: *Haploactinomyxidae*.

Die Sporenhülle ist aus einem dreizelligen Epispor und einem einzelligen Endospor zusammengesetzt; die Spore enthält nur einen zweikernigen Amöboidkeim. — Einzige Gattung:

Tetractinomyxon Ikeda 1912.

Spore tetraedrisch, an der Spitze der Pyramide die Polkapseln; in der Leibeshöhle des Sipunkuliden *Petalostoma minutum*. — 2 Arten:

T. intermedium Ikeda 1912 (Fig. 60). — Pansporoblast kuglig oder leicht ovoid, 20 bis 25 μ groß; Spore mit tetraedrischem Epispor und Endospor, Größe des ersteren 7 bis 8 μ , des letzteren 6 μ .

T. irregulare Ikeda 1912. — Spore größer, Epispor tetraedrisch, Endospor kuglig, letzteres 7.5 μ groß.

2. Familie: *Euactinomyxidae*.

Die Spore (Fig. 40) besitzt nur eine Hülle, die aus 3 Zellen zusammengesetzt ist, und enthält entweder eine vielkernige Protoplasma-

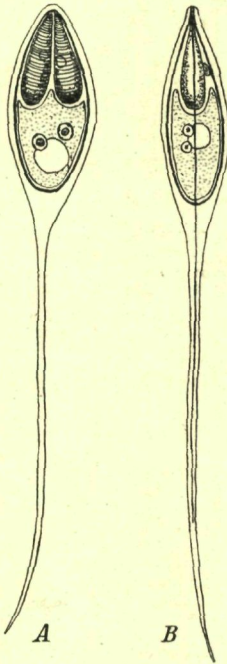


Fig. 59.
Spore von
Henneguya creplini;
1100:1.
Nach O. SCHRÖDER.

masse oder aus deren Zerfall hervorgegangene zahlreiche Amöboidkeime. — Parasiten von Oligochäten. Je nach dem Fehlen oder Vor-

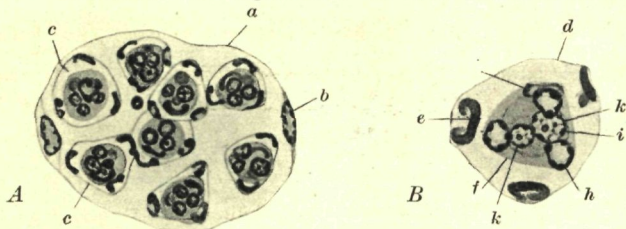


Fig. 60. *Tetractinomyxon intermedium*. A Pansporoblast mit 8 Sporen, 1200:1; B einzelne Spore, 2500:1; a Pansporoblastenülle, b Kern derselben, c Sporen, d Epispor, e Kern derselben, f Endospor, g Kern desselben, h Polkapselkern, i Amöboidkeim, k Kerne desselben. — Nach IKEDA.

handensein von Anhängen verschiedener Gestalt werden mehrere Gattungen unterschieden, von denen nur eine auch marin gefunden ist.

Sphaeractinomyxon Caullery & Mesnil 1904.

Spore ohne Anhängen, mit zahlreichen Amöboidkeimen; eine Art:

S. stolci Caullery & Mesnil 1904. — In der Leibeshöhle von *Clitellio arenarius* und *Hemitubifer benedii*; kuglige Pansporoblasten (Fig. 61) 40 bis 70 μ im Durchmesser; Sporen (Fig. 40) kuglig, 17 bis 23 μ groß; Polkapseln $7 \times 4.5 \mu$; Polfaden erkennbar, eingeschleudert (Zusatz von konzentrierter Kalilauge) erscheint er kurz und dick.

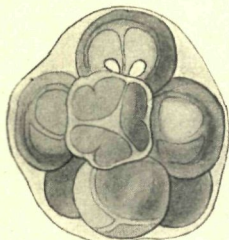


Fig. 61. *Sphaeractinomyxon stolci*, Pansporoblast mit 8 Sporen, nach dem Leben; 650:1. Nach CAULLERY & MESNIL.

III. Ordnung: *Microsporidia*

Knidosporidien von fast stets intrazellulärem Sitz; kleine, runde oder unregelmäßig gestaltete Parasiten, manchmal infolge Riesenzustands der Wirtszellen große Zysten bildend. Die Sporen sind einfach, selten mit Skulpturen oder Fortsätzen versehen und enthalten gewöhnlich nur einen Polfaden, der nicht in einer deutlich konturierten Kapsel, sondern in einer einfachen Vakuole aufgerollt und innerhalb der Spore meist nicht erkennbar ist (vgl. Technik, S. II. g 55).

Die Mikrosporidien werden nach der Sporenform in 3 Familien eingeteilt. Die große Mehrzahl der Vertreter gehört zur Familie *Nosematidae* mit ovalen oder birnförmigen Sporen. Von den *Cocconemidae* mit kugligen Sporen sind in unserem Gebiet noch keine Arten beobachtet worden; von den *Mrazekiidae* mit langgestreckt röhrenförmigen Sporen kommt für uns nur eine Art, *Mrazekia piscicola* (s. S. II. g 81), in Betracht.

1. Familie: *Nosematidae*.

Die zahlreichen Gattungen werden nach der Zahl der von einem Pansporoblast gebildeten Sporen unterschieden. Die 4 in Wirten unseres Gebiets vorkommenden Gattungen sind demgemäß folgendermaßen gekennzeichnet:

Sporen einzeln entstehend *Nosema* (s. unten).

Von einem Individuum (Pansporoblast) 2 Sporen gebildet

Glugea (s. S. II. g 79).

8 Sporen im Pansporoblast *Thelohania* (s. S. II. g 79).

Wechselnde Zahl von Sporen in den einzelnen Pansporoblasten

Plistophora (s. S. II. g 80).

Die obigen Gattungsmerkmale sind infolge der oftmals sehr dichten Lagerung der reifen Sporen nicht immer leicht festzustellen; insbesondere ist die Unterscheidung von *Nosema* und *Glugea* oft nur bei genauerer Kenntnis der Entwicklung möglich. Bei manchen der zu *Glugea* gestellten Fischparasiten wird sich vermutlich durch nähere Untersuchung ergeben, daß sie zu *Nosema*, vielleicht auch zu *Plistophora* gehören.

Nosema Naegeli 1857 (emend. Pérez 1905).

Nach beendeter Vermehrung entsteht aus einem einkernigen Individuum unmittelbar eine einzige Spore. — Die sehr artenreiche Gattung ist besonders bei Insekten verbreitet (*N. bombycis* Naegeli, der Erreger der Pebrine der Seidenraupen). In unserem Gebiet kommen Vertreter in Fische, Krustazeen und Trematoden vor.

N. ovoideum (Thélohan 1895). — In der Leber von *Motella tricirrata*; verursacht hier 1 bis 1.5 mm große, weiße Flecke an der Oberfläche und im Innern des Gewebes; sowohl Leberzellen als auch Bindegewebszellen sind infiziert; außer den verschiedenen noch nicht näher untersuchten Entwicklungsstadien enthalten die Zellen zahlreiche einzeln liegende Sporen von $2.5 \times 1.5 \mu$ Größe.

N. cotti Chatton & Courrier 1923. — Im Hoden von *Cottus bubalis*; ruft Entstehung weißer, zystenartiger Bildungen von 700 μ Größe hervor (vgl. S. II. g 66); die einzeln liegenden Sporen sind ovoid, 8 bis 10 μ lang.

N. branchiale Nemecek 1911. — Ein anscheinend seltener Parasit der Kiemen von *Gadus aeglefinus*; bildet weißgraue Zysten von 0.2 bis 0.5 mm Größe; Sporen oval, $6.3 \times 3.5 \mu$ groß; der durch mechanischen Druck ausgeschleuderte Polifaden 90 μ lang. Ob die Art hierher oder zu *Glugea* gehört, bleibt noch festzustellen.

N. lophii (Doflein 1898). — Im Nervensystem von *Lophius piscatorius*; ruft ziemlich große, traubenförmige Tumoren hervor, die sich aus zahlreichen kugligen, zystenartigen Bildungen zusammensetzen. Jede der Zysten stellt eine infolge der Infektion riesenhaft gewucherte Ganglienzelle dar. In den jüngeren Zysten findet man die Vermehrungsstadien als Zweiteilung und Kettenbildung; die älteren sind von Massen einzeln liegender Sporen erfüllt; Sporen oval oder zylindrisch, oft bohnenförmig gebogen, $3.5 \times 1.5 \mu$ groß.

Nosema pulvis Pérez 1905. — In den Muskeln von *Carcinus maenas*, einmal auch im Ovar gefunden, in unserem Gebiet noch nicht nachgewiesen; bewirkt Atrophie der infizierten Muskelfasern; die einzeln liegenden Sporen sind ovoid, $1.25 \times 1 \mu$ groß.

N. sp. Mercier & Poisson 1926. — In den Muskeln von *Mysis spiritus*; führt eine weißliche Trübung der Krebse herbei; die einzeln entstehenden Sporen sind birnförmig, 3.5 bis $4 \times 2 \mu$ groß; durch Verfütterung infizierter Tiere ließ sich der Parasit auf die Brackwasserform *Neomysis vulgaris* übertragen. Bei der letzteren kommt natürliche Muskelinfektion mit einer anderen *Nosema*-Art vor, deren Sporen zylindrisch, leicht gebogen, an den Enden abgerundet sind und 9×2.5 bis 3μ messen.

N. spelotremae Guyénot, Naville & Ponce 1925. — Wurde in der Metazerkarie *Spelotrema carcini* gefunden, die in der Leibeshöhle, den Geschlechtsdrüsen und der Leber von *Carcinus maenas* in Form ovoider Zysten von 0.4×0.35 mm Größe schwarzrotzt. Die infizierten Zysten waren stark vergrößert und fast ganz von Sporen erfüllt, die hauptsächlich in den Parenchymzellen lagen. Da die einzelnen Wirtszellen eine größere Anzahl Sporen beherbergten, könnte es sich auch um eine *Plistophora*-Art handeln. Frühere Entwicklungsstadien wurden nicht beobachtet; die Infektion erfolgt offenbar schon vor dem Befall des Krebses durch den Trematoden. Die Sporen sind ovoid, $3.5 \times 1.5 \mu$ groß.

N. legeri Dollfus 1912. — In einer *Brachiocoelum*-Art, die in *Donax* und *Tellina* schwarzrotzt, sowie in der Metazerkarie *Gymnophallus somateriae strigatus* bei *Donax vittatus* gefunden. In den Muscheln selbst kommen keine Mikrosporidien vor. Wie bei der vorigen Art wurden nur die ovoiden Sporen (von $5 \times 2.5 \mu$ Größe) beobachtet, die in wechselnder Menge intrazellulär, vorwiegend in den Parenchymzellen, lagen. Die Infektion ist auch hier vermutlich schon vor dem Befall des Wirtes erfolgt.

N. frenzelinae Léger & Duboscq 1909. — Im Protoplasma der in *Pachygrapsus marmoratus* schwarzrotzenden Gregarine *Cephaloidophora conformis* (vgl. S. II. g 21 und 34); die Krabben selbst waren nicht infiziert. In den im Darmlumen freien Gre-

garinen finden sich Anhäufungen kleiner, ovoider Parasiten, die sich durch Zweiteilung vermehren. Die Sporenbildung erfolgt, wenn sich die Gregarinen einzystieren. Deren Gametenbildung kommt nicht zustande; die infizierte Zyste enthält daher nur Sporen des Mikrosporids; diese sind ovoid, $2,8 \mu$, Polfaden 25μ lang.

Glugea Thélohan 1891 (emend. Weißenberg 1913).

Überwiegend Fischparasiten, die bei den befallenen Zellen ein Riesenzellwachstum und eine zystenartige Abgrenzung gegen das umgebende Gewebe hervorrufen; zweisporig. — Meist in Fischen.

G. anomala (Moniez 1887). — Bei *Gasterosteus aculeatus*, *G. pungitius* und *Gobius minutus* im subkutanen Bindegewebe, in Leibeshöhle, Darmwand, Schwimmblasenwand, Cornea, selten in Ovar und Hoden. Die Wirtszelle (vgl. S. II. g 65) wird zu einer kugligen Zyste von 2 bis 4 mm Größe, die von einer Bindegewebsschicht eingeschlossen ist. Die reifen Sporen sind nach einem Ende etwas verjüngt, $3,5$ bis $4 \times 2,5 \mu$ groß; sie nehmen das Zentrum der Zyste ein, während peripher jüngere Entwicklungsstadien liegen; Länge des Polfadens (Jod- oder Glycerinzusatz) 150μ .

G. hertwigi Weißenberg 1911. — In *Osmerus eperlanus*, mit gleichem Sitz wie die vorige Art und dieser sehr ähnlich. Bei Jungfischen bis zu 10 cm Länge sieht man die 3 mm Durchmesser erreichenden Zysten durch die Haut schimmern; Sporen $4,6$ bis $5,4 \times 2,3 \mu$ groß; Polfaden (Jodzusatz) 100μ lang.

G. stephani (Hagenmüller 1899). — Bildet weiße Zysten von 0,5 mm Größe in der Submucosa des Darms von Plattfischen (*Pleuronectes flesus*, *limanda*, *platessa*). Die Parasiten befallen im Laufe ihrer Vermehrung zahlreiche benachbarte Zellen, und um den ganzen Herd herum bildet sich eine dicke Bindegewebsschicht (vgl. S. II. g 67). Die fertigen Zysten sind hauptsächlich von ungeheuren Sporenmassen erfüllt, zwischen denen verstreut Zell- und Kernreste des Wirtes vorkommen. Eine paarige Entstehung der $3 \times 1,5 \mu$ großen Sporen ist nicht beobachtet; vielleicht gehört die Art zu *Nosema*.

G. destruens Thélohan 1892 (*Nosema*?). — In der Muskulatur von *Callionymus lyra*. Die Parasiten sitzen in den Primitivbündeln und bewirken glasige Degeneration der Muskelfibrillen; die Infektionsherde erscheinen als weiße Flecken; Sporen 3 bis $3,5 \times 2$ bis $2,5 \mu$ groß. — Ähnliche Muskeldegeneration beobachtete DREW (1910) bei einem *Gadus aeglefinus* und fand darin einige Sporen, die er für solche einer *Glugea*-Art hält.

G. punctifera Thélohan 1895. — Im Bindegewebe der Augenmuskulatur von *Gadus pollachius*, kleine Zysten bildend, die im Zentrum die reifen Sporen enthalten; Sporen 4 bis $5 \times 3 \mu$ groß.

G. acuta Thélohan 1895. — Im Bindegewebe der Schwimmblasenmuskulatur von *Syngnathus acus* und *Nerophis aquoreus*, in Form kleiner, länglicher Geschwulstbildungen; Sporen an einem Ende breit gerundet, am anderen stark zugespitzt, 5×3 bis $3,5 \mu$ groß.

G. cordis Thélohan 1895. — In der Herzmuskulatur von *Clupea pilchardus*, hauptsächlich am Vorderende des Ventriculus, unregelmäßige weiße Flecken bildend; bisher nur aus dem Mittelmeer (Marseille) bekannt; Sporen mit einem breit gerundeten und einem zugespitzten Ende, 3 bis $3,5 \times 2 \mu$ groß.

G. gigantea Thélohan 1895 (syn. *Plistophora labrorum* Le Danois 1910). — In der Leibeshöhle von *Crenilabrus melops*. Die im Mesenterium sitzenden Zysten erreichen einen Durchmesser von nahezu 2 mm und können in so großer Masse vorhanden sein, daß der Fischbauch stark aufgetrieben ist. SWARCZEWSKY (1914), der den Parasiten in *Crenilabrus ocellatus* bei Sewastopol fand und die Entwicklung genauer beschrieb, hält ihn für ein Haplosporid; MERCIER (1921) stellt ihn wieder zu den Mikrosporidien. Der Nachweis eines Polfadens in der Spore, der die Frage entscheiden würde, ist noch nicht erbracht. Nach SWARCZEWSKY entstehen die Sporen paarig aus einem Pansporoblast; er unterscheidet Mikrosporen von $5 \times 3 \mu$ und Makrosporen von $7 \times 4 \mu$ Größe.

G. laverani Caullery & Mesnil 1899. — Bei *Scolecophorus armiger* (müllert) und *Nerine (Scolelepis) fugitosa*, frei in der Leibeshöhle oder im Gewebe (Epidermis, Nervensystem u. a.) als amöboid gestaltete Plasmodien oder als kuglige Gebilde mit zahlreichen Sporen; Sporen 4 bis $4,5 \times 1,5$ bis 2μ groß.

G. (Perezia) lankesteriae (Léger & Duboscq 1909). — In der Gregarine *Lankesteria ascidia* (vgl. S. II. g 21 und 31), und zwar nur in den frei im Darmumen befindlichen Individuen, nicht im Gewebe des Wirtes (*Ciona intestinalis*). Der Parasit wächst im Protoplasma der Gregarine zu 10- bis 12kernigen Plasmodien heran, die in einkernige Sporonten (Pansporoblasten) zerfallen. Der Pansporoblast teilt sich in 2 Sporoblasten, die sich in die $2,5 \mu$ langen Sporen umwandeln.

Thelohania Henneguy 1892.

Fast ausschließlich bei Arthropoden (Insekten und Krustazeen) vorkommende Parasiten, bei denen aus einem Pansporoblasten regelmäßige

8 Sporen hervorgehen, die gemeinsam von einer Membran umhüllt sind (Fig. 62).

Th. giardi Henneguy 1892. — In der Muskulatur von *Crangon vulgaris*. In den Muskelfasern finden sich 2 bis 7 μ große Parasiten, die sich durch Zweiteilung und multiple Teilung vermehren, sowie bis zu 14 μ Größe heranwachsende Pansporoblasten, welche die 8 Sporen bilden; diese birnförmig, 5 bis 6 μ lang; Schale nach MERCIER zweiklappig; Polfaden (Zusatz von Salpetersäure) 15 bis 20 μ lang.



Fig. 62.

Thelohanias maenadis; Pansporoblast, A mit 8 Sporoblasten, gefärbt, B mit 8 reifen Sporen, nach dem Leben; 2000:1. — Nach PEREZ.

Vermehrung durch Zweiteilung und multiple Teilung; erwachsene Pansporoblasten (Fig. 62) 12 bis 13 μ groß; Sporen nach einem Pol etwas verzüngt, $5 \times 4 \mu$ groß.

Th. sp. Mercier 1906. — In der Körper- und Herzmuskulatur von *Talitrus* sp. Die kleinen einkernigen Parasiten und die Pansporoblasten liegen in langen Reihen innerhalb der Muskelfasern, die reifen Pansporoblasten finden sich auch im Herzblut; Maße nicht angegeben.

Th. maenadis Pérez 1904. — In den Muskeln von *Carcinus maenas*, einmal auch im Ovar gefunden, in unserem Gebiet noch nicht nachgewiesen. Der infizierte Muskel ist weiß verfärbt; Parasiten 5 bis 25 μ groß, nach PIXELL-GOODRICH besitzen sie am Hinterende 3 fadenförmige Anhänge von 20 μ Länge; Polfaden (Zusatz von Äther) 30 bis 40 μ lang.

Plistophora Gurley 1893.

Besonders bei Fischen verbreitete Parasiten, bei denen die einzelnen Pansporoblasten eine wechselnde, meist große Anzahl von Sporen bilden, die man in der Pansporoblastenhülle vereinigt findet.

P. typicalis Gurley 1893. — In der Muskulatur von *Blennius pholis*, *Cottus bubalis*, *Cottus scorpius* und *Gasterosteus pungitius*; bewirkt Verdickung, aber keine Degeneration der befallenen Primitivbündel; Pansporoblasten 25 bis 36 μ groß mit zahlreichen Sporen; Sporen ovoid, $5 \times 3 \mu$ groß; Polfaden (Jodzusatz) 65 bis 75 μ lang.

P. ehrenbaumi E. Reichenow 1929. — In der Muskulatur von *Anarrhichas lupus*. Der infizierte Fisch zeigte am Rumpf 2 Beulen, die eine von Walnuß-, die andere von Faustgröße. Sie kamen dadurch zustande, daß die Muskelprimitivbündel mit Massen von Pansporoblasten angefüllt und dadurch aufgetrieben waren. Zum Teil waren sie auch völlig zerstört, und ihr Raum war von ungeheuren Sporenmassen eingenommen, die nicht mehr von der Pansporoblastenhülle umschlossen waren. Die Pansporoblasten messen 10 bis 24 μ im Durchmesser; die Sporenzahl schwankt zwischen 4 und über 100 (Fig. 45). Die Pansporoblasten mit wenigen Sporen zeigen meist konstante Zahlen: 4, 8 oder 16; bei größerer Sporenmenge werden die Zahlen aber unregelmäßig. Die Sporen sind nach einem Ende etwas verzüngt; sie sind um so größer, in je geringer Zahl sie sich vereinigt finden; zwischen Größen von $7.5 \times 3.5 \mu$ und $3 \times 1.5 \mu$ sind alle Stufen vorhanden. Der Polfaden (Jodzusatz) hat bei den kleinsten Sporen eine Länge von 120 μ , bei den größten von 300 μ ; er entspringt etwas seitlich am Vorderende.

P. shiplei (Drew 1910). — Vom Entdecker zu *Glugea* gestellt, in der Rumpfmuskulatur und in der Muscularis des Magens und Darms von *Gadus luscus* als ovale, $5 \times 3 \text{ mm}$ große Zysten. Diese sind von einer dünnen Bindegewebshülle umschlossen, enthalten zahlreiche Kerne (Wirtszellkerne?), Pansporoblasten in verschiedenen Stadien der Sporenbildung und im Zentrum reife Sporen, die in großer Zahl innerhalb kugliger Pansporoblastenmembranen vereinigt liegen; Sporen birnförmig, $3.5 \times 2.5 \mu$ groß.

P. hippoglossoides Bosanquet 1910. — In der Flossenmuskulatur von *Hippoglossoides limandoides*, runde oder ovale, weißliche Knötchen von 1 bis 2 mm Größe bildend; Pansporoblasten 20 bis 25 μ groß; Sporen oval oder an einem Ende etwas zugespitzt, $3.5 \times 2 \mu$ groß.

P. destruens Delphy 1916. — In der Muskulatur von *Mugil auratus*, verursacht Degeneration der infizierten Muskelfasern; reife Pansporoblasten polygonal; Sporen

oval oder birnförmig, 2.5 bis 3.5 $\times$ 1.5 bis 2.5 μ groß; Polfaden von 10- bis 12facher Sporenlänge.

P. sp. Drew 1909. — Wurde in der Muskulatur eines *Gadus sp.* von der Isländischen Küste gefunden, die Infektionsherde waren braun pigmentiert; Größe der Pansporoblasten 30 μ ; Sporen oval.

2. Familie: *Mrazekiidae*.

Mikrosporidien mit Sporen von röhriger Gestalt. Je nachdem die Röhre gerade oder in verschiedener Weise gebogen ist, werden mehrere Gattungen unterschieden. — In unserem Gebiet nur das Genus

Mrazekia Léger & Hesse 1916.

Spore gerade, zylindrisch; der Polfaden besitzt einen verdickten Basalabschnitt, der die Spore der Länge nach durchzieht, während der übrige Teil in Spiralwindungen aufgerollt ist; nur das äußerste Hinterende der Spore wird von dem Amöboidkeim eingenommen. Die meisten Vertreter finden sich in Oligochäten des Süßwassers und in Insektenlarven, eine Art in *Asellus aquaticus*, nur eine in einem marinen Fisch.

M. piscicola Cépède 1924. — In den Pylorusblindsäcken von *Gadus merlangus*, die durch die Infektion ein kreidiges Aussehen erhalten. Beschrieben sind nur die Sporen (Fig. 63); diese sind nach vorn etwas verdickt, sehr fein längsgestreift, 20 $\times$ 6 μ groß; manche Sporen tragen hinten einen langen, spitzen Anhang



Fig. 63.
Spore von
Mrazekia piscicola;
1200:1. — Nach CÉPÈDE.

(Das Literaturverzeichnis findet sich hinter Teil II. g₃ auf S. II. g 87.)

II. g₃

Haplosporidia

von EDUARD REICHENOW, Hamburg

Mit 3 Abbildungen

In der Unterklasse der Haplosporidien sind eine Anzahl von Parasiten vereinigt worden, die sich zum Teil durch neuere Untersuchungen als nicht zu den Protozoen, sondern zu den niederen Pilzen (Chytridineen) gehörig erwiesen haben. Eine einheitliche, gut charakterisierte Gruppe bilden nur die in der Familie *Haplosporidiidae* vereinigten Formen, die in ihrem Entwicklungsgang viel Übereinstimmung mit den Mikrosporidien besitzen. Die Ordnung beschränkt sich daher gegenwärtig auf diese eine Familie.

Charakteristik

Die *Haplosporidiidae* treten als vielkernige Plasmodien auf, welche Zysten mit zahlreichen Sporen bilden. Die Sporen sind dadurch gekennzeichnet, daß sie an einem Pol eine vorgebildete Öffnung besitzen, die meist mit einem Deckel verschlossen ist. Sie enthalten einen einzigen Amöboidkeim.

Vorkommen und Verbreitung

Abgesehen von zwei aus Süßwasser-Oligochäten bekannten Arten sind alle Vertreter der Familie marin. Die meisten Arten finden sich in Polychäten, einige sind in Trematoden, Nemertinen, Mollusken und Aszidien festgestellt worden. — Da alle bisherigen Fundorte im Ärmelkanal liegen, wissen wir zur Zeit noch nichts über die geographische Verbreitung.

Wirt	Parasit	Fundort
I. Trematodes		
Trematoden in <i>Donax trunculus</i>	<i>Anurosporidium pelseeneeri</i> (s. S. II. g 85)	Boulogne
II. Nemertini		
<i>Lineus bilineatus</i>	<i>Haplosporidium nemertis</i> (s. S. II. g 85)	Plymouth
III. Polychaeta		
<i>Heterocirrus viridis</i>	<i>Haplosporidium heterocirri</i> (s. S. II. g 84)	Anse St. Martin
<i>Nereilepas fucata</i>	<i>Haplosporidium caulleryi</i> (s. S. II. g 85)	Luc
<i>Polymnia nesidensis</i>	<i>Haplosporidium</i> sp. (s. S. II. g 85)	Anse St. Martin
<i>Potamilla torelli</i>	<i>Haplosporidium potamilloe</i> (s. S. II. g 84)	
<i>Salmacina dysteri</i>	<i>Haplosporidium marchouxi</i> (s. S. II. g 84)	
<i>Scoloplos armiger</i>	<i>Haplosporidium scolopli</i> (s. S. II. g 84)	
<i>Sphaerosyllis (erina- ceus?)</i>	<i>Urosporidium fuliginosum</i> (s. S. II. g 85)	Anse St. Martin
<i>Syllis gracilis</i>		Anse St. Martin, Roscoff
IV. Mollusca		
<i>Acanthochites fasci- cularis</i>	<i>Haplosporidium chitonis</i> (s. S. II. g 85)	Plymouth
<i>Craspidochilus cine- reus</i>		
<i>Cardium edule</i>	<i>Haplosporidium</i> sp. (s. S. II. g 85)	Roscoff
V. Tunicata		
<i>Amaroucium proli- ferum</i>	<i>Haplosporidium ascidiarum</i> (s. S. II. g 85)	Roscoff
<i>Parascidia elegans</i>		

Morphologie und Entwicklung

Die jüngsten Entwicklungsstadien der *Haplosporidiidae* sind einkernige oder bereits zweikernige, runde Körperchen. Diese wachsen unter mitotischen Kernteilungen zu großen, vielkernigen Plasmodien heran, die bei intrazellulärem Sitz gleichfalls rund, bei Vorkommen in den Körperhöhlen häufig von unregelmäßig

amöboider, den Raumverhältnissen angepaßter Gestalt sind. Die Ausbreitung im Wirtstier läßt auf das Vorhandensein von Eigenbeweglichkeit schließen, die vermutlich amöboid ist; doch liegen darüber keine Beobachtungen vor. Die Nahrung dürfte hauptsächlich in gelösten Stoffen bestehen; für *Haplosporidium chitonis* gibt PIXELL-GOODRICH an, daß auch geformte Elemente (Zellen des Wirtskörpers) einverleibt werden. Die großen Plasmodien vermehren sich durch Schizogonie

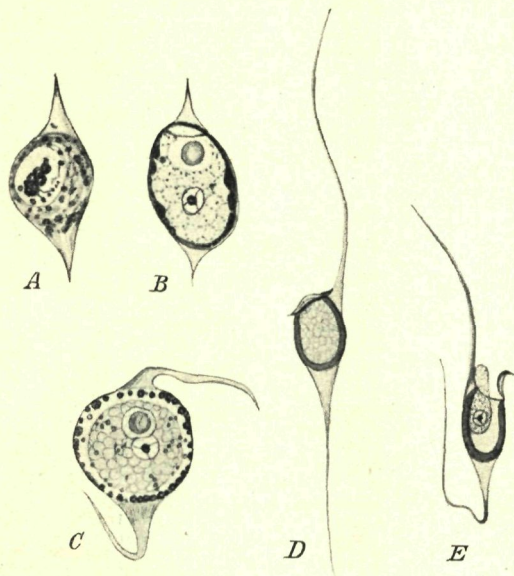


Fig. 64. *Haplosporidium chitonis*: A, B, C Differenzierung der Spore, 3000:1; D, E reife Sporen, 1000:1. — Nach PIXELL-GOODRICH.

(multiple Teilung in einkernige Individuen) oder durch Plasmotomie (Zerfall in mehrkernige Teilstücke).

An die Vermehrungsperiode schließt sich die Sporenbildung. Sie beginnt damit, daß ein vielkerniges Plasmodium sich mit einer Zysten-hülle umgibt. In der Zyste kann noch weitere Kernvermehrung erfolgen; schließlich aber zerfällt der ganze Inhalt in kleine einkernige Teilstücke. Diese sind nach GRANATA und PIXELL-GOODRICH Gameten, die paarweise kopulieren; von DEBAISIEUX wird jedoch das Auftreten von Gameten bestritten. Bei *H. chitonis* wird nach PIXELL-GOODRICH die Zygote zum Pansporoblast, der sich in 4 einkernige Sporoblasten teilt. Die Entstehung der Sporoblasten aus einer vierkernigen Anlage wird auch bei anderen Arten beobachtet.

Der Sporoblast differenziert sich zur Spore, indem er eine doppelte Hülle abscheidet. Bei *H. chitonis*, bei dem das Epispor 2 Fortsätze besitzt, nimmt daher der Sporoblast eine spindelförmige Gestalt an (Fig. 64 A). Innerhalb des zarten Episports entsteht durch Zusammen-

fließen von Tröpfchen, die im Protoplasma gebildet werden, das dickwandige Endospor (*B, C*), das bei allen Arten von dunkelbrauner Farbe ist. Gleichfalls wohl bei allen Arten tritt im Sporoblast neben dem Kern eine homogene Kugel auf (*B, C*), die in der reifen Spore wieder verschwindet. Bei den Arten der Gattung *Haplosporidium* ist die Sporenmembran mit einem aufklappbaren Deckel versehen (*D, E*).

Beziehungen zu den Wirten

Bei einem Teil der Arten erfolgt die ganze Entwicklung intrazellulär; bei anderen sind nur die Jugendformen intrazellulär, während die späteren Stadien in der Leibeshöhle liegen. Wieder andere machen ihre ganze Entwicklung in Hohlräumen des Wirtskörpers (Leibeshöhle, Blutgefäße) durch. Einige Parasiten von Würmern verursachen die Sterilisation des Wirtes. So ist bei Infektion von *H. marchouxi* und *H. nemertis* beobachtet, daß die Geschlechtsprodukte der Wirtstiere nicht zur Reife gelangen, und die von *Anurosporidium pelseuerei* befallenen Trematoden-Sporozysten bilden keine Zerkarien aus.

Systematik

Familie: *Haplosporidiidae*.

Den Mikrosporidien ähnliche Parasiten, deren Sporen aber keinen Polfaden besitzen und dadurch gekennzeichnet sind, daß sie an einem Pol mit einer kreisrunden Öffnung versehen sind. Es werden 3 Gattungen unterschieden. Alle Arten, deren Sporenöffnung durch einen Deckel verschlossen ist, werden zu *Haplosporidium* gestellt, während sich die deckellosen *Urosporidium* und *Anurosporidium* durch Vorhandensein oder Fehlen von Fortsätzen an der Sporenmembran unterscheiden.

Haplosporidium Caullery & Mesnil 1899.

Sporen ovoid oder mit Anhängen des Episporis versehen; Sporenöffnung mit Deckel. — Zahlreiche Arten:

H. heterocirri Caullery & Mesnil 1899. — In der Darmwand von *Heterocirrus viridis*. Die Entwicklungsstadien und die Zysten liegen intrazellulär an der Basis des Epithels; Zysten elliptisch, 50 bis 60 × 30 bis 40 μ groß und zahlreiche Sporen enthaltend; diese elliptisch, mit flachem Deckel, 6,5 × 4 μ groß und mit zahlreichen längsverlaufenden Fasern bedeckt, die anfangs an beiden Enden pinselförmig vereinigt sind (Fig. 65 A), später, besonders nach Aufenthalt in Meerwasser, auseinandertreten (*B*).

H. scolopli Caullery & Mesnil 1899. — In den Blutgefäßen von *Scoloplos armiger* (mülleri). Die Zysten sind langgestreckt, 100 bis 150 × 20 bis 30 μ groß; die zahlreichen Sporen ovoid, ohne Anhänge, 10 × 6,5 μ groß; sie öffnen sich leicht in Meerwasser oder nach Zusatz von Reagentien (Fig. 65 C, D).

H. marchouxi Caullery & Mesnil 1905. — In *Salmacina dysteri*. Die jungen Entwicklungsstadien finden sich in der Zölomwandung, die älteren Stadien und die Zysten liegen frei in der Leibeshöhle; Zysten kuglig; die zahlreichen Sporen denen der vorigen Art ähnlich, 10 bis 12 × 6 bis 7 μ groß; der Deckel am abgeplatteten Pol öffnet sich leicht in Meerwasser.

H. potamillae Caullery & Mesnil 1905. — In der Leibeshöhle von *Potamilla torelli*; Zysten sehr groß, bis zu 1 mm Durchmesser, mit sehr zahlreichen Sporen, die denen von *H. scolopli* und *H. marchouxi* gleichen und 12 × 6 bis 8 μ messen.

H. caulleryi Mercier & Poisson 1922. — In der Wandung der Leibeshöhle von *Nereilepas fucata*. Die Plasmodien erreichen eine Größe von 250 μ ; Zysten unregelmäßig geformt und von einer dicken Hülle umschlossen; die zahlreichen Sporen sind urnenförmig (Fig. 65 E), 13 bis 15 × 10 bis 12 μ groß.

H. sp. Caullery & Mesnil 1905. — In *Polymnia nesidensis*; nähere Angaben fehlen.

H. nemertis Debaisieux 1919. — In *Lineus bilineatus*; die Entwicklungsstadien sitzen in dem Bindegewebe zwischen dem Darm und der inneren Lage der Längs-

muskulatur; Entwicklung wie bei *H. chitonis*: Zysten kuglig, 30 μ groß und mit etwa 50 Sporen; diese 7 μ lang, einfach oval, ohne Anhänge.

H. (Minchinia) chitonis (Lankester 1891). — In *Acanthochites fascicularis* und *Craspidochilus cinereus*; die entwicklungsgeschichtlich am eingehendsten (durch PIXELL-GOODRICH und DEBAISIEUX) untersuchte marine Art (vgl. S. II. g 84). Die Parasiten sitzen hauptsächlich in der Leber, doch breitet sich die Infektion durch das ganze

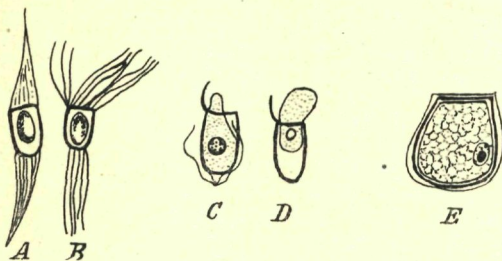


Fig. 65. Sporen: A, B von *Haplosporidium heterocirri*; C, D von *H. scolopi*, geöffnet; E von *H. caulleryi*; 1100:1. — A bis D nach CAULLERY & MESNIL, E nach MERCIER & POISSON.

Bindegewebe des Körpers aus, ohne daß Schädigungen des Wirtes beobachtet werden. Die Plasmodien sind von unregelmäßig amöboider Gestalt und vermehren sich durch Plasmotomie; die Zysten sind kuglig, 40 bis 75 μ groß, und enthalten über 100 Sporen; die Sporen sind oval, 10 bis 13 $\times$ 6 bis 8 μ groß, und besitzen 2 Fortsätze, einen vorderen, am Rande der Öffnung entspringenden, und einen hinteren; beide von etwa vierfacher Sporenlänge (Fig. 64 D, E).

H. ascidiarum Duboscq & Harant 1923. — In *Parascidia elegans* und *Amaroucium proliferum*. Die Zysten enthalten nur wenige, höchstens etwa 40 ovale Sporen von 10 $\times$ 7 μ Größe, ohne Anhänge.

H. sp. Duboscq & Harant 1923. — In *Cardium edule*, der vorigen Art ähnlich; nähere Angaben fehlen.

Urosporidium Caullery & Mesnil 1905.

Sporen mit langem hinteren Fortsatz des Epispors; Sporenöffnung ohne Deckel. — Einzige Art:

U. fuliginosum Caullery & Mesnil 1905. — In der Leibeshöhle von *Syllis gracilis*; Plasmodien rundlich, Zysten leicht oval, 60 μ groß; die zahlreichen Sporen sind radiär angeordnet, mit dem Schwanzanhang nach dem Zentrum; Endospor kuglig oder schwach elliptisch, 5 μ groß; der 15 μ lange Fortsatz des Epispors bildet einen Kamm, der sich an einer Seite der Spore bis zum Vorderende verlängert (Fig. 66 A). Wahrscheinlich die gleiche Art wurde in *Sphaerosyllis (erinaceus?)* gefunden.

Anurosporidium Caullery & Chappellier 1906.

Sporen ohne Anhänge; Sporenöffnung ohne Deckel. — Nur eine Art:

A. pelseeneeri Caullery & Chappellier 1906. — In den in *Donax trunculus* schwarzrotzenden Sporozysten von zwei Zerkarienarten, *Bucephalus haimeanus* und *Cercaria lutca*, besonders in den letzteren. Die Entwicklungsstadien sitzen intrazellulär in der Sporozystenwand und auch in der inneren Keimmasse der Zerkarien. Die reifenden Zysten werden frei und erfüllen den Hohlraum der Sporozyste, in dem keine Zerkarien zur Ausbildung kommen. Die 30 bis 70 μ großen Zysten enthalten bis zu 200 Sporen; diese sind fast kuglig, mit kreisförmiger Öffnung versehen (Fig. 66 B), 4,5 bis 5 μ groß.



Fig. 66.
Sporen: A von *Urosporidium fuliginosum*, 2000:1;
B von *Anurosporidium pelseeneeri*; 1900:1.
A nach CAULLERY & MESNIL,
B nach CAULLERY & CHAPPELLIER.

Literatur

A. *Sporozoa* (Allgemeines)

- *DOFLEIN-REICHENOW: Lehrbuch der Protozoenkunde. 5. Aufl. — Jena: Fischer 1929.
- DUBOSCQ, O., & H. HARANT: Sur les Sporozoaires des Tuniciers; in: C. R. Acad. Sci. Paris, **177**, p. 432; 1923 (Gregarinen, Haplosporidien).
- LABBÉ, A.: *Sporozoa*; in: Das Tierreich, Lfg. 5; 1899.

B. *Telosporidia*

- APSTEIN, C.: Parasiten von *Calanus finmarchicus*; in: Wiss. Meeresunters., Abt. Kiel, (NF) **13**, p. 205; 1911.
- CAULLERY, M., & F. MESNIL: Sur un mode particulier de division nucléaire chez les Grégarines; in: Arch. d'anat. micr., **3**, p. 146; 1900.
- — *Melchnikovellidae* et autres protistes parasites des Grégarines d'Annélides; in: Ann. Inst. Pasteur, **33**, p. 209; 1919.
- COLES, A. C.: Blood parasites found in Mammals, Birds and Fishes in England; in: Parasitology, **7**, p. 17; 1914.
- DOBELL, C.: The life-history and chromosome cycle of *Aggregata eberthi*; in: Parasitology, **17**, p. 1; 1925.
- DOGIEL, V.: Beiträge zur Kenntnis der Gregarinen; in: Arch. f. Protistenkde., **7**, p. 106; 1906.
- Desgl., IV.; in: Arch. f. Protistenkde., **20**, p. 60; 1910.
- DUBOSCQ, O.: *Selysina perforans*; in: Archs. de Zool. exp., **58**, p. 1; 1918.
- GOODRICH, H. P.: Observations on the Gregarines of *Chiridota*; in: Quart. Jl. micr. Sci., **69**, p. 619; 1925.
- The Gregarines of *Cucumaria*; in: Quart. Jl. micr. Sci., **73**, p. 275; 1929.
- HATT, P.: L'évolution de la Grégarine du Hommarde (*Porospora gigantea* E. v. Bened.), chez les Mollusques; in: C. R. Soc. Biol. Paris, **98**, p. 647; 1928.
- HENRY, H.: A summary of the Blood parasites of British Sea-Fish; in: Jl. of Pathol. Bacteriol., **18**, p. 218; 1913/14.
- HENTSCHEL, C. C.: On the correlation of the life-history of the Acephaline Gregarine *Gonospora* with the sexual cycle of its host; in: Parasitology, **22**, p. 505; 1930.
- LEBAILLY, CH.: Recherches sur les Hématozoaires des Téléostéens marins; in: Archs. de Parasitol., **10**, p. 348; 1905.
- LÉGER, L., & O. DUBOSCQ: L'évolution schizogonique de l'*Aggregata eberthi*; in: Arch. f. Protistenkde., **12**, p. 44; 1908.
- —: *Selenococcidium intermedium* Lég. et Dub. et la systématique des Sporozoaires; in: Archs. de Zool. exp. gén. (5), **5**, p. 187; 1910.
- —: Deux Grégarines de Crustacées. *Porosporaportunidarum* Frenz. et *Cephaloidophora maculata* n. sp.; in: Archs. de Zool. exp. gén. (5), **6**, p. LIX; 1910/11.
- —: *Porospora nephropis* n. sp.; in: C. R. Soc. Biol. Paris, **78**, p. 368; 1915.
- —: Les Porosporides et leur évolution; in: Trav. Stat. Zool. de Wimeroux, **9**, p. 126; 1925.

- MACKINNON, D. L., & H. N. RAY: Observations on dicystid Gregarines from marine Worms; in: Quart. Jl. micr. Sci., (NS), **74**, p. 439; 1931.
- — A new protozoon, *Hyperidion thalassemae* n. gen. n. sp., from the intestine of *Thalassema neptuni* Gärtner; in: Quart. Jl. micr. Sci., (NS), **74**, p. 463; 1931.
- MOROFF, T.: Die bei den Cephalopoden vorkommenden *Aggregata*-Arten; in: Arch. f. Protistenkde., **11**, p. 1; 1908.
- NEUMANN, R. O.: Studien über protozoische Parasiten im Blute von Meeresfischen; in: Zs. f. Hyg. Infektionskrankh., **64**, p. 1; 1909.
- POISSON, R.: Sur quelques Grégaires parasites de Crustacés, observées à Luc-sur-mer (Calvados); in: Bull. Soc. zool. France, **49**, p. 238; 1924.
- RAY, H. N.: Studies on some Sporozoa in Polychaete Worms. I. Gregarines of the genus *Selenidium*. II. *Dorisiella scolelepidis* n. gen. n. sp.; in: Parasitology, **22**, p. 370, 471; 1922.
- REICHENOW, E.: Die Gregarinen (Nachtrag); in: Hdb. d. path. Protozoen v. PROWAZEK-NÖLLER, **3**, p. 1278; Leipzig 1921.
- * — Die Coccidien; in: Ebenda, p. 1136; 1921.
- BARON DE SAINT-JOSEPH, M.: Les Annélides Polychètes des côtes de France; in: Ann. des Sci. Nat., Zool., **3**, p. 145; 1906.
- THOMAS, J.-A.: Sur le Sporozoaire (Coccidie) parasite de *Nereis diversicolor*; in: C. R. Soc. Biol. Paris, **104**, p. 138; 1930.
- *WATSON KAMM, M.: Studies on Gregarines II; in: Illinois Biol. Monogr., **7**, p. 3; 1922.

C. *Cnidosporidia*

- AUERBACH, M.: Die Cnidosporidien. — Leipzig 1910.
- BREMER, H.: Studien über Kernbau und Kernteilung von *Myxidium lieberkühni* Bütschli; in: Arch. f. Protistenkde., **45**, p. 273; 1922.
- CAULLERY, M., & F. MESNIL: Recherches sur les Actinomyxidés; in: Arch. f. Protistenkde., **6**, p. 272; 1905.
- CÉPÈDE, C.: *Mrazekia piscicola* n. sp., microsporidie parasite du merlan (*Gadus merlangus* Linné); in: Bull. Soc. Zool. France, **49**, p. 109; 1924.
- CHATTON, E., & R. COURRIER: Formation d'un complexe xéno-parasitaire géant avec bordure en brosse, sous l'influence d'une Microsporidie, dans le testicule de *Cottus bubalis*; in: C. R. Soc. Biol. Paris, **89**, p. 579; 1923.
- DREW, H.: Some notes on parasitic and other diseases of Fish; in: Parasitology, **3**, p. 54; 1910.
- GEORGEVITCH, J.: Sur la *Coccomyxa* de la Sardine; in: Archs. de Zool. exp. gén., **65**, p. 57; 1926.
- GUYÉNOT, E., A. NAVILLE, & K. PONSE: Deux Microsporidies parasites de Trématodes; in: Rev. Suisse Zool., **31**, p. 399; 1925.
- *GRANATA, L.: Gli Attinomissidi; in: Arch. f. Protistenkde., **50**, p. 139; 1925.
- IKEDA, I.: Studies on some Sporozoan parasites of Sipunculoids. I. The life-history of a new Actinomyxidian, *Tetractinomyxon intermedium* g. et sp. nov.; in: Arch. f. Protistenkde., **25**, p. 240; 1912.

- *KUDO, R.: Studies on *Myxosporidia*; in: Illinois Biol. Monogr., **5**, 3, 4; 1919.
- *— A biologic and taxonomic study of the *Microsporidia*; in: Ebenda, **9**, 2, 3; 1924.
- MACKINNON, D. L., & D. I. ADAM: Notes on Sporozoa parasitic in *Tubifex*. I. The life-history of *Triactinomyxon* Stole; in: Quart. Jl. micr. Sci., **68**, p. 187; 1924.
- MERCIER, L.: *Glugea gigantea* Thélohan. Réaction des tissus de l'hôte à l'infection; in: C. R. Soc. Biol. Paris, **84**, p. 261; 1921.
- & R. POISSON: Microsporidies parasites de *Mysis*; in: C. R. Acad. Sci. Paris, **182**, p. 1576; 1926.
- NAVILLE, A.: Le cycle chromosomique, la fécondation et la réduction chromatique de *Chloromyxum leydigi*; in: Annal. Inst. océanogr., **4**, p. 177; 1927.
- Recherches sur la sexualité chez les Myxosporidies; in: Arch. f. Protistenkde., **69**, p. 327; 1930.
- PÉRARD, CH.: Sur une maladie du Maquereau (*Scomber scomber* L.), due à une Myxosporidie, *Chloromyxum histolyticum* n. sp.; in: C. R. Acad. Sci. Paris, **186**, p. 108; 1928.
- SWARCZEWSKY, B.: Über den Lebenszyklus einiger Haplosporidien; in: Arch. f. Protistenkde., **33**, p. 49; 1914 (*Glugea gigantea*).
- WEISSENBERG, R.: Lymphocystiskrankheit der Fische; in: PROWAZEK-NÖLLERS Handb. d. pathogen. Protozoen, **3**, p. 1344; Leipzig 1931.

D. *Haplosporidia*

- CAULLERY, M., & A. CHAPPELLIER: *Anurosporidium pelseneeri* n. g. n. sp., Haplosporidie infectant les sporocystes d'un Trematode parasite de *Donax trunculus* L.; in: C. R. Soc. Biol. Paris, **58**, p. 325; 1906.
- & F. MESNIL: Recherches sur les Haplosporidies; in: Archs. de Zool. exp. gén. (4), **4**, p. 101; 1905.
- CÉPÈDE, C.: Le cycle évolutif et les affinités systématiques de l'Haplosporidie des *Donax*; in: C. R. Acad. Sci. Paris, **153**, p. 507; 1911.
- DEBAISIEUX, P.: *Haplosporidium (Minchinia) chitonis* Lank., *Haplosporidium nemertis* nov. sp., et le groupe des Haplosporidies; in: La Cellule, **30**, p. 291; 1919/20.
- GRANATA, L.: Ricerche sul ciclo evolutivo di *Haplosporidium limnodrili* Granata; in: Arch. f. Protistenkde., **35**, p. 47; 1914.
- MERCIER, L., & R. POISSON: Une Haplosporidie, *Haplosporidium caulleryi* nov. sp. parasite de *Nereilepas fucata* Sav.; in: C. R. Acad. Sci. Paris, **174**, p. 1205; 1922.
- PIXELL-GOODRICH, H.: *Minchinia*, a Haplosporidian; in: Proc. zool. Soc. London, p. 445; 1915.
-

Bisher sind folgende Teile erschienen

In den Jahren 1925 bis 1930

Lieferungen 1 bis 19, enthaltend die Teile:

I. e, I. f_{1, 2}; II. a₁, II. c₁, II. d₁₋₃; III. b, III. c, III. d; IV. a; VI. c₁, VI. d; VII. a_{1, 2}, VII. b, VII. c₁, VII. d_{1, 2}, VII. e; VIII. a, IX. a, IX. c_{1, 2}, IX. d₁; X. a, X. b, X. c₁, X. d, X. e₁₋₄, X. f, X. g₁, X. h_{1, 2}; XI. a_{1, 2}, XI. b, XI. c, XI. d₁, XI. e_{1, 2}, XI. f₁; XII. a_{1, 2}, XII. b, XII. c, XII. d, XII. e, XII. f_{1, 2}, XII. g₁₋₃, XII. h₁₋₄, XII. i₁ (*Fischereibiologie, Zoologische Stationen, Fischereibiologische Institute; Amoebozoa, Reticulosa, Tintinnidae, Noctiluca, freilebende und parasitische Peridinea; Hydrozoa (Hydroida, Trachylina, Siphonophora), Scyphozoa, Ctenophora; Kemptozoa; Oligochaeta, Echiuridae, Sipunculidae, Priapulidae; Enteropneusta, Pterobranchia, Chaetognatha, Ectoprocta, Gastrotricha, Kinorhyncha, Rotatoria; Echinoderma; Aculifera, Opisthobranchia, Pteropoda, Scaphopoda, Lamellibranchia; Phyllopoda, Ostracoda, Copepoda non parasitica, Cirripedia, Epicaridea, Isopoda genuina, Anisopoda, Isopoda (Nachträge), Amphipoda, Leptostraca, Stomatopoda, Decapoda; Pantopoda, Tardigrada, Halacaridae, Robbenläuse, Coleoptera, Brachycera, Myriopoda; Copelata, Thaliacea, Branchiostoma; Pisces: Allgemeines, Cyclostomi, Elasmobranchii, Chondrostei, Physostomi, Physoclisti, Nachträge; Amphibia, Reptilia*) bearbeitet von H. BALSS, München; TERA VAN BENTHEM JUTTING, Amsterdam; G. A. BRANDER 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. JÖRGENSEN, Fjøsanger bei Bergen; O. KARL, Stolp i. P.; W. KLIE, Bremerhaven; P. KRÜGER, Berlin; THILO KRUMBACH, Berlin; W. KUHLE, Frankfurt (Main); H. M. KYLE, London; H. v. Lengerken, Berlin; I. LIEBERKIND, Kopenhagen; E. MARCUS, Berlin; 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; G. RAHM O. S. B., Freiburg (Schweiz); W. RAMMNER, Leipzig; H. C. REDEKE, Den Helder; E. REICHENOW, Hamburg; A. REMANE, Kiel; L. RHUMBLER, Hann.-Münden; W. SCHNAKENBECK, Hamburg; O. SCHUBART, Berlin; J. H. SCHUURMANS STEKHOFEN JR., Utrecht; K. STEPHENSEN, Kopenhagen; J. THIELE, Berlin; K. VIETS, Bremen.

Im Jahre 1931

Lfg. 20, enthaltend:

Teil I. d₁: Einführung in die Geologie der Nord- und Ostsee (Entwicklung, Formen, Küsten und Sedimente) von O. PRATJE, Königsberg (Pr.) (44 S., 21 Abb.)

Teil II. e₁: *Parasitische Flagellata* von E. REICHENOW, Hamburg (18 S., 10 Abb.)

Teil II. f: *Spirochaeta* von M. ZUELZER, Berlin-Dahlem (22 S., 19 Abb.)

Soeben erschien:

Genetik und Evolutionsproblem

Von Prof. Dr. **Victor Jollos**, Berlin

1931. 44 Seiten mit 13 Abbildungen und 6 Tabellen. Preis brosch. M. 3.—

(Sonderdruck aus

„Verhandlungen der Deutschen Zoologischen Gesellschaft“ 1931)

Die Schrift stellt die Wiedergabe eines Vortrages vor der Deutschen Zoologischen Gesellschaft und der Nederlandsche Dierkundige Vereeniging in Utrecht dar. Sie enthält eine kritische Übersicht über den Stand des Evolutionsproblems und eine Darstellung der Untersuchungen des Verfassers über gerichtete Mutationen

Aus dem Inhalt:

Das Evolutionsproblem und die Ergebnisse der mendelistischen Erblchkeitsforschung. — Neue Fragestellungen und Versuche — Die Bedeutung plasmatischer Veränderung für Genetik und Evolutionslehre — Experimentelle Auslösung von Mutationen — Erzielung „gerichteter“ Mutationen bei *Drosophila* — Zurückführbarkeit orthogenetischer Entwicklungsreihen auf gerichtete Mutationen

Akademische Verlagsgesellschaft m. b. H., Leipzig

Das Erdbild und seine Veränderungen

Von Prof. Dr. **Franz Kossmat**

Leipzig. 1931. 66 Seiten mit 6 Abbildungen. Preis brosch. M. 3.—
(Sonderdruck aus Handbuch der Experimental-Physik Bd. XXV Teil 2)

Aus dem Inhalt: I. Das Material der Erdrinde. II. Das jetzige Erdrelief. 1. Festländer. 2. Meeresräume. III. Faktoren der Veränderungen des Erdbildes. 1. Endogene Kräfte. 2. Exogene Kräfte. 3. Masseverteilung in der Erdrinde. IV. Geschichte des Erdbildes. 1. Einleitung. 2. Geologische Geschichte der Kontinente. V. Vergleichende Tektonik. 1. Charakteristik der Faltengebirge. 2. Der magmatische Zyklus in den Kettengebirgen. 3. Charakteristik der Rumpf- und Tafelländer. VI. Theorien der Krustenbewegungen. Rindentrift. — Theorie von Wegener — Problem der Ozeanböden.

Eine kurz gefaßte Darstellung der dynamischen Geologie unter besonderer Betonung ihrer Beziehungen zur Geophysik. Es werden die letzten theoretischen Einsichten der Tektonik vorgeführt und kritisch behandelt.

Akademische Verlagsgesellschaft m. b. H., Leipzig

Hierzu ein Prospekt „Archiv für Naturgeschichte“ der Akademischen Verlagsgesellschaft m. b. H., Leipzig.