

*Nachdruck verboten.
Übersetzungsrecht vorbehalten.*

Studien über die Myxosporidien der norwegischen Seefische und ihre Verbreitung.

Von

Prof. Dr. M. Auerbach, Karlsruhe i. B.

(Aus der Biologischen Station zu Bergen [Norwegen].)

Mit Tafel 1—5 und 5 Abbildungen im Text.

In meiner Arbeit „Unsere heutigen Kenntnisse über die geographische Verbreitung der Myxosporidien“ (in: Zool. Jahrb., Vol. 30, Syst., 1911) hatte ich all das zusammengestellt, was mir bis dahin über die geographische Verbreitung unserer Parasiten bekannt geworden war. Ich mußte damals zu dem Schlusse kommen, daß die fraglichen Schmarotzer längs der europäischen Küste, soweit sie bis dahin untersucht war, jedenfalls ziemlich gleichmäßig verbreitet vorkämen, daß die betreffenden Species wohl auch überall da aufträten, bis wohin ihre Wirte vordrängen, ja, daß u. U. in anderen Gegenden, wo diese Wirte fehlten, auch andere Fische befallen werden könnten. Anhaltspunkte für diese ausgedehnte Verbreitung gaben mir damals hauptsächlich die Küsten des Mittelmeeres und des Atlantischen Ozeans, die, bisher am besten in bezug auf die uns interessierende Frage untersucht, eine recht übereinstimmende Myxosporidienfauna besitzen.

Der Norden ist bisher in Hinsicht auf die Parasiten aus der Gruppe der Myxosporidien nur recht spärlich studiert worden, und trotzdem konnte ich schon in meiner oben zitierten Arbeit auf einige

Fälle hinweisen, die vermuten ließen, daß die Zusammenhänge der uns interessierenden Fauna sich auch bis dort hinauf jedenfalls verfolgen lassen würden, wenn man nur die entsprechenden Untersuchungen vornähme. Die damals gegebenen Beispiele bezogen sich auf das Vorkommen von *Leptotheca parva* THÉL. in Marseille, Le Croisic und Bergen sowie auf dasjenige von *Ceratomyxa sphaerulosa* THÉL. in Roscoff, Wimereux und Bergen.

Ich konnte es daher nur aufs freudigste begrüßen, als mir im Jahre 1911 die Gelegenheit geboten wurde, nochmals die norwegischen Fische untersuchen zu können. Es ist mir eine angenehme Pflicht, unserem Karlsruher Naturwissenschaftlichen Verein sowie dem Großh. Ministerium des Kultus und Unterrichts auch an dieser Stelle nochmals meinen besten Dank auszudrücken für die Gewährung der zu der Reise notwendigen Mittel.

Die Untersuchungen sollten ganz speziell zum Studium der geographischen Verbreitung der Myxosporidien in den Seefischen längs der ganzen norwegischen Küste von Kristiania bis Vadsö durchgeführt werden, und da mir nur der kurze Zeitraum eines Monats für die Arbeit zur Verfügung stand, so mußte ich die Reisedispositionen so treffen, daß ich in der genannten Zeit der ganzen Küste entlang reisen und an den geeigneten Stationen Fische sammeln konnte. Ich habe die Tour dann so ausgeführt, daß ich mit dem Postdampfer „Mercur“ der „Bergenske Dampskibselskab“ in Bergen von Hamburg aus die Fahrt bis Vadsö (Kirkenes) und wieder zurück bis Trondhjem machte und dann von dort mit der Bahn nach Kristiania fuhr. Als Assistent begleitete mich mein Freund cand. rer. nat. K. HUMMEL, der mir unermüdlich bei Beschaffung und Verarbeitung des Materials behilflich war und mir dann später auch noch Fische aus Kristiania und dem Kristianiafjord beschaffte; ich möchte nicht verfehlen, ihm auch hier nochmals aufs beste für seine Mithilfe zu danken.

Daß ich während der kurzen mir zur Verfügung stehenden Zeit auch nur ein annähernd vollständiges Fischmaterial zusammenbringen könnte, hatte ich von vornherein für ausgeschlossen gehalten, und so hatte ich nur die Absicht, die gewöhnlichsten und am meisten gefangenen Fische in größerer Zahl zu untersuchen; natürlich sollten auch alle anderen gerade erlangbaren Species mit in den Bereich der Arbeit gezogen werden. Ich hatte anfänglich nur darauf gerechnet, an den verschiedenen Anlegeplätzen auf den dortigen Fischmärkten mein Material zu erwerben, und dieser Herkunft verdanke ich auch eine recht ansehnliche Zahl meiner Versuchstiere. Aller-

dings war es recht mißlich, daß Fische in allen Orten nur vormittags zu bekommen waren, während ich nachmittags auch an den Hauptplätzen, wie z. B. Hammerfest, nicht ein einziges Stück auftreiben konnte. Wäre ich daher allein auf diese Quelle angewiesen geblieben, so hätte ich keine große Ausbeute mit nach Hause bringen können. Glücklicherweise nun wurde diese Lücke in vorzüglicher Art ausgefüllt, indem Bemannung und Passagiere des „Mercur“ durch eifriges Fischen an allen Stationen in geradezu hervorragender Weise für Untersuchungsmaterial sorgten, so daß die schnelle Verarbeitung desselben oft viel Arbeit erforderte. Überhaupt muß ich Kapitän, Offiziere, Mannschaften und auch den norwegischen Mitreisenden zu großem Danke verpflichtet sein, weil sie stets in jeder nur erdenklichen Weise bemüht waren, meine Untersuchungen so viel wie möglich zu fördern; ohne ihre Unterstützung hätte ich nicht die Hälfte von dem leisten können, was mir so ermöglicht wurde.

Die frisch erbeuteten Fische wurden äußerlich und innerlich sofort einer genauen Inspektion unterzogen; Knorpel und Knochen des Schädels, Augen und Kiemen wurden nachgesehen und, wenn verdächtig, sofort in 5%igem Formol konserviert; die Gallenblasen aller und die Harnblasen der meisten Fische wurden in 5%igem Formol oder Sublimat-Alkohol-Eisessig fixiert und für die Untersuchung zu Hause vorbereitet.

I. Geographischer Teil.

Wie ich schon oben erwähnte, mußte das Hauptaugenmerk auf die häufigsten und am meisten gefangenen Fische gerichtet und getrachtet werden, von diesen eine möglichst große Individuenzahl von möglichst verschiedenen Orten zu erlangen. Demgemäß macht auch das Gros meines Materials die Gruppe der Gadiden aus, mit *Gadus callarias*, *G. virens* und *G. aeglefinus*; auch von Plattfischen, *Pleuronectes platessa*, und von Salmoniden, *Trutta salar*, konnte eine hübsche Zahl mit untersucht werden. Rechne ich auch die Tiere mit hinzu, die ich während meiner früheren Bergener Studien an jenem Platze untersuchte, so gestaltet sich die Liste der von mir im ganzen verwendeten Fische etwa folgendermaßen. (Es ist bei jeder Species die Zahl der untersuchten Individuen angegeben; die Infektion mit Myxosporidien sowie die Herkunft der einzelnen Tiere wird in einer anderen Liste aufgeführt.)

Tabelle I.

Lfd. No.		Exemplar	Lfd. No.		Exemplar
1.	<i>Lucioperca sandra</i> L.	1	19.	<i>Gadus pollachius</i> L.	2
2.	<i>Sebastes viviparus</i> KRÖYER	16	20.	— <i>poutassou</i> RISSO	2
3.	— <i>marinus</i> L.	2	21.	— <i>minutus</i>	1
4.	— <i>dactylopterus</i> DE LA ROCHE	2	22.	<i>Molva vulgaris</i> FLEM.	16
5.	<i>Trigla gurnardus</i> L.	5	23.	— <i>byrkelange</i> WALB.	1
6.	<i>Scomber scombrus</i> L.	20	24.	<i>Brosminus brosme</i> ASCAN.	11
7.	<i>Labrus mixtus</i> L.	4	25.	<i>Phycis bleinnioides</i>	1
8.	— <i>rupestris</i> L.	2	26.	<i>Onos tricirrhatus</i>	1
9.	— <i>bergylla</i> L.	3	27.	<i>Trutta trutta</i> L.	1
10.	<i>Anarrhichas lupus</i> L.	8	28.	— <i>salar</i> L.	13
11.	<i>Centronotus gunellus</i>	1	29.	<i>Argentinus silus</i> ASCAN.	6
12.	<i>Gobius niger</i> L.	2	30.	<i>Clupea harengus</i> L.	15
13.	<i>Callionymus lyra</i>	2	31.	— <i>sprattus</i> L.	56
14.	<i>Cyclopterus lumpus</i> L.	2	32.	<i>Pleuronectes platessa</i> L.	28
15.	<i>Gadus callarias</i> L.	144	33.	— <i>flesus</i> L.	5
16.	— <i>aeglefinus</i> L.	70	34.	— <i>limanda</i>	1
17.	— <i>vireus</i> L.	215	35.	<i>Hippoglossus vulgaris</i> FLEM.	3
18.	— <i>merlangus</i> L.	14	36.	<i>Hippoglossoides limandoides</i>	3

Es ergibt sich somit als Gesamtsumme aller bisher untersuchten Fische die Zahl 679. In diesen Fischen wurden folgende Myxosporidien gefunden:

Tabelle II.

I. Monosporea: 0.		III. Disporea: 6.	
II. Miktosporea: 8.		1.	<i>Leptotheca macrospora</i> AUERB.
1.	<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	2.	— <i>parva</i> THÉL.
2.	— <i>incurvatum</i> THÉL.	3.	— <i>informis</i> AUERB.
3.	— <i>inflatum</i> AUERB.	4.	— <i>longipes</i> AUERB.
4.	— <i>procerum</i> AUERB.	5.	<i>Ceratomyxa drepanopsettae</i> AWER.
5.	— <i>oviforme</i> PARISI	6.	— <i>sphaerulosa</i> THÉL.
6.	<i>Sphaeromyxa hellandi</i> AUERB.	IV. Polysporea: 1.	
7.	<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	1.	<i>Myxobolus aeglefini</i> AUERB.
8.	<i>Sphaerospora divergens</i> THÉL.		

Tabelle III.

Die Stationen der Küste, an denen Fische erlangt wurden, sind folgende:

1. Kristiania	10. Rörvik	19. Harstad	28. Mehavn
2. Tjömö	11. Mosjön	20. Rossfjord	29. Finkongkjeilen
3. Kristiansand	12. Torghatten	21. Skjervö	30. Smalfjorden
4. Stavauger	13. Vikholmen	22. Bergsfjord	31. Baadsfjord
5. Bergen	14. Grönöy	23. Nusfjord	32. Makur
6. Aalesund	15. Bodö	24. Hasvik	33. Vardö
7. Kristiansund	16. Kabelvaag	25. Hammerfest	34. Kiberg
8. Trondhjem	17. Svolvaer	26. Honningsvaag	35. Kirkenes
9. Abelaer	18. Lödingen	27. Skjöttingsberg	

Ein Vergleich der Lage dieser Orte auf der beigegebenen kleinen Kartenskizze (Taf. 1) wird ohne weiteres zeigen, daß die Fangplätze ziemlich gleichmäßig entlang der ganzen Küste verteilt sind. Im Norden sind die Stationen näher aneinander gedrängt, weil die Dampfer hier öfter anlegen und zugleich die Fangaussichten viel günstiger sind als weiter im Süden.

Zur allgemeinen Orientierung gebe ich dann endlich noch eine Liste, auf der neben den untersuchten Fischen auch deren Fangplatz, die in ihnen gefundenen Myxosporidien und der Sitz der Parasiten in den Körperorganen angegeben ist. Diese Liste (S. 6—11) wird zur Übersichtlichkeit und Vereinfachung meiner Ausführungen viel beitragen.

Ehe ich nun dazu übergehe, die in der nachstehenden Tabelle enthaltenen Resultate etwas eingehender zu betrachten, möchte ich nochmals ausdrücklich betonen, daß es mir fern liegt, meine hier gegebenen Funde als etwas Abgeschlossenes und Fertiges anzusehen. Die Mängel und Lücken sind mir selbst am besten bekannt, und ich weiß wohl, daß meine Arbeit nur als ein kleiner Versuch angesehen werden kann, die Verbreitungsverhältnisse der nordischen Myxosporidien klar zu legen. Es wird noch langer und angestrebter Arbeit bedürfen, bis wir sagen können, daß jetzt die Hauptfragen aller uns interessierenden Probleme gelöst seien, und sicher werden auch noch viele meiner Angaben Erweiterungen und Änderungen erfahren müssen. Da aber bisher über das uns interessierende Thema überhaupt noch gar nichts bekannt ist, mache ich mit meinen wenigen Funden und Annahmen in der Hoffnung den Anfang, daß möglichst bald die nun begonnene Arbeit von mir selbst oder Anderen fortgesetzt werden kann.

Vergleichen wir die in Tabelle II gegebene Liste der Myxosporidien der norwegischen Fische mit meinen früheren Angaben (1—7), so wird zunächst auffallen, daß die Zahl der für Norwegen neuen Arten nur um recht wenige, nämlich 3—5, zugenommen hat. (Ich habe in der Liste nur die sicher identifizierten Formen angeführt, dazu kommen dann vielleicht noch eine neue *Ceratomyxa* aus *Pleuronectes flesus*, die vielleicht nicht mit *C. drepanopsettae* Aw. identisch ist, und eine Angehörige der gleichen Gattung aus *Gadus merlangus*, die mit einem Parasiten desselben Fisches im Mittelmeer übereinstimmen könnte. Ich werde diese Frage im II. Teil der vorliegenden Arbeit zu lösen suchen.)

Tabelle IV.

Lfd. No.	Fisch	Herkunft	Parasit	Infizierte Organe	Anzahl der	
					infig. Expl.	unters. Expl.
1.	<i>Lucioperca sandra</i>	Kristiania, 12/8, 1911	—	—	1	1
2.	<i>Sebastes viviparus</i>	Bergen, 2./9. 1908	<i>Leptotheca macrospora</i> AUERR. <i>Myxidium bergense?</i> AUERR.	Gallenblase	1	5
		" 15./5. 1909—3./6. 1909	Unbestimmbare Myxosporidie	"	6	7
		Kristiansund, 8./7. 1911	<i>Leptotheca macrospora</i> AUERR. <i>Myxidium bergense</i> AUERR.	"	2	3
3.	<i>Sebastes marinus</i>	Trondhjem, 10./7. 1911	Unbestimmbare Myxosporidie	"	1	1
		Bergen, 11./9. 1908	—	—	—	1
		" 11./5. 1909	—	—	—	1
4.	<i>Sebastes dactylopterus</i>	" 26./5. 1909	<i>Leptotheca macrospora</i> AUERR.	Gallenblase	1	2
5.	<i>Trigla gurnardus</i>	" 16./9. 1908	—	—	—	1
		" 11./6. 1909	—	—	—	1
		Tjömö, 2./8. 1911	—	—	—	3
6.	<i>Scomber scombrus</i>	Bergen, 7./9. 1908	<i>Leptotheca macrospora</i> AUERR.	Gallenblase	4	4
		" 25./5. 1909	—	—	1	2
		Kristiansand, 3./7. 1911	—	—	1	9
		Stavanger, 4./7. 1911	"	"	2	3
		Tjömö, 2./8. 1911	"	"	2	2
		Bergen, 5./9. 1908	—	—	—	1
7.	<i>Labrus mixtus</i>	" 2./6. 1909	<i>Leptotheca parva</i> THÉL.	Gallenblase	—	2
		Kristiansand, 3./7. 1911	—	—	—	1
8.	<i>Labrus rapestrus</i>	Bergen, 5./9. 1908	—	—	—	2
9.	<i>Labrus bergylla</i>	" 22./5. 1909	—	—	—	1
		" 2. 6. 1909	—	—	—	2
		" 3./9. 1908	<i>Myxidium bergense?</i> AUERR.	Gallenblase	1	1
10.	<i>Anarrhichas lupus</i>	" 13./5. 1909	—	—	—	1
		Trondhjem, 10./7. 1911	—	—	—	3
		" 11./7. 1911	—	—	—	3
11.	<i>Centronotus gnathus</i>	Torghatten, 12./7. 1911	<i>Sphacromyxa hellandi</i> AUERR.	Gallenblase	1	1
12.	<i>Gobius niger</i>	Bergen, 15./9. 1908	—	—	—	2

Myxosporidien der norwegischen Seefische.

7

13. <i>Callionymus lyra</i>	Bergen, 19./6. 1909	<i>Myxidium incurvatum</i> THÉL.	Gallenblase	2	2
14. <i>Cyclopterus lumpus</i>	" 12./9. 1908	<i>Myxidium</i>	Harnblase	1	1
	" 29./5. 1909	<i>Myxidium inflatum</i> AUERB.	Gallenblase	—	1
	" 31./8. 1908	—	—	—	1
15. <i>Gadus callarias</i>	" 12./5.—12./6. 1909	<i>Myxidium oviforme</i> PARISI	Gallenblase	1	6
	Kristiania, 12./8. 1911	<i>Zschokkella hiltæ</i> AUERB.	Harnblase	2	1
	Tjønnø, 4. u. 7./8. 1911	—	—	—	2
	Kristiansund, 8./7. 1911	—	—	—	1
	Tromsøjem, 10./7. 1911	<i>Myxidium oviforme</i> PARISI	Gallenblase	1	2
	Abelvaer, 12./7. 1911 und	" " jung?	"	1	2
	27./7. 1911	<i>Zschokkella hiltæ</i> AUERB., jung	Harnblase	1	2
	Rörvik, 12./7. 1911	<i>Myxidium oviforme</i> PARISI ad.	Gallenblase	3	3
	Kabelvaag, 25./7. 1911	<i>Zschokkella hiltæ</i> AUERB.	Harnblase	1	2
	Lödingen, 14./7. 1911	<i>Myxobolus aeglefini</i> AUERB.	Auge	1	1
	Skjervø, 16./7. 1911	<i>Myxidium oviforme</i> PARISI, jung?	Gallenblase	1	9
	Bergsfjord, 16./7. 1911	<i>Zschokkella hiltæ</i> AUERB.	Gallenblase	2	4
	Nusfjord, 16./7. 1911	<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	Gallenblase	2	4
	Hasvik, 16./7. 1911 u. 22./7.	" " jung?	"	2	5
	1911	<i>Zschokkella hiltæ</i> AUERB.	Harnblase	4	1
	Hammerfest, 17./7. 1911	<i>Myxidium oviforme</i> PARISI, jung?	Gallenblase	1	1
	Honningsvaag, 17./7. 1911	<i>Zschokkella hiltæ</i> AUERB.	Gallenblase	1	1
	Finkongkjøilen, 18./7. und	<i>Myxidium oviforme</i> PARISI, jung?	Gallenblase	2	5
	21./7. 1911	<i>Zschokkella hiltæ</i> AUERB.	Harnblase	5	10
			Harnblase	3	4
			Harnblase	4	4
			Gallenblase	26	30
			Harnblase	16	16
			Gallenblase	8	8
			Harnblase	5	5

Fisch	Herkunft	Parasit	Infizierte Organe	Anzahl der	
				infiz. Expl.	unters. Expl.
	Sualfjorden, 18./7. 1911	<i>Myxidium oviforme</i> PARISI, jung?	Gallenblase	8	9
	Baadsfjord, 18./7. 1911	<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	8	11
	Makur, 18./7. 1911	<i>Myxidium oviforme</i> PARISI, jung?	Gallenblase	9	3
	Vardö, 19./7. 1911	<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	2	13
		<i>Myxidium oviforme</i> PARISI ad. u. jung	Gallenblase	13	25
		<i>Myxobolus aeglefini</i> AUERB.	Auge und Schädel	1	1
		<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	23	4
		<i>Myxidium oviforme</i> PARISI, jung?	Gallenblase	3	13
		<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	3	1
		—	—	—	2
		—	—	—	1
		<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	Gallenblase	1	2
		<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	1	1
		<i>Myxidium bergense</i> AUERB. ? jung	Gallenblase	2	2
		<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	2	2
		<i>Myxidium bergense</i> AUERB. ? jung	Gallenblase	2	2
		<i>Myxobolus aeglefini</i> AUERB.	Auge	1	1
		<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	Gallenblase	1	4
		" AUERB. ad. u. juv.	"	4	4
		<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	4	4
		" "	"	2	5
		<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	Gallenblase	5	5
		<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	4	4
		<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	Gallenblase	4	2
		<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	2	1
		<i>Myxidium bergense</i> AUERB., jung	Gallenblase	13	13
		<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	8	1
		<i>Myxidium bergense</i> AUERB., jung	Gallenblase	1	1
		<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	1	1
16. <i>Gadus aeglefinus</i>	Bergen, 28./8.—20./9. 1908				
	" 25./9. 1909				
	Kristiania, 12./8. 1911				
	Kristiansund, 8./7. 1911				
	Trondhjem, 10. u. 11./7. 1911				
	Abelvaer, 27./7. 1911				
	Rörvik, 12./7. 1911				
	Mosjøen, 26./7. 1911				
	Vikholmen, 13./7. 1911				
	Grönöy, 25./7. 1911				
	Bodö, 25./7. 1911				
	Nusfjord, 16./7. 1911				
	Finkongkjeilen, 18./7. 1911				

Lfd. No.	Fisch	Herkunft	Parasit	Infizierte Organe	Anzahl der	
					infiz. Expl.	unters. Expl.
		Hammerfest, 17./7. 1911	<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	Gallenblase	2	3
		Vardö, 20./7. 1911	<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	3	3
		Harstad, 24./7. 1911	<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	Gallenblase	3	3
		Homingsvaag, 17./7. 1911	<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	"	6	12
		Bergen, 28./8. 1908	<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	Harnblase	1	1
		" 15./5.—12./6. 1909	<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Gallenblase	1	3
		Tjömö, 2.—7./8. 1911	Unbestimmbare Myxosporidie <i>Leptotheca</i> sp. od. <i>Ceratomyxa</i> sp.	Gallenblase	4	6
		Bergen, 16./9. 1908	<i>Leptotheca informis</i> AUERB.	"	1	1
		" 11./6. 1909	<i>Myxidium bergense</i> AUERB.	"	1	5
		" 14./9. 1908	"	"	2	2
		" 15./5. 1909	"	"	—	—
		" 28./8. 1908	"	"	—	—
		" 3./9. 1908	"	"	—	—
		" 15./5. 1909	<i>Myxobolus aeglefini</i> AUERB.	Schädelknorpel	1	1
		" 19./5. 1909	<i>Leptotheca</i> sp.	Gallenblase	2	3
		Tjömö, 4./8. 1911	<i>Myxobolus aeglefini</i> AUERB.	Schädelknorpel	1	1
		Aalesund, 7./7. 1911	<i>Sphaeromyxa hellandi</i> AUERB.	Gallenblase	1	2
		Trondhjem, 10./7. 1911	<i>Leptotheca</i> sp.	"	1	1
		Bergen, 16./9. 1908	<i>Leptotheca informis</i> AUERB.	"	1	1
		" 28./7. 1908	"	"	—	—
		" 3./9. 1908	"	"	—	—
		" 15./5. 1909	"	"	—	—
		" 26./5. 1909	"	"	—	—
		" 11./6. 1909	"	"	—	—
		" 6./7. 1911	"	"	—	—
		Bergen, 16./9. 1908	<i>Leptotheca</i> sp.	Gallenblase	1	1
		" 3./9. 1908	<i>Sphaeromyxa hellandi</i> AUERB.	"	1	1
		" 15./5. 1909	<i>Zschokkella hildae</i> AUERB.	Harnblase	1	1
		" 26./5. 1909	"	"	1	1
		" 11./6. 1909	"	"	1	1
		" 6./7. 1911	"	"	1	1
		Bergen, 16./9. 1908	"	"	—	—
		" 28./7. 1908	"	"	—	—
		" 3./9. 1908	"	"	—	—
		" 15./5. 1909	"	"	—	—
		" 26./5. 1909	"	"	—	—
		" 11./6. 1909	"	"	—	—
		" 6./7. 1911	"	"	—	—

nur Köpfe unters.

Myxosporidien der norwegischen Seefische.

11

28. <i>Trutta salar</i>	Mosjøen, 26./7. 1911 Bodø, 13./7. 1911 Rossfjord, 14./7. 1911 Sjötinningsberg, 21./7. 1911	— — — —	— — — —	— — — —	— — — —	— — — —	1 5 3 3
29. <i>Argentinus silus</i>	Bergen, 3./9. 1908	—	—	—	—	—	4
30. <i>Clupea harengus</i>	" 26./5. 1909	—	—	—	—	—	4
31 — <i>spratthus</i>	" 31./8. — 4./9. 1908	—	—	—	—	—	2
32. <i>Pleuronectes platessa</i>	" 17./9. 1908 Kristiania, 12./8. 1911 Rørvik, 12./7. 1911	— — —	— — —	— — —	— — —	— — —	15 56 6
	Kabelvaag, 25./7. 1911 Svolvær, 14./7. 1911	— —	— —	— —	— —	— —	4 4
	Mehavn, 21./7. 1911 Baadsfjord, 20./7. 1911 Tjømö, 2./8. 1911	— — —	— — —	— — —	— — —	— — —	10 3 3
33. <i>Pleuronectes flesus</i>	Bergen, 14./5. 1908 " 26./5. 1909 Kabelvaag, 25./7. 1911	— — —	— — —	— — —	— — —	— — —	1 1 2
34. — <i>limanda</i> 25. <i>Hippoglossus vulgaris</i>	Smalfjorden, 18./7. 1911	—	—	—	—	—	5
35. <i>Hippoglossoides limandioides</i>		—	—	—	—	—	1
		—	—	—	—	—	1
		—	—	—	—	—	2
		—	—	—	—	—	3
		—	—	—	—	—	3
		—	—	—	—	—	1
		—	—	—	—	—	3
		—	—	—	—	—	1

Von diesen neuen Formen war das Vorkommen von *Ceratomyxa drepanopsettae* Aw. in den Fischen der norwegischen Küste voraussehen, hat sie doch AWERINZEW (8) aus ganz benachbarten Gegenden (Murmanküste) beschrieben; jener Autor fand die Form in *Pleuronectes platessa* L. und *Drepanopsetta platessoides* FABR., ich kann als neue Wirte hinzufügen: *Hippoglossus vulgaris*, *Hippoglossoides limandoides* und vielleicht auch *Pleuronectes flesus*; in bezug auf die letztere Species bin ich allerdings meiner Sache nicht ganz sicher. Nehmen wir auch bei letzterem Fisch den Parasiten als zu unserer Art gehörig an, so wäre damit seine Verbreitung längs der ganzen norwegischen Küste von Tjömö bis zur Murman-Küste ziemlich wahrscheinlich gemacht; die Fundorte wären dann: Tjömö, Rörvik, Kabelvaag und Murman-Küste. Lassen wir hingegen *Pl. flesus* zunächst noch vorsichtshalber als Wirt beiseite, so erstreckt sich die Verbreitung nach unseren heutigen Kenntnissen nur bis Rörvik; ich zweifle aber nicht, daß sie sich bei weiteren Nachforschungen auch noch weiter südlich wird nachweisen lassen.

Von weit größerem Interesse ist das Vorkommen zweier anderer Arten, nämlich von *Myxidium oviforme* PARISI und *Sphaerospora divergens* THÉL.

Myxidium oviforme ist erst in allerneuester Zeit von PARISI beschrieben worden (19). Dieser Autor fand den Parasiten in der Gallenblase von *Coris julis* GTHR. und *Apogon rex-mullorum* CUV. aus der Umgegend von Neapel. Ich habe den Schmarotzer und freie Sporen bei *Gadus callarias* aus Bergen, Kristiansund, Abelvaer, Hammerfest und Vardö, also längs der ganzen Küste Norwegens, gefunden. In vielen Fischen von anderen Stationen aber fanden sich auch noch junge vegetative Formen ohne Sporen, die ich als zu unserem Parasiten gehörig ansehen muß, so daß die Art bei *G. callarias* recht häufig ist, im ganzen sind etwa 61,8% aller Fische infiziert; endlich muß noch sein Vorkommen bei einem Lachs aus Rossfjord erwähnt werden. Die Verbreitung von *M. oviforme* ist also eine sehr ausgedehnte, von Neapel bis Vardö! Eine Lücke in seiner Verbreitung besteht noch an der ganzen atlantischen Küste Frankreichs, in der südlichen Nordsee und England; jedenfalls aber werden sich mit der Zeit auch hier Fundorte nachweisen lassen. *Apogon rex-mullorum* CUV. kommt meines Wissens hauptsächlich im Mittelmeer vor, während *Coris julis* GTHR. bis zur Nordsee vordringt, Berührungspunkte zwischen ihm und *Gadus callarias* sind also in weitestem Maße gegeben. Die Frage, wie die Ausbreitung des

Parasiten erfolgte, ob wir primäre und sekundäre Wirte annehmen sollen, und wenn ja, welches der primäre, welches der sekundäre Wirt ist usw., kann natürlich heute noch nicht beantwortet werden.

Noch merkwürdiger ist mein Fund von *Sphaerospora divergens* THÉL. Ich fand den Parasiten in der Harnblase eines *Hippoglossoides limandoides* ganz im Norden im Tanaffjord (Smalfjorden); damit ist neben dem neuen Fundort für diese Species auch wieder ein neuer Wirt nachgewiesen, denn bisher waren als Wirte nur bekannt: *Blennius pholis* L., *Crenilabrus melops* L. [THÉLOHAN (23)] und *Cr. pavo* C. V. [PARISI (19)]. Der Schmarotzer wurde gefunden bei Neapel [PARISI (19)], bei Concarneau und Roscoff [THÉLOHAN (23)] und bei Smalfjorden (AUERBACH). Wenn die Fundorte auch sehr weit auseinander liegen, so gehören sie doch drei verschiedenen, aber zueinander in Beziehung stehenden Meeresbecken an, Mittelmeer—Atlantischer Ozean—Nördliches Eismeer, und ich glaube nicht voreilig zu sein, wenn ich vermute, daß mit der Zeit noch an dazwischen liegenden Punkten die Art gefunden werden wird, so daß wir dann längs der ganzen europäischen Küste einen Zusammenhang haben würden.

Ein sehr schönes Beispiel des ununterbrochenen Vorkommens längs der ganzen Küste bietet uns *Myxidium bergense* AUERB., das auch in so großer Menge untersucht werden konnte, daß uns weitergehende Betrachtungen erlaubt sind. Der Parasit war bis jetzt nur bekannt aus der Gallenblase von *Gadus virens*; ich kann diesem Wirte nun mit ziemlicher Bestimmtheit noch die folgenden hinzufügen: 1. *Sebastes viviparus*; 2. *Anarrhichas lupus*; 3. *Gadus callarias*; 4. *Gad. aeglefinus*; 5. *Gad. merlangus* und 6. *Pleuronectes platessa*. Die Orte, in deren Nähe unser Schmarotzer bisher gefunden wurde, sind: Kristiania, Tjömö, Kristiansand, Stavanger, Bergen, Kristiansund, Trondhjem, Abelvaer, Rörvik, Mosjöen, Grönöy, Bodö, Kabelvaag, Svolveaer, Harstad, Bergsfjord, Nusfjord, Hammerfest, Honningsvaag, Skjötningsberg, Finkongkjeilen, Makur, Vardö, Kirkenes. Ein Vergleich dieser Orte mit der Karte (Taf. 1) wird keinen Zweifel an der kontinuierlichen Verteilung der Species aufkommen lassen.

Bei der vorliegenden Art wurde zum Teil auch eine so große Individuenzahl der Wirte untersucht, daß wenigstens versuchsweise eine Statistik der Infektionshäufigkeit sich aufstellen ließ; der Vollständigkeit wegen ist dann diese Berechnung auch auf die Wirte ausgedehnt worden, die nur in geringerer Individuenzahl vorlagen.

Wenn man alle untersuchten Exemplare von *Gadus virens* be-

rücksichtigt (mit Ausnahme der seinerzeit von mir künstlich infizierten), so ergibt sich, daß etwa 56,7% dieses Fisches mit *M. bergense* infiziert sind; hierbei ist keine Rücksicht auf Herkunft und Alter der Tiere genommen. Wenn man diese beiden Faktoren mit in Betracht zieht, so ergeben sich folgende interessante Verhältnisse: Von mittelgroßen Individuen südlich Trondhjem sind infiziert 40,9%; nördlich dieser Stadt ergibt sich dann die Zahl von 96,4%. Es ist klar, daß dieser merkwürdige Umschlag nicht ganz plötzlich eintritt, sondern erst nach und nach; immerhin fiel mir die viel größere Zahl der erkrankten Individuen schon beim Sammeln bald hinter Trondhjem auf. Nach Norden nehmen dann die infizierten Exemplare an Zahl immer mehr zu und erreichen etwa bei Lofoten ihr Maximum, das sich dann weiter nördlich in ziemlich unverändertem Maße erhält. Ganz ähnlich liegen die Verhältnisse bei ganz jungen und ganz alten Fischen (allerdings habe ich bei ihnen nur eine viel kleinere Individuenzahl untersuchen können); bis Trondhjem sind von 15—20 cm langen Fischen etwa 8,8% infiziert, nördlich von jener Stadt nahezu 100%; südlich unserer angegebenen Grenze fand ich keinen infizierten ganz ausgewachsenen, ca. 80 cm langen Fisch (die untersuchten wenigen Tiere stammten aus Bergen); nördlich waren von großen Fischen, die etwa in gleichgroßer Zahl vorlagen, 85,7% befallen. Wenn auch die zuletzt gegebenen Zahlen ungenau sind, weil sie sich auf ein zu kleines Material stützen, so geht doch aus der Gesamtheit hervor, daß nach Norden zu unbestreitbar die Intensität der Infektion ganz bedeutend zunimmt, und zwar bei allen Altersstufen. Ich habe diese Tatsache in einer kürzlich erschienenen Arbeit schon gestreift (7) und dort die Vermutung ausgesprochen, daß die stärkere Infektion mit dem näheren Beieinanderleben der Tiere zusammenhänge, da dadurch jedenfalls eine Übertragung des Parasiten mit Hilfe seiner Dauersporen sehr erleichtert würde. Ich glaube auch jetzt noch, daß dies mit ein Hauptgrund für die obigen Zahlen ist, denn meines Wissens ist *G. virens* besonders ein nordischer Fisch, dessen Individuenreichtum nach Norden zunimmt.

Ganz ähnlich liegen die Verhältnisse nun auch bei *Gadus aeglefinus*, der das *Myxidium bergense* ebenfalls häufig in seiner Gallenblase beherbergt. (Die Zahl der untersuchten Individuen ist allerdings nicht so groß wie bei *G. virens*, und besonders südlich von Trondhjem kamen nur wenige Fische zur Untersuchung.) Im ganzen fand ich für den fraglichen Wirt eine Infektionszahl von etwa 71,4%. (Das Alter der Fische wurde nicht berücksichtigt.) Im Süden, also

etwa südlich von Trondhjem waren, dabei erkrankt 15,7⁰/₀, im Norden dagegen ca. 92,1⁰/₀; für den Norden stimmen die Zahlen bei beiden Wirten fast überein, während im Süden *G. aeglefinus* nur seltner infiziert zu sein scheint; allerdings konnte ich hier (im Süden) im ganzen nur 19 Exemplare untersuchen, so daß sich die Zahl bei einem größeren Material jedenfalls noch wesentlich ändern wird.

Von besonderem Interesse müßte es sein, die Verhältnisse zu verschiedenen Jahreszeiten zu studieren und zu sehen, ob diese auf die Intensität der Infektion einen größeren Einfluß haben. Im südlichen Norwegen habe ich meine Studien in den Monaten Mai, Juni, Juli, August und September vorgenommen und keine Unterschiede finden können; aber es fehlt noch der Winter, der doch vielleicht von Einfluß ist, wissen wir doch, daß derartige Schwankungen, abhängig von den Jahreszeiten, vorkommen, so z. B. bei *Myxidium lieberkühni* BÜTSCHLI und *Henneguya psorospermica* THÉL. des Hechtes.

Von anderen Wirten des *Myxidium bergense* wurden nach *Gadus callarias* und *Pleuronectes platessa* in größerer Zahl untersucht. Beide Fische scheinen nur gelegentliche Wirte des Parasiten zu sein. Bei *G. callarias* sind etwa 2,7⁰/₀, bei *P. platessa* etwa 7,1⁰/₀ infiziert. Ich gebe dann noch anschließend die Zahlen auch von den übrigen jetzt bekannten Wirten, ohne allerdings auf dieselben Wert zu legen, da das verarbeitete Material zu klein ist; *Sebastes viviparus* 12,5⁰/₀; *Anarrhichas lupus* 12,5⁰/₀; *Gadus merlangus* 14,3⁰/₀.

Über das Vorkommen von *Myxidium incurvatum* THÉL., *M. inflatum* AUERB. und *M. procerum* AUERB. brauche ich nichts Weiteres zu sagen, da ich meinen früheren Ausführungen (1—6) nichts Neues hinzufügen kann; alle 3 Parasiten sind von der norwegischen Küste bis jetzt nur von Bergen bekannt.

Als Wirte der *Sphaeromyxa hellandi* AUERBACH wurden früher beschrieben *Molva vulgaris* und *Brosmius brosme*; ich kann diesen beiden nun noch *Centronotus gunellus* hinzufügen. Mit diesem Funde erweitert sich das Verbreitungsgebiet unseres Parasiten wesentlich, da der infizierte Fisch auf Torghatten erbeutet wurde; wie schon öfters erwähnt, wird sich der Schmarotzer jedenfalls auch überall da finden, wo seine Wirte vorkommen.

Ein Schmarotzer, der in manchen norwegischen Fischen sehr häufig auftritt, ist die *Zschokkella hildae* AUERB., die ich in den Harnblasen von *Gadus callarias*, *G. virens*, *G. aeglefinus* und *Phycis blennioides* fand, wobei das Vorkommen in *G. aeglefinus* als neu zu registrieren ist. Auch bei ihm läßt sich die Verbreitung längs der

ganzen Küste Norwegens verfolgen, wenigstens von Bergen an. Die Häufigkeit der Infektion bei den Hauptwirten gestaltet sich etwa folgendermaßen: *Gadus callarias* ca. 68,4%; *G. aeglefinus* ca. 87,5%; *G. virens* ca. 26,6%. *G. aeglefinus* scheint demnach ganz besonders bevorzugt zu werden.

Über *Leptotheca macrospora*, *parva*, *informis* und *longipes* ist nicht viel neues zu bemerken; ich kann im wesentlichen auf meine früheren Arbeiten hinweisen (1—5). Zu verzeichnen ist vielleicht nur noch, daß ich *L. macrospora* AUERB. 1911 auch in *Sebastes viviparus* aus Kristiansund fand, womit ihr Verbreitungsgebiet wesentlich ausgedehnt wird, ferner daß *L. parva* THÉL. in *Scomber scombrus* außer in Bergen auch in Kristiansand und Stavanger entdeckt wurde und daß als neuer Wirt von *L. informis* noch *Gadus merlangus* (Tjömö 1911) in Betracht kommt.

In bezug auf einige noch unbestimmte andere Arten von *Leptotheca* und *Ceratomyxa*, die entweder nur in jungen vegetativen Formen oder mit noch unausgebildeten Sporen gefunden wurden, verweise ich auf den II. Teil dieser Arbeit, in welchem diesen Parasiten einige Worte gewidmet werden sollen.

Sehr auffallend ist die Tatsache, daß die *Lentospora cerebrealis* (HOFER) PLEHN während meiner sämtlichen Untersuchungen auch nicht ein einziges Mal gefunden wurde, obgleich stets bei allen Fischen der Schädel geöffnet worden war. Sollte sich dieser Parasit nicht doch noch nachweisen lassen, so wäre dieses Fehlen in den norwegischen Gewässern eine höchst interessante und bemerkenswerte Tatsache.

Auch das Auftreten von *Myxobolus aeglefini* AUERB. ist keineswegs so häufig wie in Gadiden der Nordsee. Auf meiner Reise 1911 fand ich den Schmarotzer nur bei 4 Fischen, und zwar bei 3 Exemplaren von *G. callarias* aus Abelvaer, Lödingen und Vardö und einem Exemplar von *G. aeglefinus* aus Abelvaer. Es würde das für diese beiden Species einer Infektionshäufigkeit von etwa 2,2% entsprechen. Neue Wirte des Parasiten wurden nicht gefunden, dagegen ist sein Verbreitungsgebiet durch die eben angegebenen Fundorte von der Nordsee bis ins Eismeer (Vardö), also längs der ganzen norwegischen Küste, festgestellt. Bemerkenswert ist noch, daß *G. virens* gegen den Schmarotzer immun zu sein scheint. Nicht ein einziges der von mir untersuchten Individuen zeigte den Parasiten.

Ich hatte gehofft, daß sich vielleicht auch durch Berücksichtigung der Lebensweise der untersuchten Fische schon interessante Schlüsse

ziehen lassen würden, so z. B. wenn man eine Einteilung in Küsten-, Tiefsee- und Hochseefische vornimmt. Derartige Zusammenstellungen sind bislang aber ohne jeden Erfolg gewesen, denn das Material an Hochsee- und Tiefseefischen ist dazu noch viel zu klein; diese Fragen müssen der Zukunft zur Lösung überlassen werden.

Untersuchen wir endlich noch, welche Hauptgruppen der Myxosporidien bei der Zusammensetzung der Parasitenfauna der norwegischen Seefische hauptsächlich beteiligt sind, so finden wir das, was sich schon nach meiner früheren Arbeit (6) erwarten ließ: am zahlreichsten sind vertreten die Miktopsporea mit 4 Gattungen in mindestens 8 Arten; fast ebenso stark sind beteiligt die als reine Parasiten von Salzwasserbewohnern bekannten Disporea (2 Gattungen in wenigstens 6 Arten), während, wie zu erwarten, die Polysporea nur durch eine einzige Species vertreten sind und die noch etwas unsicheren und nur aus dem Mittelmeer bekannten Monosporea ganz fehlen.

Fassen wir die in diesem I. Teil gegebenen Tatsachen nochmals kurz zusammen, so ergibt sich als wichtigstes Moment, daß jedenfalls die Verbreitung der Parasiten sich einmal enge an die Verbreitung ihrer Wirte hält, daß sie aber, wenn verschiedene Fische als Wirte in Frage kommen, eine sehr ausgedehnte sein kann und daß wir jedenfalls sehr viele Arten von Myxosporidien wenigstens entlang der ganzen europäischen Küste überall antreffen können; für eine Reihe von Formen ist dies jetzt schon nachgewiesen, und es ist sehr wahrscheinlich, daß sich die Zahl dieser Beispiele mit der Zeit noch vermehren lassen wird. Auch ist die Vermutung nicht auszuschließen, daß die Verbreitung eine noch viel ausgedehntere ist, als wir bisher annehmen; Untersuchungen an Küstenplätzen anderer Kontinente würden sicher entsprechende Tatsachen zutage fördern.

Was nun speziell die Verteilung der Parasiten längs der norwegischen Küste anbelangt, so ist sie, entsprechend dem Vorkommen der Wirtsfische, eine sehr einförmige der ganzen Küste entlang. Allerdings soll dabei die Möglichkeit nicht geleugnet werden, daß vielleicht Fische, die für bestimmte Küstenabschnitte allein charakteristisch sind, in ihren Organen auch Schmarotzer beherbergen, die nur ihnen zukommen und die dann infolgedessen auch nur an diesen bestimmten Orten auftreten könnten. Weitere Untersuchungen an einem großen Material könnten diese Frage leicht einer Lösung näher bringen.

II. Morphologisch-biologischer Teil.

Die in diesem Abschnitt gegebenen Mitteilungen sind die Resultate meiner im Jahre 1911 angestellten Untersuchungen im Vergleiche mit meinen früheren Studien. Man wird beim Durchlesen derselben finden, daß durch meine neuen Funde manche meiner früheren Angaben bedeutend erweitert und ergänzt werden konnten, manche aber auch stark modifiziert oder umgeändert werden mußten. Je größer eben das zur Verfügung stehende Material wird, um so klarer wird auch der Einblick in die biologischen Verhältnisse unserer Parasitengruppe, und manches, was uns bisher als sicher erwiesen galt, muß den neuen Gesichtspunkten angepaßt werden.

Das verarbeitete Material war zum größten Teil in 5%igem Formol konserviert, wurde dann nach und nach in absol. Alkohol überführt, in Paraffin eingebettet, geschnitten und mit GIEMSA gefärbt. Ich war über die zum Teil sehr guten Resultate dieser Art der Behandlung überrascht. Die meisten Präparate waren so gut konserviert, daß auch die feinsten Untersuchungen an ihnen ausgeführt werden konnten. Die Dicke der Schnitte betrug $5\ \mu$. Die Untersuchung geschah mit der SEIBERT'schen ap. Imm. 2 mm und Komp.-Ok. 18 bei einer Vergrößerung von ca. 2250 (künstliche Lichtquelle); die Zeichnungen wurden fast alle bei der gleichen Linsenkombination mit dem ABBE'schen Zeichenapparate hergestellt, sind also alle, wenn nichts anderes vermerkt ist, im gleichen Verhältnisse gezeichnet.

Die Darstellung des verarbeiteten Materials erfolgt in der auf S. 4 des I. Teiles gegebenen Reihenfolge.

1. *Myxidium bergense* AUERB.

Über das Vorkommen unseres Parasiten in neuen Wirten habe ich schon im I. Teile berichtet. Nach den dort gemachten Angaben dürfen wir den Schmarotzer wohl als einen der häufigsten und am weitesten verbreiteten aller norwegischen Fische ansehen. Die Hauptwirte scheinen die Gadiden und zwar besonders *G. virens* und *G. aeglefinus* zu sein, während die anderen Fische nur gelegentliche Beherberger des Myxidiums sind.

Die Art des Auftretens in der Gallenblase ist anscheinend bei allen Wirten die gleiche, d. h. der Parasit lebt teils frei schwimmend in der Galle, wie ich das schon früher angab, teils setzt er sich

aber auch mit besonderen Pseudopodien an dem Epithel der Gallenblase fest; es entstehen hierdurch ganz charakteristisch geformte vegetative Formen (Fig. 22, Taf. 2). *Gadus virens* unterscheidet sich nur durch die Stärke der Infektion von den übrigen Wirten. Es ist mir bisher noch keine andere Fischspecies in die Hand gekommen, deren Gallenblase so enorm infiziert gewesen wäre, wie das bei ihm der Fall ist; der Fisch darf mithin wohl als der Hauptwirt bezeichnet werden.

In bezug auf den Bau der vegetativen Formen und der Sporen ist sonst nichts Neues zu berichten, dagegen war es mir möglich, den Modus der Sporenbildung in seinen einzelnen Stadien festzustellen. Ich will die betreffenden Resultate auf den folgenden Seiten zusammenfassen und dann versuchen, ob sich nicht alle die anderen bisher veröffentlichten Sporenbildungsmodi auf einen einheitlichen Gesichtspunkt bringen lassen. Wir werden sehen, daß dies mit nicht allzu großer Schwierigkeit wohl möglich ist. Ob allerdings die von mir entwickelten Gedanken über dieses Thema richtig sind, muß der Zukunft überlassen werden.

Es ist schon durch meine früheren Untersuchungen bekannt, daß unser *Myxidium bergense* zugleich mono-, di- und polyspor ist, also eine ganz typische miktospore Myxosporidie darstellt. Die gleichen Vorgänge der Sporenbildung konnte ich auch 1911 wieder feststellen. Die Art der Sporenbildung wollen wir zunächst bei dem polysporen Typus kennen lernen; die anderen Typen sind dann leicht zu verstehen.

Entgegen den Verhältnissen bei *Myxobolus*, *Henneguya* etc. und in Übereinstimmung mit *Ceratomyxa drepanopsettae* AWER. entstehen in einem Pansporoblasten nicht 2 Sporen, sondern jede Spore entwickelt sich unabhängig von der anderen.

Der Vorgang wird eingeleitet durch die Bildung von Propagationszellen I. Ordnung [s. KEYSELITZ (14)]. Um einen großen Kern der vegetativen Form lagert sich ein dichteres, sich mit GIEMSA dunkler blau färbendes Protoplasma ab; so entstehen Zellen von ca. 4 μ Durchmesser. Diese Zellen können sich teilen und geben so den Propagationszellen II. Ordnung den Ursprung; diese unterscheiden sich in keiner Weise von den ersteren; sie liegen meist zu dritt beieinander (vgl. Fig. 1—4, Taf. 2).

Ich glaube nun in Übereinstimmung mit AWERINZEW (8) und MERCIER (18), daß diese Propagationszellen II. Ordnung als Gametoblasten aufzufassen sind und daß aus ihnen Macro- und Micro-

gameten hervorgehen, die beide rundliche und einkernige Zellen sind und sich nur durch die Größe voneinander unterscheiden (vgl. Fig. 5 u. 6, Taf. 2).

Je ein Macro- und Microgamet treten nun zusammen, und ihr Plasma verschmilzt (Taf. 2 Fig. 8). Diese Plasmogamie braucht nicht sehr rasch zu gehen; der Microgamet kann ziemlich lange vom Macrogameten noch deutlich getrennt sein, noch zu einer Zeit, wenn der Kern des letzteren sich schon weiter teilt (Fig. 9, Taf. 2), oder umgekehrt (Fig. 9a, Taf. 2); meist erfolgt die Verschmelzung der beiden Gameten einfach durch Zusammenfluß des Plasmas; es kann aber auch vorkommen, daß sich der Microgamet kappenartig dem Macrogameten anlegt (Fig. 8a, Taf. 2)¹⁾, wodurch Bilder zustande kommen, die genau der fig. 43 von KEYSSELTZ (14), 15 von MERCIER (18), 32 von LO GIUDICE (17) entsprechen. Diese Art des Anlagerns ist aber nicht sehr häufig; meist sieht man einfach eine kleine Kugel an der großen anliegen (Fig. 8, Taf. 2). Nach vollendeter Plasmogamie haben wir dann eine zweikernige Zelle vor uns, die einen großen und einen kleinen Kern enthält. Im Gegensatz zu AWERINZEW und MERCIER habe ich ein Verschmelzen der beiden Kerne direkt nicht nachweisen und auch keine darauf hinweisenden Bilder auffinden können. Ich glaube vielmehr, daß in unserem Falle meistens beide Kerne selbständig bleiben und sich sofort nach beendeter Plasmogamie oder noch während derselben weiter teilen (Fig. 9—12, Taf. 2). Ich halte aber das Vorkommen auch des anderen Typus bei unserer Species für durchaus wahrscheinlich (s. u.). Während der Weiterentwicklung findet auch eine Abgabe von Chromatin statt, wie das AWERINZEW (8) geschildert hat (Fig. 22, Taf. 2), daneben scheint aber auch eine Reduktion in der Weise vor sich zu gehen, daß 2 restkernartige Gebilde entstehen. Man findet nämlich oft im Sporoblasten 2 intensiv gefärbte, rundliche Chromatinbrocken, die meist nahe der Oberfläche gelegen sind und die ich nur als Restkerne deuten kann (Fig. 11, 14, 16 u. 18, Taf. 2); solche Gebilde findet man dann auch frei im Plasma der vegetativen Formen liegen.

Im Sporoblasten geht die Kernteilung weiter, bis sich 6 Kerne

1) Diese Figur läßt auch eine andere Deutung zu; die kappenartig angelagerte Zelle kann auch eine Schalenzelle sein, die sich schon sehr früh differenziert hat; für diese Auffassung spricht das Vorhandensein des großen dunklen Chromatinklumpens, der wohl als Restkern aufzufassen wäre.

gebildet haben (exkl. der Restkerne), die sich nun nicht mehr deutlich durch ihre Größe unterscheiden. Eine Hülle scheint der Sporoblast ursprünglich nicht zu besitzen, die einzelnen, ihn zusammensetzenden „Zellen“ scheinen ähnlich wie bei *Cerat. drepanopsettæ* sich einen gewissen Grad von Selbständigkeit zu bewahren, indem sie sich aus der Kontur des Sporoblasten herauswölben, wodurch ein unregelmäßiges Bild entsteht. Die Bildung der Schalenzellen braucht nicht erst nach vollendeter Teilung im Sporoblasten zu geschehen; die Zellen können sich auch schon vorfinden, wenn außer ihnen im Sporoblasten erst 2 oder 3 Kerne vorhanden sind; es ist also den einzelnen Teilen des Sporoblasten in ihrer Entwicklung ein gewisser Spielraum gelassen [vgl. MERCIER (18)]; ist die Kernteilung aber beendet, so findet man immer das typische Bild einer jungen Spore: außen die Schalenzellen mit ihren Kernen, im Innern den zweikernigen Amöboidkeim und die beiden einkernigen Polkapselzellen (Fig. 14—22, Taf. 2).

Vergleicht man die hier gegebenen Bilder mit denen früherer Autoren, so wird man wohl viele Anklänge finden. Am meisten stimmen meine Funde mit denen von AWERINZEW (8) und MERCIER (18) überein; der einzige Unterschied ist der, daß bei jenen Autoren die Kerne von Macro- und Microgamet in der Copula verschmelzen. Für die Richtigkeit meiner Annahme spricht die Tatsache, daß ich auch jetzt wieder in vielen Fällen ganz einwandfrei feststellen konnte, daß die Kerne des Amöboidkeimes in der fertigen Spore miteinander verschmelzen. Wenn LO GIUDICE (17) in seiner neuen Arbeit meint, daß diese Caryogamie etwas Abnormes, nur bei Parasiten abgestorbener Fische Vorkommendes sei, so muß ich das ausdrücklich bestreiten. SCHRÖDER (20) hat die Erscheinung nicht nur bei schon lange abgestorbenen Fischen gefunden, sondern auch bei den frisch konservierten Exemplaren von *Sphaeromyxa sabrazesi*; er hat hier feststellen können, wie sich die beiden Kerne des Amöboidkeimes aneinanderlegen und dann zu einem verschmelzen. Ganz das Gleiche fand ich bei *Sphaeromyxa hellandi*, *Myxidium bergense* und *Myxidium procerum*, und zwar sind es immer die älteren Sporen, die einkernig sind (man kann das ja leicht an der Entwicklung der Schale beurteilen); auch R. ERDMANN hat bei *Chloromyxum leydigi* die Verschmelzung der Amöboidkeimkerne hervorgehoben (12), wenn man auch ihre Angaben noch so lange anzweifeln kann, als nicht gefärbte Objekte untersucht wurden; endlich weise ich noch auf meine Infektionsversuche mit *Myxidium bergense* hin. Alle diese Objekte sind

lebendfrisch fixiert und untersucht worden, und ich glaube nicht zu irren, wenn ich sage, daß normalerweise in vielen Fällen durch Verschmelzen der Kerne des Amöboidkeimes schließlich eine einkernige Zelle entsteht.

Ist nun aber der Unterschied in unseren verschiedenen Auffassungen ein sehr tiefgehender und prinzipieller? Ich glaube nicht. Wir nehmen beide eine Verschmelzung der Kerne aus den beiden Copulanten an, nur zu etwas verschiedenen Zeiten. AWERINZEW und MERCIER lassen die Caryogamie direkt nach erfolgter Verschmelzung

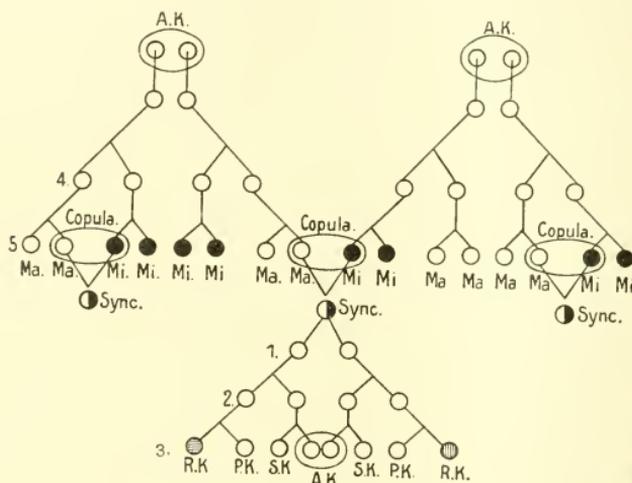


Fig. A.

Schema bei monosporer Sporulation ohne Plasmarest. 1.

Typus No. 1. Syncaryon zu Anfang der Sporulation.

Ma Macrogamet. *Mi* Microgamet. *A.K.* Amöboidkeim. *Sync* Syncaryon.

R.K. Restkern. *P.K.* Polkapselkern. *S.K.* Schalenkern.

von Macro- und Microgamet vor sich gehen, während sie nach meiner und SCHRÖDER's (20) Auffassung erst später in der fertigen Spore oder auch erst im frei gewordenen Amöboidkeim erfolgt. In beiden Fällen sind die Kernelemente, welche sich im Copulationsprodukt finden, die gleichen. Es scheint mir daher sehr wahrscheinlich, daß die beiden Modi vorkommen und zwar sogar bei der gleichen Species (s. u.). Wenn sich die Sache so verhält, werden uns mit einem Schlage eine ganze Reihe von Widersprüchen klar, die bisher nicht gedeutet werden konnten. Ich glaube, daß die Verhältnisse etwa folgendermaßen liegen: findet anfangs keine Caryo-

gamie statt, so verläuft die Sporenbildung so, wie ich sie eben geschildert habe; das Syncaryon entsteht erst in der fertigen Spore oder auch später im freien Keime. Diese Keime entwickeln sich dann in der bekannten Weise weiter (Textfig. B).

Wird jedoch gleich zu Anfang ein Syncaryon gebildet, so erfolgt die Sporenbildung ganz ähnlich wie im vorigen Falle, nur mit den Abweichungen, wie sie AWERINZEW und MERCIER dargestellt haben. In diesem Falle aber erfolgt keine Verschmelzung der Amöboidkeimkerne mehr, denn sie sind ja schon Teilungsprodukte des

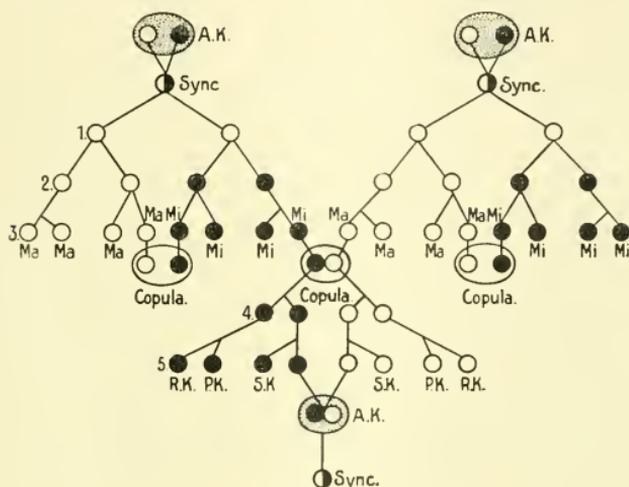


Fig. B.

Schema bei monosporiger Sporulation ohne Plasmarest. 2.
 Typus No. 2. Syncaryon zu Ende der Sporulation.
 Bezeichnungen wie bei Fig. A.

Syncaryons. Die Keime teilen sich vielmehr, jedenfalls nachdem sie die Spore verlassen haben, oder auch noch innerhalb derselben, und lassen so auch einkernige Zellen aus sich hervorgehen, die sich dann jedenfalls ähnlich verhalten wie die anderen Amöboidkeime (vgl. Textfig. A).

Wenn wir die beiden Bildungsmodi als vorkommend annehmen, finden wir eine Erklärung für die Tatsache, daß nicht bei allen Sporen die Kerne des Amöboidkeimes miteinander verschmelzen; derartige Fälle sind mir verschiedentlich bei meinen Experimenten mit *Myxidium bergense* vorgekommen, ja ich habe da und dort sogar

Sporen mit 4 einkernigen Keimen gefunden; MERCIER (18) erwähnt ganz das Gleiche, ebenso AWERINZEW (8). Bisher nun hielt ich diese Bildungen für etwas Abnormes; jetzt aber glaube ich, daß sie in den normalen Entwicklungsgang hineingehören, und zwar in den Typus, bei dem die Caryogamie gleich anfangs erfolgt, während die Sporen, deren Keim einkernig wird, sich nach dem anderen Modus gebildet haben. Wir werden Gelegenheit haben, beim Vergleich der von mir geschilderten Vorgänge mit denen der anderen Autoren noch verschiedentlich auf diese Frage zurückzukommen, jetzt möchte ich zunächst die Erscheinungen bei *Myxidium bergense* zu Ende schildern.

Fassen wir unsere Resultate nochmals kurz zusammen, so gestaltet sich bei ihm die Sporenbildung etwa folgendermaßen: entweder 1) Bildung der Propagationszellen I. Ordnung. Teilung derselben und damit Bildung der Propagationszellen II. Ordnung (Macro- und Microgametocyten). Bildung der Macro- und Microgameten; Plasmogamie je eines Macro- und Microgameten. Weitere Teilung der Kerne des Sporoblasten bis zu 6, dabei Ausstoßen von Chromatin und event. Bildung von 2 „Restkernen“. Differenzierung der Komponenten des Sporoblasten in Schalenzellen, Polkapselzellen und Amöboidkeim. Reifen der Spore. Verschmelzen der Kerne des Amöboidkeimes-Syncaryon (u. U. erst im Magen oder Darm eines neuen Wirtes); oder 2) Bildung der Propagationszellen I. Ordnung; Teilung derselben und damit Bildung der Propagationszellen II. Ordnung (Macro- und Microgametocyten); Bildung der Macro- und Microgameten; Copulation je eines Paares derselben; Verschmelzen der beiden Kerne und damit Bildung eines Syncaryons; Teilung des Syncaryons und seiner Tochterkerne bis zu 6; Ausstoßen von Chromatin oder Bildung der Restkerne. Differenzierung des Sporoblasten in seine Komponenten (Schalenzellen, Polkapselzellen, Amöboidkeim); fertige Spore, deren Keim 2 Kerne enthält; reife Sporen gelangen in neuen Wirt bei Teilung des Amöboidkeimes in 2—4 einkernige Zellen. [In beiden Schemata haben wir den Fall angenommen, daß, wie im Falle unseres *M. bergense*, die Sporen einzeln, d. h. ganz unabhängig voneinander, entstehen; bei Formen mit 2 Sporen im Pansporoblasten gestaltet sich die Entwicklung in der Art, wie sie MERCIER (18) und SCHRÖDER (20) geschildert haben.] Vgl. die Textfigg. A—E.

In der genannten Weise scheint bei den polysporen und disporen Myxosporidien die Bildung der Sporen vor sich zu gehen. Wie verhält es sich nun in dem Falle, daß sich eine kleine vegetative Form ganz in eine Spore umwandelt, wir also monospore Entwick-

lung haben? Ich glaube, daß der Modus in diesem Falle ganz genau so verläuft; Anhaltspunkte sind dafür wenigstens gegeben. Ich habe in früheren Arbeiten plasmogamische Vorgänge der aus den Epithelzellen der Gallenblase ausgetretenen jungen Keime beschrieben. Ich glaubte damals, daß es sich hier um Plasmogamie der vegetativen Formen überhaupt handele. Diese Annahme muß ich jetzt modifizieren; ich glaube, daß die geschilderten Vorgänge in enger Beziehung zur monosporen Fortpflanzung stehen und nichts anderes sind als frei in der Galle sich vollziehende Vorgänge, die wir eben beim polysporen Typus sich im Innern des Muttertieres abspielen sahen.

Der Zusammenhang dürfte etwa der folgende sein. Nachdem die jungen Keime aus den Epithelzellen der Gallenblase wieder herausgefallen sind, teilen sie sich und bilden Propagationszellen II. Ordnung (fig. 39a—e meiner Monographie); aus diesen, die auch in charakteristischen Haufen beieinander liegen können, entstehen dann Macro- und Microgameten (fig. 38f u. g meiner Monographie), welche sich paarweise aneinander legen und schließlich miteinander verschmelzen (fig. 39f u. g meiner Monographie); Zeichnung h derselben Figur würde dann ein schon etwas älteres Stadium darstellen, während i ein Fall wäre, wo sich der Kern des Microgameten schon vor ganz vollendeter Plasmogamie weiter teilt (s. oben). Wir sehen, wie sich die geschilderten Vorgänge ohne jeden Zwang in die Reihe meiner Untersuchungen von 1911 einfügen lassen; die früheren Beobachtungen waren zum größten Teil richtig, nur die Deutungen waren falsch; ich glaube, daß ich mit meiner jetzigen Erklärung der Wahrheit um einen bedeutenden Schritt näher gekommen bin.

Meine neuesten Untersuchungen vervollständigen nun den Lebenszyklus des *Myxidium bergense* in der Art, daß ich fähig bin, von diesem Parasiten einen vollständig durchgearbeiteten Zeugungskreis zu geben; derselbe dürfte sich etwa folgendermaßen abspielen (Tafel 3.):

In der Gallenblase eines infizierten *Gadus virens* z. B. werden die Sporen frei, gelangen mit der Galle durch den Gallengang in den Darm und von hier aus mit den Fäces ins freie Wasser. Hier schweben sie frei herum und werden entweder direkt oder an einem anderen Nahrungsbrocken anhaftend vom neuen Wirt aufgenommen. (Bezüglich dieser Frage s. meine Arbeit in: Zool. Anz., Vol. 39, 1912, p. 617—623). Im Magen desselben runden sich die Amöboidkeime ab (infolge des Einflusses des Magensaftes), und bei

vielen findet jetzt hier die Verschmelzung seiner beiden Kerne statt; wenn die Sporen dann in den Darm gelangen, klaffen die Schalen, die Polfäden werden ausgestoßen, und die Amöboidkeime werden frei; im Darm ist wohl bei allen die Caryogamie beendet, und die nun einkernigen Keime kriechen aktiv den Gallengang hinauf. In der Gallenblase dringen sie für einige Zeit, vielleicht zu günstigeren Ernährungs Zwecken (ERDMANN), in Epithelzellen der Blasenwandung ein. Nach einiger Zeit treten sie wieder in die Galle über und schreiten nun je nach der Art der Sporenbildung zur Weiterentwicklung. Die monosporenen Individuen bilden zunächst Macro- und Microgameten, nachdem sie sich vorher geteilt hatten, die Gameten treten in Plasmogamie zusammen, und aus der Copula entsteht ohne Rest eine einzige Spore. Die di- und polysporenen Individuen entstehen auch aus den einkernigen Keimen, entweder durch einfaches Heranwachsen derselben unter Teilung des Kernes oder indem vorher durch Plasmogamie Keime miteinander verschmelzen; Plasmogamie kommt auch noch bei älteren Individuen vor. Im Innern des Muttertieres erfolgt dann die Sporenbildung ganz auf die gleiche Weise wie bei den monosporenen Typen, endlich werden die Sporen frei und treten nun wieder den gleichen Rundgang an. (Dies der Zeugungskreis beim Typus der Syncaryonbildung in der fertigen Spore; für den anderen Typus wären die in Frage kommenden Daten zu ändern.)

Es bleibt uns nur noch die Aufgabe, zu untersuchen, ob sich nicht die bis heute veröffentlichten Anschauungen über die Sporenbildung unserer Parasitengruppe in Übereinstimmung miteinander bringen lassen. Wenn wir den Bau der vegetativen Formen und vor allem denjenigen der Sporen bei den verschiedenen Gattungen miteinander vergleichen, so kommen wir zu dem Resultate, daß im großen und ganzen ein recht einheitlicher Bau herrscht. Sollte es nun da bei der Sporenbildung anders sein? Ich glaube das nicht, trotz der anscheinend so weit voneinander abweichenden Angaben der verschiedenen Autoren. Vergleichen wir ihre Schilderungen der Sporulation miteinander, so stoßen wir auf sehr große Unterschiede. Ganz anders aber verhält es sich, wenn wir ganz objektiv nur ihre Zeichnungen nebeneinander stellen, sie nach dem gleichen Aussehen ordnen, ohne uns an die Auslegungen zu halten. Auf Taf. 4 habe ich einen derartigen Vergleich durchgeführt, indem ich die hauptsächlich in Frage kommenden Autoren berücksichtigte, und der Kenner wird mir zugeben, daß tatsächlich in dieser Auswahl-

zusammenstellung eine geradezu verblüffende prinzipielle Übereinstimmung herrscht, natürlich unter Berücksichtigung kleiner Abweichungen, die durch die verschiedenen Gattungen und Arten bedingt sind. Wenn dem aber so ist, d. h. wenn diese objektiven Zeichnungen, die der Wirklichkeit entsprechen, sich so schön in entsprechende Reihen bringen lassen, muß es da nicht auch eine plausible gemeinsame Erklärung geben? Ich glaube das doch, und daher will ich im Folgenden versuchen, an Hand meiner früheren Ausführungen, der Taf. 4 und der Arbeiten der auf der Tafel aufgeführten Autoren darzulegen, wie sich nach meiner Meinung eine befriedigende allgemeine Erklärung über die Sporulation der Myxosporidien geben läßt. Ich will dazu noch bemerken, daß ich aus eigener Anschauung neben der Sporenbildung von *Myxidium bergense* noch diejenige von *Myxidium inflatum*, *Zschokkella hildae*, *Sphaeromyxa hellandi*, *Sphaerospora divergens* und *Henneguya psorospermica* kenne und eingehend studiert habe. Endlich soll nicht verschwiegen werden, daß schon SHIWAGO (22) einen ähnlichen Versuch gemacht hat, allerdings nur rein theoretisch, und daß er teilweise zu ähnlichen Resultaten gelangt ist wie ich. Die Besprechung der einzelnen Autoren erfolgt in der gleichen Reihenfolge, wie sie auf Taf. 4 eingehalten ist. Die einzelnen Arbeiten muß ich natürlich im Prinzip als bekannt voraussetzen, auf ihren Inhalt kann ich hier nur so weit eingehen, als es unser Zweck erfordert.

1. AWERINZEW (8). Dieser Autor hat seine Untersuchungen bekanntlich in der Hauptsache an einer disporen Myxosporidie, der *Ceratomyxa drepanopsettae* AWER., angestellt; daneben hat er auch noch Kontrolluntersuchungen an miktosporen Myxidien vorgenommen. Nach A. kann man in den vegetativen Formen 2 vegetative und 2 Geschlechtskerne unterscheiden, die jedenfalls alle von einem ursprünglichen Kerne abzuleiten sind. Aus den Geschlechtskernen bilden sich durch Plasmaumlagerung 2 echte Zellen, die Gametocyten, die durch Teilung in je 2 Macro- und Microgameten zerfallen; diese copulieren paarweise, und nach erfolgter Plasmogamie tritt auch Caryogamie ein, so daß wir dann in jedem Amöboid neben den beiden vegetativen Kernen noch 2 Zellen finden, die je ein Syncaryon enthalten. Durch Teilung dieses Syncaryons und später auch des Zellplasmas entstehen nach und nach mehrere sehr selbständige Zellen, die den Sporenkomponenten (Polkapselzellen, Amöboidkeim und Schalenzellen) zur Grundlage dienen. Die beiden Schalenzellen jeder Spore sind dabei auf eine sich erst später teilende Zelle zurückzuführen;

während des Sporenbildungsprozesses wird Chromatin ins Plasma der vegetativen Form abgegeben. Jede Spore entsteht für sich ganz unabhängig; die Sporenbildung braucht nicht synchron zu verlaufen. Von den geschilderten Vorgängen sind auf unserer Tafel dargestellt die Propagationszellen I. Ordnung (Reihe 1) und ihre Teilung (Reihe 2), die Gametocyten in Teilung (Reihe 3), die Copulation (Reihe 4) und eine weitere Teilung nach der Copulation (Reihe 5). Dieser Modus der Sporenbildung entspricht durchaus dem von mir oben geschilderten Typus, bei dem die Bildung des Syncaryons gleich zu Anfang der Sporulation erfolgt. Da irgendwelche gewichtige Unterschiede in unseren Auffassungen nicht vorhanden sind, können wir uns mit dieser kurzen Darstellung begnügen.

In einer anderen kurzen Arbeit (9) bespricht der gleiche Autor ähnliche Erscheinungen bei einem *Myxidium*. Auch hier stimmen unsere Ansichten fast überein, nur in bezug auf die Entstehung der Schalenzellen weichen A.'s Angaben von meinen Funden ab, d. h. er

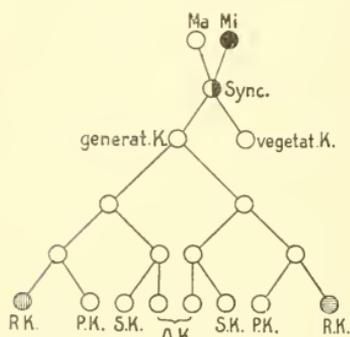


Fig. C.

Schema bei monosporer Sporulation mit Plasmarest und vegetativem Kern. Bezeichnungen wie bei Fig. A.

gibt den einzelnen Zellen der Sporenanlage ein größere Selbständigkeit. Dieser Unterschied mag sich aber aus der anderen Artzugehörigkeit erklären, wissen wir doch überhaupt, daß die miktosporen Myxosporidien recht variabel in ihren verschiedenen Lebensäußerungen sind. Jedenfalls enthält die Arbeit nichts, was sich nicht durch die von mir oben gegebenen Darstellungen erklären ließe, so daß wir eine sehr gute Übereinstimmung in A.'s und meinen Auffassungen feststellen können. Die Kernteilungsvorgänge bei der auch von A. beobachteten Art monosporer

Sporulation, wobei ein Plasmarest der vegetativen Form übrig bleibt, erklärt unser Schema in Textfig. C. Aus diesem Schema läßt sich auch ohne Mühe die Sporulation bei polysporen Formen ableiten.

2. KEYSSELITZ (14). Im Gegensatz zu AWERINZEW hat dieser Autor seine Untersuchungen an einer polysporen Form, dem *Myxobolus pfeifferi*, vorgenommen. Es ist eine altbekannte Tatsache, daß bei diesen Myxosporidien die Sporen zu zweit in einem gemeinsamen

Pansporoblasten entstehen; es besteht also keine so große Selbständigkeit der Sporen wie bei *Ceratomyxa drepanopsettae*. Die ersten Anlagen des Pansporoblasten nennt K. Propagationszellen I. Ordnung; es sind einkernige Zellen, die sich auf mitotischem Wege teilen und meist 3 Propagationszellen II. Ordnung aus sich hervorgehen lassen; ihre Größe soll zwischen 4 und 9 μ Durchmesser schwanken. Jede Propagationszelle II. Ordnung wird selbständig und teilt sich weiter, indem sie eine kleine Zelle abschnürt; diese legt sich kappenartig der größeren Mutterzelle an; ein solches Zellenpaar wird als Gametoplast bezeichnet. Zwei solcher Gametoplasten legen sich nun aneinander, die beiden großen Zellen bleiben selbständig, während die äußeren kleinen Zellen miteinander verschmelzen und um die inneren Zellen eine Hülle bilden, deren beide Kerne meist seitlich an der Berührungsfläche der beiden großen Zellen liegen. Ein solches fertiges Gebilde nennt K. Sporocyste. Die Kerne der Hüllzellen würden den Restkernen der früheren Autoren entsprechen. Die beiden großen Zellen der Sporocyste teilen sich nun weiter, bis 12 einkernige Zellen gebildet sind; jetzt verschmelzen je 2 einkernige Zellen miteinander, so daß der Sporocysteninhalt besteht aus 8 einkernigen und 2 zweikernigen Zellen, die letzteren sind die Amöboidkeime der neuen Sporen, während aus den 8 übrigen Zellen je die beiden Schalenzellen und die beiden Polkapselzellen hervorgehen; während der Zellteilung innerhalb der Sporocyste findet auch noch Ausstoßung von Chromatin statt. Dies wäre in ganz groben Zügen etwa die Auffassung von KEYSSELITZ; in bezug auf Einzelheiten verweise ich auf die Originalarbeit.

Wie verträgt sich nun diese Schilderung mit unserer eigenen Auffassung? Ich muß zugeben, daß eine Übereinstimmung mit derselben nicht zu erzielen ist. Ganz anders verhält es sich nun aber, wenn wir nur die Zeichnungen von K. berücksichtigen und noch das mit in Betracht ziehen, was MERCIER (18), der mit der gleichen Species wie K. experimentierte, zu K.'s Veröffentlichung sagt. Tun wir dies, so läßt sich die schönste Gleichförmigkeit herausfinden.

K. gibt an, daß die Propagationszellen I. Ordnung zwischen 4—9 μ Durchmesser schwanken; haben wir da nicht schon die Mutmaßung, daß wir hier Macro- und Microgametocyten oder Macro- und Microgameten vor uns hätten? MERCIER gibt uns hierfür tatsächlich genügende Anhaltspunkte. Was K. als Teilung und Bildung der Gametoplasten auffaßt (s. seine figg. 41—43 tab. 13) ist in Wirklichkeit die Copulation eines Macro- und Microgameten; die fig. 40

von K. (tab. 13) deute ich als Bildung von Microgameten aus einem Microgametocyten. Für jeden Unbefangenen werden die figg. 41—43 von K. viel mehr Ähnlichkeit mit Zellanlagerungen als mit Zellteilungen haben. Das was K. als Sporocyste erklärt, deutet MERCIER als Schnitte durch Pansporoblasten, bei denen sich schon die Schalenzellen differenziert haben, und ich glaube mit vollem Rechte; denn ich selbst habe solche Bilder stets nur an Schnittpräparaten gesehen. Endlich wäre noch die Frage aufzuwerfen, wie K. nun seine Annahme der Sporenbildung auch auf die Myxosporidien anwenden würde, welche nur jeweils eine unabhängige Spore bilden, wie z. B. unser *Myxidium bergense*? Da wir nun bei der Betrachtung von MERCIER'S Arbeit sehen werden, daß dieser Autor bei fast den gleichen Bildern eine Erklärung gibt, die mit AWERINZEW'S und meinen Angaben in schönste Übereinstimmung zu bringen ist, so halte ich es doch für wahrscheinlicher, daß die Auffassung dieses letzten Autors mehr berücksichtigt werden sollte; einige noch vorhandene Unklarheiten werden bei Besprechung seiner Arbeit behoben werden können.

K. selbst kann mit seiner Theorie nicht alle seine Bilder erklären; so bleibt ihm seine fig. 44 ein Rätsel. Sieht man auf meiner Taf. 4 in der Reihe 5 nach, so findet man dort durchgehends ganz analoge Bilder. Ich habe schon oben betont, daß die Teilung der Macro- und Microgametenkerne weiter gehen kann, ehe die beiden Gebilde vollkommen miteinander verschmolzen sind, wenn nämlich die Sporenbildung nach dem Typus vor sich geht, wo das Syncaryon sich erst in der fertigen Spore bildet. K.'s fig. 44 ist nun ein solches Stadium und entspricht meiner Fig. 9 auf Taf. 2 dieser Arbeit. Es unterliegt für mich keinem Zweifel, daß K. diesen Typus der Sporulation beobachtet hat, während MERCIER beide Typen zu gleicher Zeit vorgelegen haben; ich werde auf diese Tatsache noch bei Besprechung der Arbeit jenes Autors zurückkommen. In bezug auf die Deutung der Bilder von K. verweise ich nochmals auf MERCIER'S Arbeit; ich halte die dort gegen KEYSSELITZ geltend gemachten Argumente für durchaus stichhaltig.

Das Resultat unserer Untersuchung beim eben besprochenen Autor ist also dieses, daß seine Theorie mit unserer Auffassung nicht übereinstimmt, daß sich jedoch in seinen Abbildungen kein einziges Argument gegen unsere abweichende Deutung auffinden läßt, daß wir im Gegenteil in der Lage sind, auch die Bilder zu erklären, die K. ein Rätsel geblieben sind.

3. MERCIER (18) hat seine Untersuchungen am gleichen Parasiten vorgenommen wie KEYSSELITZ. Wir haben auf den vorausgehenden Seiten bereits gesehen, daß er zu wesentlich anderen Anschauungen gekommen ist als jener Autor, obgleich seine Abbildungen denen von K. außerordentlich gleichen. M. hat seine Funde eben nur anders gedeutet, und ich habe auch schon verschiedentlich betont, daß sich meine Auffassung ganz mit der seinen deckt. Nach M. entstehen in der vegetativen Form Macro- und Microgametocyten, die durch Teilung Macro- und Microgameten bilden. Je ein Macro- und ein Microgamet verschmelzen, und zwar unter Erscheinungen, die K. für die Gametoplasten hielt. In der Copula verschmelzen die Kerne und bilden ein Syncaryon. Dieses nun teilt sich weiter, und nach und nach finden sich im Pansporoblasten 14 Kerne; von denen 2 als Restkerne aufzufassen sind. Die übrigen 12 Kerne sondern sich dann in 2 Gruppen (Sporoblasten), 2 Kerne gelangen in den Amöboidkeim, je 2 werden zu Polkapselkernen und 2 zu Schalenzellenkernen. Ganz übereinstimmend mit meinen neuen Funden gibt schon M. an, daß die Differenzierung der Schalenzellen sehr früh erfolgen kann, daß überhaupt in der Sporenbildung ein gewisser Spielraum gelassen ist. Die beiden Kerne des Amöboidkeimes verschmelzen nicht, sondern teilen sich später noch weiter, so daß schließlich aus jedem Amöboidkeim 4 einkernige Zellen hervorgehen, die sich im neuen Wirte dann weiter entwickeln. Auf diesen Unterschied zwischen M.'s und meiner Ansicht habe ich oben schon hingewiesen und ihn auch erklärt. Ich glaube also, daß die beiden Sporenbildungsmodi zu gleicher Zeit beim gleichen Individuum vorkommen können (vgl. auch die Schemata auf Textfig. A u. B). In dieser Annahme werde ich noch bestärkt durch Funde, die M. selbst gesehen und abgebildet hat. Die figg. 35--45 auf M.'s tab. 1 stellen einen anderen Bildungsmodus dar, wie MERCIER selbst betont. Nach unserem Autor soll das Zweikernstadium auf fig. 35 durch Teilung des Syncaryons entstanden sein; nun werden aber dafür keine Beweise gegeben. Ich glaube vielmehr, daß es sich hier um den Fall handelt, wo die Kerne des Macro- und Microgameten nicht verschmelzen, sondern sich gleich weiter teilen (man vgl. z. B. fig. 35 mit fig. 16 bei MERCIER). Das Aussehen der Kerne ist ganz das wie vor der Bildung des Syncaryon, und dieses wird während der ganzen Zeit beibehalten; auch gleichen die Bilder genau denen bei *Myxidium bergense*; ich glaube daher, daß diese Auffassung zum mindesten die gleiche Berechtigung hat wie die gegenteilige. Wir

haben also in diesem Falle die beiden Bildungsmodi bei der gleichen Species, und daraus mag sich auch der Unterschied in manchen Figuren MERCIER'S und KEYSSELITZ' erklären. Ich glaube aus den Zeichnungen von KEYSSELITZ zu der Annahme berechtigt zu sein, daß er nur den letzteren Typus beobachtet hat, denn seine Figuren gleichen den figg. 35—45 von MERCIER vielmehr als den figg. 23—27 desselben Autors. Dazu kommt noch, daß beim zweiten Typ die Caryogamie erst im Amöboidkeim stattfindet, und tatsächlich hat das K. auch beobachtet, wie das aus seinen Bemerkungen im Text und aus seinen figg. 82—89, tab. 14 hervorgeht. Damit sind dann aber, abgesehen von den verschiedenen Deutungen der beiden Autoren, alle scheinbaren Widersprüche in ihren Beobachtungen beseitigt, und damit dürfte auch mit einiger Wahrscheinlichkeit der Beweis für die Richtigkeit meiner Annahme erbracht sein. Auf die meiner Ansicht nach treffenden Argumente, die MERCIER gegen die Auffassung K.'s geltend macht, habe ich schon verschiedentlich bei jenem Autor hingewiesen.

Fassen wir das bisher Gesagte kurz zusammen, so kommen wir zu dem Schlusse, daß zwischen der Erklärung MERCIER'S von der Sporenbildung und der von mir gegebenen kein prinzipieller Unterschied besteht und daß sich auch bei anderer Deutung die Funde von KEYSSELITZ vorzüglich in diesen Rahmen einfügen lassen.

4. SCHRÖDER (20) hat in seiner ursprünglichen Arbeit Angaben über die Sporenbildung von *Sphaeromyxa sabrazesi* gemacht, die sich sehr gut mit den Ansichten AWERINZEW'S, MERCIER'S und AUERBACH'S in Übereinstimmung bringen lassen. S. fand in den vegetativen Formen große und kleine Kerne. Um die großen Kerne sammelt sich eine ziemliche Menge Plasma, während die kleinen nur von einem schwachen Plasmahofe umgeben sind. Beide Kernarten können sich teilen und damit also vermehren. In das Plasma um einen großen Kern soll nun ein kleiner eindringen, so daß wir damit eine Plasmaausammlung mit 2 verschiedenen großen Kernen hätten; ein Verschmelzen der beiden Kerne findet nicht statt, sie teilen sich vielmehr weiter, bis die Zahl von 14 erreicht ist. Nun tritt eine Sonderung des Pansporoblasten in 2 Sporoblasten mit je 6 Kernen ein, so daß 2 Restkerne übrig bleiben; aus den Sporoblasten bilden sich in der bekannten Weise die Sporen. Im Amöboidkeim der reifen Spore erfolgt dann erst die Verschmelzung der beiden Kerne zu einem Syncaryon.

Man ersieht schon aus dieser Schilderung, daß diese Angaben

SCHRÖDER's fast absolut genau mit dem übereinstimmen, was ich jetzt bei *Myxidium bergense* fand; und zwar ist es der Typus der Sporenbildung mit Entstehung eines Syncaryons zu Ende der Sporulation. Auch mit den Ansichten der beiden anderen oben erwähnten Autoren stimmt S.'s Angabe unter Berücksichtigung des anderen Typs vorzüglich überein. Die großen Kerne mit ihrem Plasma nach der Teilung sind die Macrogameten, die kleinen die Microgameten; das zweikernige Stadium ist die Copula. Der Unterschied in den Bildern SCHRÖDER's ist nur ein äußerlicher, bedingt durch die großwabige Anordnung des Plasmas bei jener Species.

Nun hat sich aber SCHRÖDER in einer späteren Arbeit (21) im Sinne von KEYSSELITZ korrigiert, in dem Sinne, daß er glaubt, daß das zweikernige Stadium aus dem einkernigen durch Teilung hervorgehe und damit den Gametoplasten von K. entspräche. Zwei solcher Gametoplasten würden sich dann aneinander legen und eine Sporencyste bilden. Ich glaube, daß SHIWAGO (22) vollständig im Recht ist, wenn er diese Meinungsänderung SCHRÖDER's für unrichtig hält. Ganz abgesehen davon, daß die fig. 5 S.'s in der zweiten Arbeit sich auch einfach als zufälliges Aneinanderliegen der Copulae deuten läßt, werden, wie S. selbst angibt, eine ganze Reihe von Bildern durch die neue Anschauung unerklärbar (fig. 8—16 in der ersten Arbeit), während sie sich nach der anderen Auffassung in den Rahmen ohne weiteres einfügen. Das Gleiche gilt von den figg. 9 u. 10 in der neuen Arbeit, die nach meiner obigen Darstellung ohne weiteres erklärt sind und mit meinen Figg. 9, Taf. 2 zu identifizieren wären. fig. 1—3 in S.'s neuer Arbeit wären dann Teilungen der Propagationszellen I. Ordnung, wie wir sie ja auch annehmen, während fig. 6 u. 7 sich aus der Schnittführung oder bei Totalpräparaten aus der Lage im Präparat deuten lassen (vgl. was MERCIER über ähnliche Figuren von KEYSSELITZ sagt). Wenn diese Figuren nach Schnittpräparaten angefertigt sind, handelt es sich jedenfalls um Schnitte durch unreife Sporen. Ich habe derartige Bilder auch gefunden und konnte diese Erklärung feststellen. S. auch bei *Sph. hellandi*.

Es bleibt uns bei SCHRÖDER's Arbeiten somit die Wahl zwischen zwei Ansichten; die eine stimmt mit meinen, AWERINZEW's und MERCIER's Auffassungen vollständig überein und kann alle Erscheinungen ohne Mühe erklären; sie wurde auch unbeeinflusst und zuerst von diesem Autor aufgestellt. Die zweite scheint unter dem Einfluß der Arbeiten von KEYSSELITZ (14) und HARTMANN (13) nachträglich entstanden zu sein,

sie stützt sich auf Bilder, die in der Minderzahl auftreten und kann eine ganze Reihe von Tatsachen nicht erklären. Darum scheint es mir nicht unrichtig zu sein, wenn ich mich für die erstere Ansicht entscheide, um so mehr als mir auch die Bilder, die ich bei *Sphaeromyxa hellandi* fand, viel mehr zu ihren Gunsten zu sprechen scheinen. Nehmen wir nun aber dies als richtig an, so reiht sich auch die Erklärung SCHRÖDER's sehr schön in den Zyklus ein, wie wir ihn jetzt für die Sporenbildung der Myxosporidien geschildert haben.

5. LO GIUDICE (16, 17) ist der letzte Autor, mit dessen Darstellung wir uns noch kurz zu beschäftigen haben. Bei meiner Unkenntnis des Italienischen darf ich mir hier natürlich keine eingehende Schilderung der Arbeit erlauben und kann nur nach dem erhaltenen Eindruck die Vermutung aussprechen, daß dieser Autor mehr auf Seiten von KEYSSELITZ steht, wenn er auch anzunehmen scheint, daß sich eine Sporocyste auch aus einem einzigen Gametoblasten durch Teilung bilden könne. Berücksichtigen wir nur die Figuren, so finden wir alle Stadien, wie sie zum Teil KEYSSELITZ und auch MERCIER abgebildet hat, so daß wir jedenfalls annehmen dürfen, daß die Sporenbildung bei *Myxobolus ellipsoides* gerade so erfolgt wie bei *M. pfeifferi*. LO GIUDICE wendet sich anscheinend gegen SCHRÖDER's und meine Mitteilung, daß Caryogamie im Amöboidkeim stattfände; es würde dadurch nach meiner jetzigen Auffassung nur bewiesen sein, daß er bei seinem Parasiten den anderen Typ der Sporulation beobachtet hat, wie er auch MERCIER vorlag. Im übrigen können wir auf alles das verweisen, was schon bei KEYSSELITZ gesagt wurde.

Nun möchte ich mir aber noch einige Bemerkungen zu anderen Ausführungen LO GIUDICE's erlauben. Was zunächst die Infektionsversuche dieses Autors anbelangt, so kann ich dieselben nicht einwandfrei finden. Er hat zu denselben eine Methode benutzt, die schon THÉLOHAN (23) als unnatürlich und ungeeignet verworfen hat (Abschnüren einer Darmschlinge und Einspritzen der Sporen in dieselbe); daß bei dieser Art des Experiments die Sporen weder den natürlichen Weg gehen, noch in natürliche Bedingungen kommen, ist doch wohl klar.

Die Rundung des Amöboidkeimes vor dem Ausschlüpfen habe ich nie als eine Reifeerscheinung der Spore angesehen, sondern ich führe sie, gerade wie unser Autor, auf den Einfluß chemischer Agentien zurück, in meinem Falle auf den Reiz des Magen- und Darmsaftes.

Nun noch ein Wort zu der neuen Species *Coccomyxoïdes tincae* Lo

GIUDICE. Was zunächst die wenigen Bilder der Sporenbildung anbelangt, so zeigen sie nichts, was sich nicht mit unserer Auffassung erklären ließe, es scheint sich demnach um eine polyspore oder mictospore? Myxosporidie zu handeln, bei der die Sporen unabhängig voneinander entstehen, ähnlich wie bei *Ceratomyxa drepanopsettae*, *Myxidium bergense* u. a.¹⁾ Damit halte ich nun aber die Vereinigung mit der Gattung *Coccomyxa* LÉGER et HESSE zu einer Familie durchaus nicht gerechtfertigt. *Coccomyxa* ist nach dem, was wir heute über sie wissen, monospor und zwar in dem Sinne, daß bei der Sporenbildung kein Plasmarest bleibt, sie lebt zudem frei in der Galle von Seefischen; *Coccomyxoïdes* dagegen ist polyspor oder mictospor (?) und bildet Cysten in den Kiemen eines Süßwasserfisches; sind wir da nun berechtigt, beide Gattungen zu vereinigen, lediglich weil sie beide einpolkapselige Sporen haben? Ich glaube nicht, daß wir das vorläufig tun dürfen, zumal wir ja schon andere polyspore Formen mit nur einer Polkapsel kennen. Es scheint mir demnach viel richtiger zu sein, wenn wir vorläufig die neue Gattung zu den Polysporea stellen, und zwar vielleicht am besten zwischen *Lentospora* und *Myxobolus*; die Angliederung an *Coccomyxa* halte ich, vorläufig wenigstens, für noch nicht zulässig. (Alle voraufgehenden Ausführungen sind natürlich unter der Einschränkung gemacht, daß ich infolge unrichtiger Übersetzung eine falsche Vorstellung von den Ansichten des Autors haben könnte.)

Fassen wir nun zum Schlusse unserer Betrachtungen die gewonnenen Anschauungen nochmals kurz zusammen, so läßt sich etwa folgendes einheitliche Bild von der Sporulation der Myxosporidien entwerfen:

Die Sporenbildung kann nach zwei verschiedenen Grundtypen vor sich gehen. Bei dem einen entsteht jede Spore ganz unabhängig von der anderen, ja es kann in diesem Falle u. U. überhaupt nur eine Spore gebildet werden (monosporer Typ); bei dem anderen hingegen bildet sich aus jeder Anlage (Pansporoblast) ein Paar Sporen, die also ursprünglich in enger Beziehung zueinander standen (disporer Typ). Ich glaube, daß der monospore Typus der ursprünglichere ist und sich der dispore durch weitere Teilung der Pansporoblastenkerne aus ihm nach und nach herausgebildet hat (vgl. die Textfigg. A—E).

1) Der Autor hat mein neues System der Myxosporidien nicht anerkannt, sondern führt nur das alte von DOFLEIN (10, 11) vorgeschlagene an.

Beim monosporen Typ kann man nun wieder 2 Unterarten unterscheiden; entweder werden in einer vegetativen Form zwei oder auch viele Sporen gebildet, oder aus jeder Myxosporidie entsteht nur eine einzige Spore; bei dem letzteren Modus wird entweder das ganze Muttertier bei der Sporenbildung aufgebraucht (*Coccomyxa*, *Myx. bergense* u. a.), oder es bleibt ein Plasmarest übrig (*Chloromyxum cristatum* u. a.). Beim disporen Typ hingegen entstehen mindestens zwei, meist aber sehr viele paarweise zusammengehörige Sporen in jedem Muttertier.

Die Bildung der Sporen selbst nun scheint bei all diesen verschiedenen Typen nach ein und demselben Grundplan vor sich zu gehen; nur finden wir zeitliche Unterschiede in der Entstehung des Syncaryons. Danach lassen sich 2 einander sehr nahe stehende Bildungsmodi feststellen:

1. Das Syncaryon bildet sich zu Anfang der Sporenbildung. Wir finden in den vegetativen Formen zunächst vegetative und generative Kerne. Aus letzteren bilden sich Propagationszellen I. Ordnung, die sich durch Teilung weiter vermehren können und dann die Propagationszellen II. Ordnung darstellen. Diese differenzieren sich zu Macro- und Microgametocyten, welche dann durch Teilung die Macro- und Microgameten aus sich hervorgehen lassen. Je ein Macro- und Microgamet copulieren nun, und in der Copula bildet sich durch Verschmelzung der beiden Kerne ein Syncaryon. Dieses zerfällt wieder durch Teilung in 8 (monosporer Typ) oder 14 Kerne (disporer Typ)¹⁾, von denen in beiden Fällen 2 als Restkerne aufzufassen sind; daneben wird auch noch Chromatin ins Plasma des Muttertieres (oder ins Freie?) ausgestoßen. Die 6 bzw. 12 übrigen Kerne mit ihrem Plasma bilden sich nun in der bekannten Weise zu ein oder zwei Sporen um, wobei der Amöboidkeim 2 Kerne besitzt. Gelangt die Spore in einen neuen Wirt, so zerfällt der Keim bei nochmaliger Kernteilung in vier einkernige Zellen, die nun frei werden und den Grund zu neuen Myxosporidien abgeben (vgl. die Textfig. A—E und den Zeugungskreis Taf. 3).

2. Das Syncaryon bildet sich zu Ende der Sporenbildung. Die einleitenden Erscheinungen sind die gleichen wie beim ersten Modus. In der Copula findet jedoch eine Kernverschmelzung nicht statt, vielmehr teilen sich die Kerne weiter, bis die Zahl 8 (monosporer Typ) oder 14 (disporer Typ) erreicht ist.¹⁾ Jetzt geht

1) Bei den Arten mit 4 Polkapseln ist die Zahl der Kerne entsprechend zu vermehren.

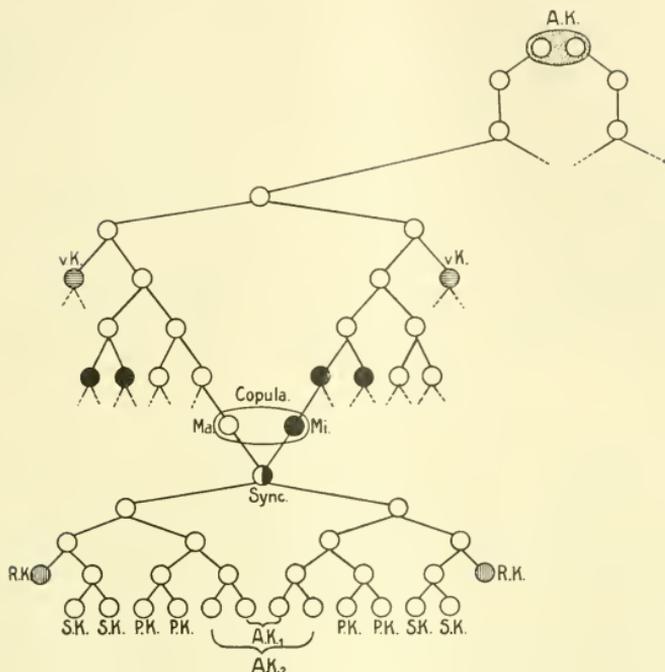


Fig. D.

Schema einer polysporen Myxosporidie, bei der 2 Sporen im Pansporoblasten gebildet werden.

Typus No. 1. Syncaryon zu Anfang der Sporulation.

A. K Amöboidkeim. *v. K* vegetative Kerne. *Ma* Macro-, *Mi* Microgameten.
R. K Restkerne. *A. K1* Kerne des neuen 1. Amöboidkeimes. *A. K2* Kerne des neuen 2. Amöboidkeimes. *S. K* Schalenkerne. *P. K* Polkapselkerne.
Sync Syncaryon.

Der Übersichtlichkeit halber sind nicht alle Kernteilungen ausgezeichnet.

die Bildung genau wie bei 1 weiter; auch hier ist der Amöboidkeim der Spore zweikernig, aber wenn die Spore reif ist oder der Keim im neuen Wirt auskriecht, verschmelzen die beiden Kerne miteinander und bilden jetzt erst das Syncaryon, so daß in diesem Falle aus jeder Spore nur je ein einkerniger Keim auskriecht. Die Keime können sich dann weiter teilen und entwickeln sich weiter, wie das schon oben ausführlich geschildert wurde (vgl. die Textfigg. B u. E und die Taf. 2 u. 3).

Beiden Bildungsmodi ist noch gemeinsam, daß die Beziehungen der einzelnen Teilstücke im Pansporoblasten lockere oder feste sein

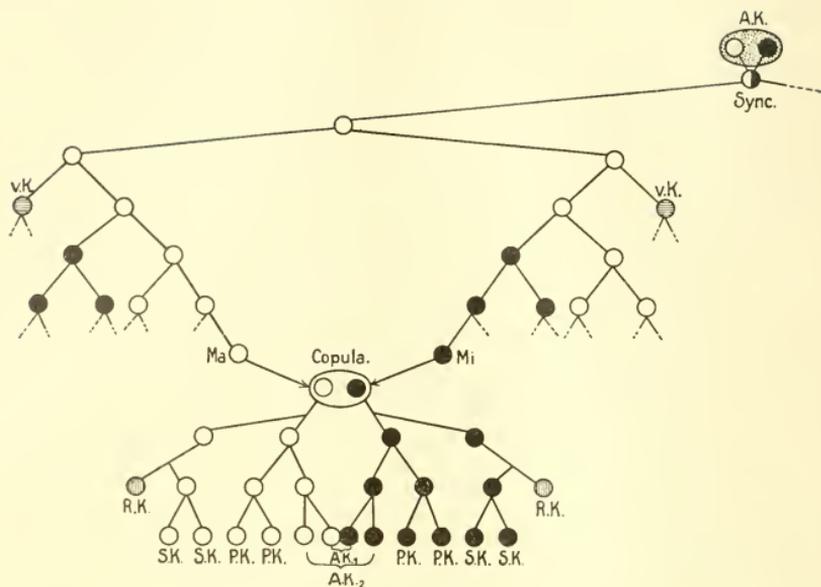


Fig. E.

Schema einer polysporen Myxosporidie, bei der 2 Sporen im Pansporoblasten gebildet werden.

Typus No. 2. Syncaryon zu Ende der Sporulation.

A. K Amöboidkeim. *v. K* vegetative Kerne. *Ma* Macro-, *Mi* Microgameten. *R. K* Restkerne. *A. K1* Kerne des neuen 1. Amöboidkeimes. *A. K2* Kerne des neuen 2. Amöboidkeimes. *S. K* Schalenkerne. *P. K* Polkapselkerne. *Sync* Syncaryon.

Der Übersichtlichkeit halber sind nicht alle Kernteilungen ausgezeichnet.

können. Im ersteren Falle bilden sich als Sporenanlage von Anfang an einzelne Zellen, die sogar zeitweise weit voneinander entfernt sein können [AWERINZEW (8)], im letzteren liegen die Kerne in einer gemeinsamen Plasmamasse, die sich erst später in Zellen aufteilt.

Was nun die Deutung all dieser Vorgänge anbelangt, so kann es keinem Zweifel unterliegen, daß es sich hier um geschlechtliche Akte handelt. Wenn wir nun die Textfiguren bis ins einzelne hinein ausbauen, so finden wir, daß die Erscheinungen in vielen Fällen als Autogamie, in anderen aber auch als Heterogamie (im Sinne von SCHRÖDER) gedeutet werden müssen. Letzteres ist wohl sicher der Fall bei frei in der Galle lebenden Formen, wenn Keime aus Sporen verschiedener Muttertiere zugleich einen neuen Wirt infizieren und die Gameten dieser verschiedenen Individuen mit-

einander copulieren (s. Textfig. A u. B). Wie aber auch aus den gleichen Figuren zu ersehen ist, kann zur selben Zeit ganz der gleiche Vorgang auch als Autogamie vor sich gehen.

Damit will ich meine Betrachtungen über die Sporenbildung schließen. Ich möchte dabei nochmals betonen, daß ich die Darstellung so gegeben habe, wie sie sich mir nach meinen Erfahrungen unter Berücksichtigung der anderen hauptsächlich in Frage kommenden Arbeiten am erklärbarsten dargeboten hat. Es muß weiteren Untersuchungen und der Zukunft überlassen bleiben zu entscheiden, inwieweit sie richtig ist; jedenfalls ist mit meiner Auffassung einmal eine einheitliche für alle Gruppen der Myxosporidien anwendbare Erklärung der Sporulationsvorgänge gegeben.

2. 3. 4. *Myxidium inflatum, incurvatum, procerum.*

In bezug auf Morphologie und Biologie kann ich bei diesen drei Species den früheren Ausführungen nichts Neues hinzufügen. Bei *M. inflatum* mag nur bemerkt werden, daß ich auch bei ihm die Sporenbildung verfolgte und daß sie mir mit den bei *Myxidium bergense* gefundenen Erscheinungen übereinzustimmen scheint (vgl. Fig. 23—28, Taf. 2).

5. *Myxidium oviforme* PARISI.

Über diesen neuen Parasiten kann ich leider nicht viel Neues berichten, da ich, wie PARISI (19), nie vegetative Formen mit entwickelten Sporen gesehen habe. Die Amöboiden, die mir zu Gesicht kamen, waren klein, meist kuglig, von 10—12 μ Durchmesser. Da und dort wurden Bilder gesehen, die vermuten lassen, daß monospore Sporenbildung vorkommt.

Die Sporen, welche ich fand, entsprechen genau PARISI's Beschreibung; sie sind 12—13 μ lang, 8—9 μ breit, und ihre Polkapseln haben einen Durchmesser von ca. 4 μ . Die Schale ist mit Leisten versehen (vgl. Fig. 5, Taf. 5).

Vorkommen: Gallenblase (vielleicht auch Gallengänge der Leber?) von *Coris julis* GTHR., *Apogon rex-mullorum* CUV., *Gadus callarias* L. und *Trutta salar* L.

Herkunft: Umgegend von Neapel [PARISI (19)], Bergen, Kristiansund, Abelaer, Rossfjord, Hammerfest und Vardö (AUERBACH).

6. *Sphaeromyxa hellandi* AUERB.

Bisher hatte mir die vegetative Form immer nur in mehr oder weniger großen Bruchstücken vorgelegen. Diesesmal fand ich sie nun aber ganz in der Gallenblase von *Centronotus gunellus*. Sie ist rundlich und flach scheibenförmig und rollt sich in der Blase etwas ein (vgl. Fig. 1, Taf. 5). Den feineren mikroskopischen Bau habe ich schon früher geschildert; ich brauche meinen dortigen Ausführungen nichts mehr hinzuzufügen. Die Dicke der Scheibe beträgt etwa 100 μ .

Beim vorliegenden Exemplar konnte ich die Sporenbildung in allen ihren Stadien verfolgen. Nach meinen früheren Ausführungen bei *Myxidium bergense* brauche ich aber hier wohl nicht näher auf dieselbe einzugehen. Ich will nur bemerken, daß sie ganz mit der von O. SCHRÖDER (20) zuerst gegebenen Darstellung übereinstimmt. Damit ist dann schon ausgedrückt, daß wir es mit einer Myxosporidie zu tun haben, die ihre Sporen nach dem disporen Typ und nach dem zweiten Modus bildet, bei dem das Syncaryon erst zu Ende der Sporulation entsteht. Gerade auch diese Tatsache konnte ich wieder ganz sicher feststellen. Wie ich schon oben bemerkte, fand ich auch Bilder, die mit den figg. 6 u. 7 in SCHRÖDER's zweiter Arbeit übereinstimmten und die jener Autor für Sporocysten hält. Ich glaube mit Bestimmtheit sagen zu können, daß es sich bei diesen Bildern um Querschnitte durch Sporenanlagen handelt; die beiden großen Kerne gehören zum Amöboidkeim, die kleinen außen sind die Schalenzellenkerne. Ich habe auch solche Gebilde getroffen, bei denen noch ein ganz kleines Stück der angeschnittenen Polkapselanlage mit eingeschlossen war, und damit ist die Richtigkeit meiner Annahme wohl bestätigt. Man kann sich auch z. B. durch fig. 33 u. 34, Taf. 15 in SCHRÖDER's erster Arbeit sehr gut einen Schnitt gelegt denken, der fast genau die figg. 6 oder 7 der zweiten Arbeit ergeben würde.

Vorkommen: Gallenblase von *Molva vulgaris*, *Brosmius brosmiae* und *Centronotus gunellus*.

Herkunft: Umgegend von Bergen, Torghatten.

7. *Zschokkella hildae* AUERB.

Wie schon im ersten Teile erwähnt, wurde dieser Parasit auf meiner letztjährigen Reise in großer Anzahl gefunden. Die vegetativen Formen flottieren teils frei in der Harnblase, teils sitzen

sie aber auch der Wandung der Blase an. Im ersteren Falle bilden sie mehr oder weniger lange, lappige Pseudopodien, während dieselben bei den festsitzenden Formen ganz charakteristisch sind und sehr an die gleichartigen von *Myxidium bergense* erinnern; es können so auch direkt gestielte Individuen entstehen (Fig. 2, Taf. 5). Die Größe schwankt sehr, ebenso wie die Art der Sporenbildung; diese geht nach dem monosporen Typ vor sich mit Syncaryonbildung zu Ende der Sporulation; es sind beobachtet: Monospore Sporulation ohne und mit Plasmarest, dispore und sogar polyspore Sporulation (bisher im Maximum 4 Sporen in einem Individuum). Unsere Species erweist sich also als eine ganz typische mictospore Myxosporidie.

Über die Sporenbildung selbst kann ich hinweggehen; ich habe sie früher schon geschildert. Auch bei *Zschokkella* kommen Macro- und Microgameten, vor und zwar entweder im Muttertier oder auch frei in der Galle (genau wie bei *Myxidium bergense*). Die figg. 1 meiner früheren Arbeit (3) sind wie bei jenem Parasiten als zur restlosen monosporen Sporulation gehörig zu deuten (s. oben bei *Myx. bergense*).

Die Sporen variieren in ihrer Größe ganz außerordentlich; sie schwanken zwischen 16—28,8 μ Länge und 13—18 μ Breite. Die Form ist aber immer die typische. Ein einziges Mal ist mir eine Spore zu Gesicht gekommen, deren Nahtlinie genau quer verlief (Fig. 3, Taf. 5).

Vorkommen: Harnblase von *Gadus callarias*, *G. virens*, *G. aeglefinus* und *Phycis blennioides*.

Herkunft: Längs der ganzen norwegischen Küste.

8. *Sphaerospora divergens* THÉL.

Ich habe diesen anscheinend seltenen Parasiten nur einmal angetroffen. Das Tier lebte frei in der Harnblase von *Hippoglossoides limandoides*. Die vegetativen Formen, die im Harne flottieren, sind rundlich oder länglich, im Durchschnitt etwa $50 \times 20 \mu$; außen findet sich feinkörniges Ectoplasma. Es finden sich aber auch sehr viele Exemplare, die der Blasenwand ansitzen und an der Berührungsstelle dann ectoplasmatische Fortsätze aussenden.

Die Sporenbildung habe ich wenigstens in großen Zügen verfolgen können und sie mit unseren Ansichten übereinstimmend gefunden. Die Macro- und Microgameten unterscheiden sich deutlich voneinander. Erstere haben etwa 5—6 μ im Durchmesser und besitzen

einen großen hellen Kern mit weitmaschigem Kerngerüst und einem besonders hervortretenden Nucleolus; letztere sind kleiner, ca. $3\ \mu$ im Durchmesser und haben einen kompakteren, sich intensiver färbenden Kern. Die beiden Kerne lassen sich nach ihrem Charakter in der Copula sehr schön voneinander unterscheiden. Welcher Modus der Sporenbildung eingeschlagen wird, konnte ich nicht mit Sicherheit unterscheiden, ich glaube aber, es ist der zweite mit Bildung des Syncaryons in der reifen Spore. Die meisten Individuen sind polyspor, jedoch glaube ich auch Anhalte für rein monospore Fortpflanzung gefunden zu haben. Ob bei den polysporen Individuen der monospore oder dispore Typus eingeschlagen wird, ist mir nicht ganz klar geworden; ich vermute aber, und dafür sprechen viele Bilder, daß beide Modi möglich sind, denn manchmal liegen die fertigen und unfertigen Sporen zu zweit beieinander, und man kann auch die Restkerne erkennen, manchmal liegen sie aber auch ganz einzeln, und dafür, daß auch der monospore Modus möglich ist, sprechen auch die rein monospor entstehenden Sporen.

Die Sporen sind in der Ansicht von der Fläche fast kreisrund und haben etwa $10\ \mu$ im Durchmesser; ihre Dicke beträgt etwa $8\ \mu$, die Polkapseln sind ca. $4\ \mu$ lang. Die beiden Polkapseln divergieren nach außen zu, wie das ja schon der Name angibt. Die Schale zeigt eine feine Streifung (Fig. 4, Taf. 5).

LABBÉ hat in: Tierreich (15) die Spore unseres Parasiten in seiner fig. 150, p. 86 nicht richtig wiedergegeben; er stellt sie so dar, als ob sich vorn zwischen den beiden Polkapseln ein dreieckiger Fortsatz der Schale befände, etwa wie bei *Myxobolus pfeifferi* u. a. Das ist nun nicht der Fall; es findet sich an dieser Stelle vielmehr Plasma des Amöboidkeimes, wie man es an meiner Fig. 4, Taf. 5 und an THÉLOHAN'S fig. 13, tab. 7 (23) deutlich sehen kann.

Vorkommen: Nierenkanälchen von *Bleminius pholis* L., *Crenilabrus melops* L. und *Cr. pavo* C. V., Harnblase von *Hippoglossoides limandoides*.

Herkunft: Concarneau und Roscoff [THÉLOHAN (23)], Neapel [PARISI (19)], Smalfjorden im Tanafjord (AUERBACH).

9. 10. 11. 12. *Leptotheca macrospora* AUERB., *parva* THÉL.,
informis AUERB., *longipes* AUERB.

In bezug auf diese 4 Species kann ich meinen früheren Ausführungen nichts Neues hinzufügen. Ich beschränke mich deshalb

darauf, hier nochmals Vorkommen und Herkunft dieser Parasiten zusammenzustellen.

Leptotheca macrospora AUERB. Vorkommen: Gallenblase von *Sebastes viviparus* und *S. dactylopterus*.

Herkunft: Umgegend von Bergen, Kristiansund.

Leptotheca parva THÉL. Vorkommen: Gallenblase von *Scomber scombrus*.

Herkunft: Marseille, Le Croisic, Le Vivier [THÉLOHAN (23)], Kristiansand, Stavanger, Bergen (AUERBACH).

Leptotheca informis AUERB. Vorkommen: Gallenblase von *Molva vulgaris* und *Gadus merlangus*.

Herkunft: Bergen, Tjömö (AUERBACH).

Leptotheca longipes AUERB. Vorkommen: Gallenblase von *Brosmius brosme*.

Herkunft: Bergen (AUERBACH).

In Bergen hatte ich seinerzeit in der Gallenblase eines *Gadus merlangus* vegetative Formen einer disporen Myxosporidie gefunden, deren Artzugehörigkeit nicht mit Sicherheit festzustellen war, da sie noch keine reifen Sporen enthielt. Bei nochmaliger Untersuchung scheint mir die Species nun ziemlich sicher zur Gattung *Leptotheca* zu gehören, und zwar nach Analogieschluß zu *L. informis* AUERB., die nach unseren obigen Angaben ja auch in jenen Fischen nachgewiesen ist. Mit absoluter Sicherheit kann ich diese Angabe allerdings nicht machen, da die Sporen noch etwas zu jung waren. Es ist die Möglichkeit im Auge zu behalten, daß es sich auch um eine *Ceratomyxa* handeln könnte. Auch diese Gattung schmarotzt nämlich in *G. merlangus*. Herr Dr. O. SCHRÖDER hatte die Liebesswürdigkeit, mir aus Abbazzia einige Gallenblasen dieser Fischspecies zu senden, welche ziemlich stark mit einer *Ceratomyxa* infiziert waren. Ich glaube, daß es sich um *C. pallida* THÉL. handelt, wenigstens stimmen die Angaben über die vegetativen Formen und die Sporenmaße mit denen der mir vorliegenden Species überein. Da von ihr bisher Abbildungen der Sporen noch nicht bekannt waren, gebe ich solche auf Taf. 5 Fig. 9 wieder; ihre Maße sind: Länge ca. 35 μ , Breite ca. 6 μ ; Polkapseln ca. 2—3 μ (im Durchmesser). Die vegetativen Formen sind rundlich, dispor, ca. 14 μ lang, 10 μ breit. Wie gesagt, kann eine bestimmte Entscheidung, zu welcher der beiden Species der Parasit aus *G. merlangus* von Bergen gehört, nicht ganz sicher getroffen werden, ich neige aber mehr zur Zugehörigkeit zu *L. in-*

formis. In Zukunft ist jedenfalls darauf zu achten, ob *C. pallida* THÉL. sich nicht auch in nordischen *G. merlangus* nachweisen läßt. Nach unseren jetzigen Kenntnissen, wäre etwas Derartiges zu erwarten.

13. *Ceratomyxa drepanopsettae* AWERINZEW.

Die Zugehörigkeit eines Parasiten zu dieser Species läßt sich nie leicht und nie mit Sicherheit feststellen, da AWERINZEW (8) eigentlich keine genaue Beschreibung der vegetativen Formen und der Sporen gegeben hat. Daher kann ich meine diesbezüglichen Funde auch nur mit aller Reserve veröffentlichen. Ich vermute, daß die von mir gefundenen Parasiten zur vorliegenden Species gehören, weil sie ebenfalls in der Gallenblase von Plattfischen gefunden wurden und weil die vegetativen Formen gute Übereinstimmung mit A.'s. Zeichnungen bieten:

Die äußere Gestalt der Amöboide wechselt sehr. Teils sind sie rundlich, teils unregelmäßig, teils auch lang gestielt (vgl. Taf. 5 Fig. 6). Eine Scheidung in Ecto- und Entoplasma habe ich nicht feststellen können. Deutlich sind dagegen die beiden vegetativen von den generativen Kernen zu unterscheiden. Die Sporenbildung habe ich nicht näher verfolgen können, da die Fixierung in Formol nicht ganz einwandfrei war; die Bilder aber, die ich fand, scheinen mir mit den Zeichnungen AWERINZEW'S (8) gut übereinzustimmen. Aus all dem glaube ich schließen zu dürfen, daß es sich in beiden Fällen um die gleiche Species handelt.

Im I. Teil habe ich Zweifel ausgesprochen, ob die bei *Pleuronectes flesus* aus Tjömö gefundenen *Ceratomyxa* auch hierher gehörten. Soviel ich jetzt feststellen konnte, zeigen die vegetativen Formen nichts Abweichendes. Die Differenzen der Sporen können individuelle sein.

Sporen in reifem Zustand unseres Parasiten waren bis jetzt überhaupt nicht bekannt. A. hat stets nur unreife beobachten können. Auch ich habe nur sehr wenige ganz reife Sporen zu Gesicht bekommen und habe daher versucht, ein ungefähres Idealbild aus meinen Beobachtungen heraus zu konstruieren (Taf. 5 Fig. 7a). In der Galle von *Pl. flesus* fand ich jedoch mehrere reife Sporen. Fig. 8, Taf. 5 stellt eine derselben dar. Man sieht daraus, daß die Formunterschiede gegen Fig. 7a keine großen sind, so daß beide wohl auf die gleiche Species zurückgeführt werden dürfen. Maße:

Länge der Spore (in der Sehne von Spitze zu Spitze) ca. 56μ ; Breite in der Nahtlinie ca. $12-14 \mu$; Durchmesser der Polkapseln ca. $4-6 \mu$. Länge des Hohlraumes, der den Amöboidkeim enthält, ca. 34μ .

Vorkommen: Gallenblase von *Pleuronectes platessa*, *P. flesus*, *Drepanopsetta platessoides*, *Hippoglossus vulgaris* und *Hippoglossoides limandoides*.

Herkunft: Murmanküste [AWERINZEW (8)]; Kabelvaag, Rörvik, Tjömö (AUERBACH).

14. *Ceratomyxa sphaerulosa* THÉL.

Über diese Species kann ich nichts Neues berichten. Das Gleiche gilt von

15. *Myxobolus aeglefini* AUERB.,

den ich in Bergen, Abelvaer, Lödingen und Vardö fand.

Literaturverzeichnis.

1. AUERBACH, M., Bemerkungen über Myxosporidien, in: Zool. Anz., Vol. 34, 1909, p. 65—82.
2. —, Bericht über eine Studienreise nach Bergen (Norwegen), in: Verh. naturw. Ver. Karlsruhe, Vol. 21, 1909.
3. —, Die Sporenbildung von Zschokkella und das System der Myxosporidien, in: Zool. Anz., Vol. 35, 1909—1910, p. 240—256.
4. —, Cnidosporidienstudien, *ibid.*, p. 767—777.
5. —, Die Cnidosporidien, Leipzig 1910.
6. —, Unsere heutigen Kenntnisse über die geographische Verbreitung der Myxosporidien, in: Zool. Jahrb., Vol. 30, Syst., 1911.
7. —, Bemerkungen über den Infektionsmodus der Seefische mit Myxosporidien, in: Zool. Anz., Vol. 39, 1912, p. 617—623.
8. AWERINZEW, S., Studien über parasitische Protozoen. I. Die Sporenbildung bei *Ceratomyxa drepanopsettae mihi*, in: Arch. Protistenk., Vol. 14, 1908, p. 74—112.
9. —, Dasselbe. VII. Über Sporenbildung bei *Myxidium* sp. aus der Gallenblase von *Cottus scorpius*, *ibid.*, Vol. 23, 1911, p. 199—204.
10. DOFLEIN, F., Die Protozoen als Parasiten und Krankheitserreger; nach biologischen Gesichtspunkten dargestellt, Jena 1901.
11. —, Lehrbuch der Protozoenkunde, Jena 1909 u. 1911.
12. ERDMANN, RH., Zur Lebensgeschichte des *Chloromyxum leydigi*, einer miktosporenen Myxosporidie I., in: Arch. Protistenk., Vol. 24, 1911, p. 149—162.
13. HARTMANN, M., Autogamie bei Protisten und ihre Bedeutung für das Befruchtungsproblem, in: *ibid.*, Vol. 14, 1909, p. 264—334.
14. KEYSSELITZ, G., Die Entwicklung von *Myxobolus pfeifferi*, *ibid.*, Vol. 11, 1908.

15. LABBÉ, A., Sporozoa, in: Tierreich, Lief. 5, Berlin 1899.
 16. LO GIUDICE, P., Sullo sviluppo del *Myxobolus ellipsoides* THÉL., in: Riv. mens. Pesca Idrobiologia. Anno 6 (13), 1911.
 17. Studi sui Cnidosporidi, Pavia, 1912.
 18. MERCIER, L., Contributions à l'étude de la sexualité chez les Myxosporidies, in: Mém. Acad. Sc. Belgique, Cl. Sc. (2), Vol. 2, 1909.
 19. PARISI, B., Primo contributo alla Distribuzione geografica dei Misso-sporidi in Italia, in: Atti. Soc. Ital. Sc. nat., Vol. 50, 1912, p. 283—299.
 20. SCHRÖDER, O., Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Myxosporidien. *Sphaeromyxa labrazesi* (LAVERAN et MESNIL), in: Arch. Protistenk., Vol. 9, 1907, p. 359—381.
 21. —, Über die Anlage der Sporocyste (Pansporoblast) bei *Sphaeromyxa sabrazesi* (LAVERAN et MESNIL), *ibid.*, Vol. 19, 1910, p. 1—5.
 22. SHIWAGO, P., Der heutige Stand der Frage über die geschlechtlichen Vorgänge bei den Myxo- und Mikrosporidien, in: Biol. Ztschr., Vol. 2, Moskau 1911.
 23. THÉLOHAN, P., Recherches sur les Myxosporidies, in: Bull. sc. France Belgique, Vol. 26, 1895, p. 100—394.
-

Erklärung der Abbildungen.

Die Figuren der Taf. 1, 2, 3 und 5 sind gegen die Originale um die Hälfte verkleinert. Tafel 4 ist in Originalgröße reproduziert.

Tafel 1.

Kartenskizze der norwegischen Küste mit eingetragenen Fangstationen.

Tafel 2.

Alle Figuren sind entworfen mit SEIBERT Apochromat-Ölimmersion 2 mm, Comp.-Ok. 18 und dem ABBÉ'schen Zeichenapparat.

Fig. 1—23. Sporenbildung von *Myxidium bergense* AUERB.

Fig. 1—4. Propagationszellen 1. Ordnung und ihre Teilung.

Fig. 5. Macro-, Fig. 6 Microgamet.

Fig. 7. Teilungen der Microgameten.

Fig. 8. Copulation eines Macro- und Microgameten.

Fig. 9. Teilungen der Kerne in der Copula, bei a Teilung des Microgametenkernes.

Fig. 10—21. Weitere Stadien der Sporenbildung; bei Fig. 13—15 erste Anlage der Schalenzellen in verschiedenen Altersstadien.

Fig. 20. Reife Spore mit Syncaryon.

Fig. 22. Schnitt durch eine der Gallenblasenwand ansitzende vegetative Form.

Fig. 23—28. Stadien der Sporenbildung bei *Myxidium inflatum* AUERB.

Fig. 23. Macrogamet.

Fig. 24. Microgameten.

Tafel 3.

Schematischer Zeugungskreis von *Myxidium bergense* AUERB.

Reihe 1. Rein monospore Entwicklung ohne Plasmarest mit Syncaryonbildung in der reifen Spore.

Reihe 1a. Dsgl. mit Syncaryonbildung zu Anfang der Sporulation.

Reihe 2. Polyspore Entwicklung mit Syncaryonbildung in der reifen Spore. Sk Syncaryon.

Tafel 4.

Vergleichende Zusammenstellung gleichartiger Stadien der Sporenbildung nach den Zeichnungen der in der Arbeit zitierten Autoren. (Die Zahlen bei den einzelnen Zeichnungen geben die Nummern der Figuren bei den verschiedenen Autoren an.)

Reihe 1. Propagationszellen I. Ordnung.

Reihe 2. Teilungen der Propagationszellen I. Ordnung.

Reihe 3. Teilungen der Microgametocyten (oder auch Microgameten?).

Reihe 4. Copulation zweier Gameten.

Reihe 5. Teilungen einzelner Gametenkerne während der Plasmogamie oder kurz nachher.

Tafel 5.

Fig. 1. Vegetative Form von *Sphaeromyxa hellandi* AUERB. in der Gallenblase von *Centronotus gunellus* (Schnitt). SEIBERT Ap.-Obj. 16, C.-Ok. 8. ABBÉ'scher Zeichenapparat.

Fig. 2. Vegetative Form von *Zschokkella hildae* AUERB. mit einer Spore. Totalpräparat. SEIBERT Ap.-Imm. 2 mm, C.-Ok. 18. ABBÉ'scher Zeichenapparat.

Fig. 3. Anormale Spore von *Zschokkella hildae* AUERB. SEIBERT Ap.-Imm. 2 mm, C.-Ok. 18.

Fig. 4. Sporen von *Sphaerospora divergens* THÉL. aus der Harnblase von *Hippoglossoides limandoides*. SEIBERT Ap.-Imm. 2 mm, C.-Ok. 18. ABBÉ'scher Zeichenapparat.

Fig. 5. Sporen von *Myxidium oviforme* PARISI aus der Gallenblase von *Gadus callarias*. SEIBERT Ap.-Imm. 2 mm, C.-Ok. 18. ABBÉ'scher Zeichenapparat.

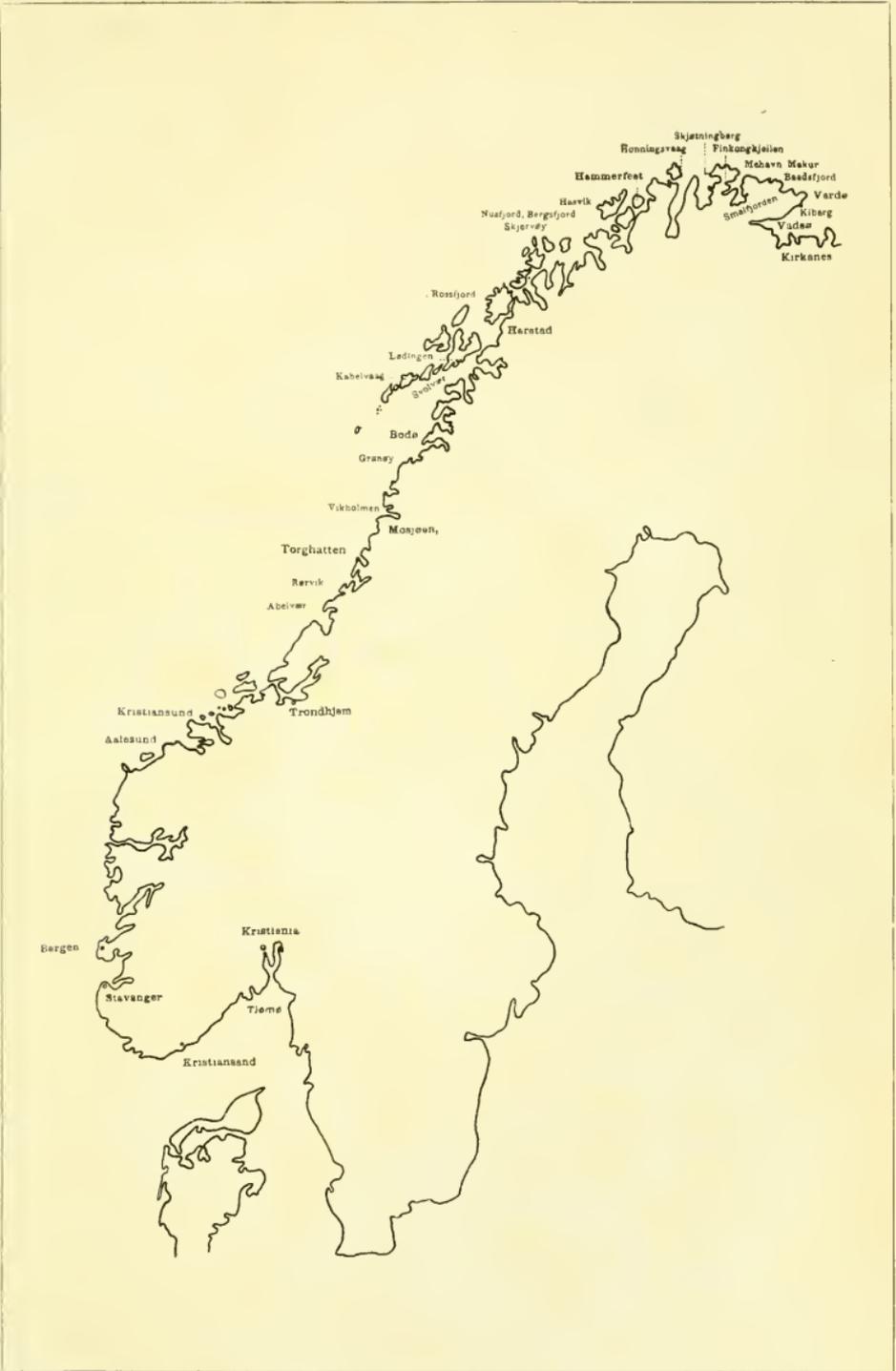
Fig. 6. Vegetative Formen von *Ceratomyxa drepanopsettae* AWERINZEW? aus der Gallenblase von *Pleuronectes platessa*. Totalpräparat. SEIBERT Ap.-Obj. 4 mm, C.-Ok. 8. ABBÉ'scher Zeichenapparat.

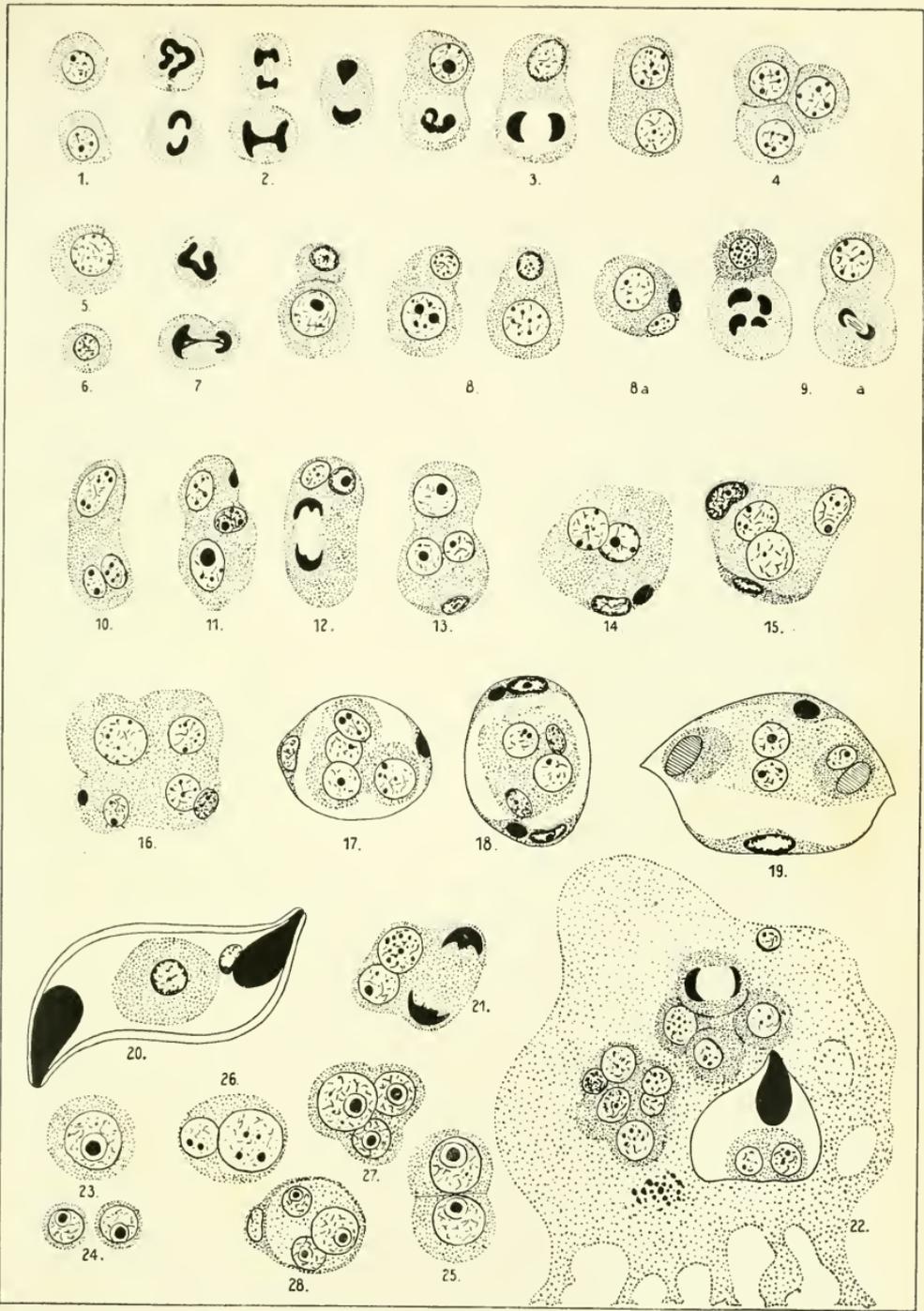
Fig. 7a. Rekonstruierte Idealspore von *Ceratomyxa drepanopsettae* AWERINZEW?

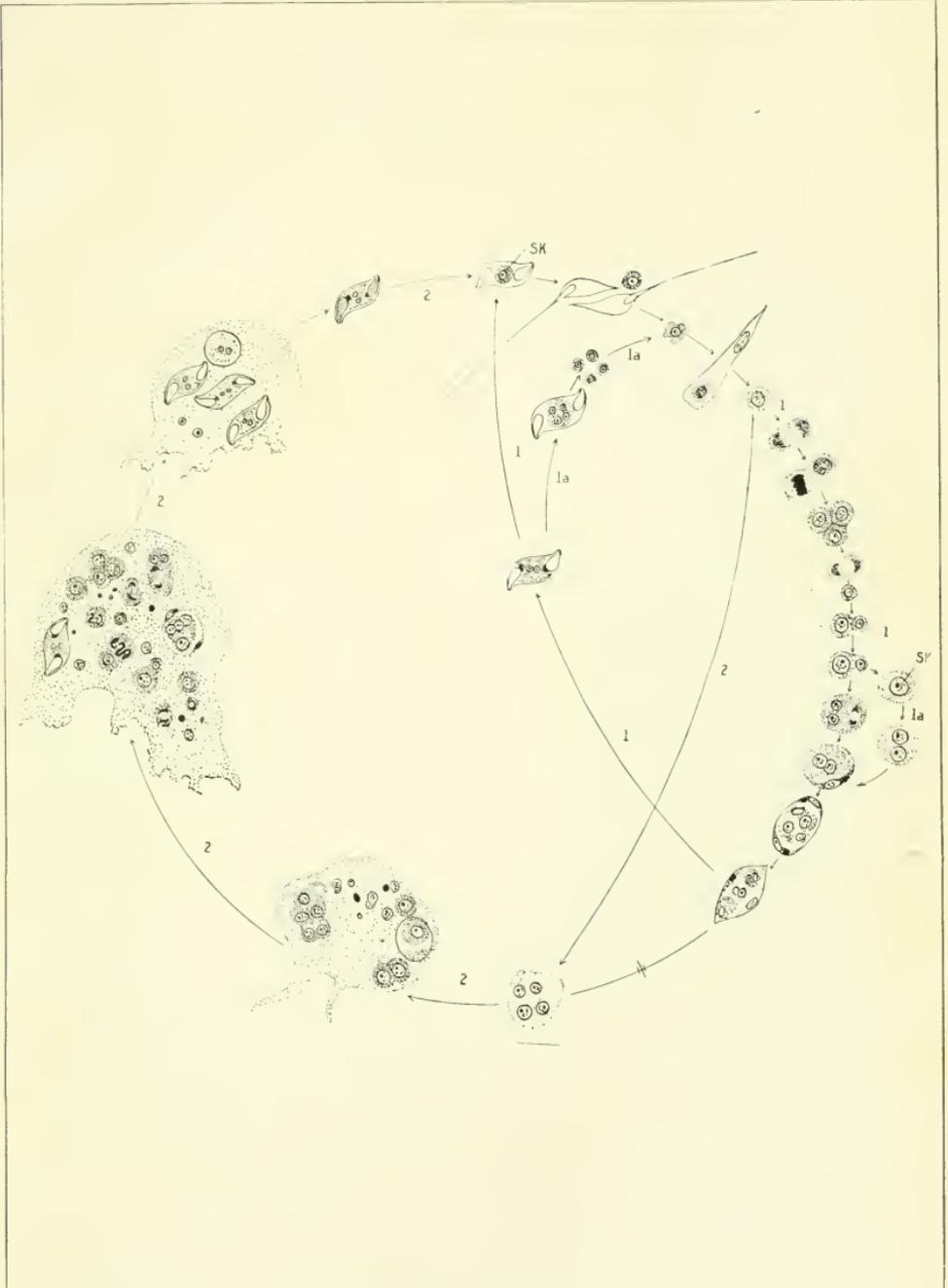
Fig. 7b. Junge Spore von *C. drepanopsettae* AWERINZEW. Aus der Gallenblase von *Hippoglossoides limandoides*. SEIBERT Ap.-Imm. 2 mm, C.-Ok. 8. ABBÉ'scher Zeichenapparat.

Fig. 8. Spore von *C. drepanopsettae* AWERINZEW? aus der Gallenblase von *Pleuronectes flesus*. SEIBERT Ap.-Imm. 2 mm, C.-Ok. 8. ABBÉ'scher Zeichenapparat.

Fig. 9. Sporen von *Ceratomyxa pallida* THÉL.? aus der Gallenblase von *Gadus merlangus*. Abazzia. SEIBERT Ap.-Imm. 2 mm, C.-Ok. 18. ABBÉ'scher Zeichenapparat.







Awerinzew.

Keysselitz

Mercier

<http://www.biodiversityherbarium.org/>

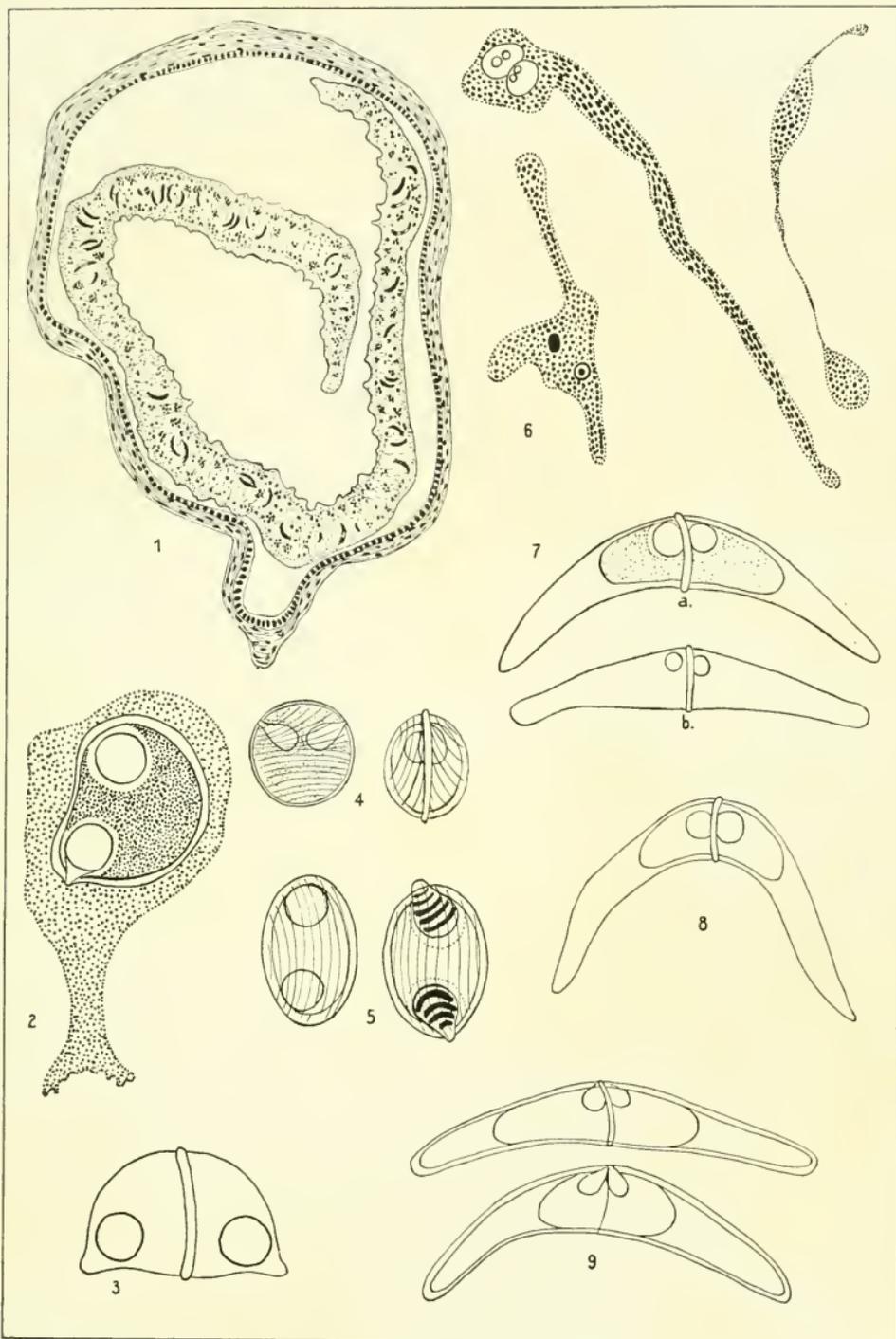
Schröder

www.zobodat.at/

Lo-Giudice.

Auerbach.





ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Zoologische Jahrbücher. Abteilung für Systematik, Geographie und Biologie der Tiere](#)

Jahr/Year: 1913

Band/Volume: [34](#)

Autor(en)/Author(s): Auerbach Max

Artikel/Article: [Studien über die Myxosporidien der norwegischen Seefische und ihre Verbreitung. 1-50](#)