Nachdruck verboten.
Übersetzungsrecht vorbehalten.

(Institut für allgemeine Zoologie der Karls-Universität in Praha Č. S. R.)

Zur Kenntnis von in Oligochäten parasitierenden Microsporidien aus der Familie *Mrázekidae.*

Von

Otto Jírovec.

(Mit 8 Abbildungen im Text und Tafel 12—15.)

I. Einleitung.

Aus der Familie *Mrázekidae* Léger u. Hesse (1922), die sich durch langgestreckte Sporen von den beiden anderen Microsporidienfamilien den *Nosematidae* und *Cocconematidae* deutlich unterscheidet, kommen bei den Oligochäten mehrere Arten vor. Im Jahre 1905 beschrieb Hesse eine Microsporidie aus der Körperhöhle von *Limnodrilus hoffmeisteri* unter dem Namen *Myxocystis mrázeki* Hesse (1905), welche später von Kudo (1924) als *Mrázekia mrázeki* in die Gattung *Mrázekia* gestellt wurde. Im Jahre 1910 veröffentlichte Mrázek eine größere Arbeit über die Beziehungen einer eigenartigen Parasitengruppe — der er schon 1897 den Namen *Myxocystis* gegeben hatte — zu ihren Wirten (*Lumbriculus*, *Limnodrilus* und *Ilyodrilus* = *Potamothrix*). Er stellte fest, daß die Myxocystiden, mit deren Systematik er sich nicht näher befaßte, in den Lymphocyten der Würmer ihre Entwicklung durchmachen, die dadurch zu enormer Hypertrophie gereizt werden, so daß Riesenzellen aus ihnen entstehen, die außerdem noch verschiedene Änderungen in ihrer Struktur erleiden. So erscheinen an ihrer Oberfläche feine starre Cilien oder ganz feine Pseudopodien, ihr Kern vergrößert sich und wird lappig oder teilt sich in mehrere kleinere Stücke. Mrázek wies auf ähnliche Verhältnisse bei *Glugea lophii* und *Glugea anomala* hin. Er bildete auch zwei reife *Myxocystis*-Sporen aus *Lumbriculus* ab, die von länglicher

Gestalt mit einem Schwanzanhang ausgestattet waren, ohne jedoch ihre Größe anzugeben. LÉGER u. HESSE (1916) wollen die gleiche Art in *Tubifex tubifex* bei Grenoble gefunden haben und beschrieben sie als *Mrázekia caudata* n. g. n. sp. In den Lymphocyten von *Lumbriculus variegatus* fanden sie eine andere Art *Mrázekia stricta* LÉGER u. HESSE (1916), deren Sporen jedoch keinen Schwanzanhang hatten. Sie stellten alle Microsporidienarten mit stäbchenartigen Sporen, welche in Oligochäten und auch verschiedenen Arthropoden gefunden wurden, in eine neue Gattung *Mrázekia*. Der Name *Myxocystis* verschwand so aus der Literatur, da schon die zuerst von MRÁZEK aus *Lumbriculus variegatus* beschriebene *Myxocystis ciliata* MRÁZEK (1897) von LÉGER u. HESSE in die Nähe der Gattung *Nosema* und von KUDO (1924) direkt in dieselbe gestellt wurde. Später reihten LÉGER u. HESSE die Gattung *Mrázekia* (Sporen gerade langgestreckt) zusammen mit den Gattungen *Octosporea* (Sporen gekrümmt), *Spironema* (Sporen spirillenartig) und *Toxonema* (Sporen vibrioartig) in eine neue Familie *Mrázekidae* ein. (Da diese Familie zu Ehren Prof. MRÁZEKS benannt wnrde, soll sie richtig mit einem Komma über á geschrieben werden.) Im Jahre 1928 beschrieb JANDA einen microsporidienartigen Parasiten aus *Criodrilus lacuum*, den er *Bacillidium criodrili* JANDA (1928) nannte. Wie ich später zeigen werde, handelt es sich um einen Vertreter der Familie *Mrázekidae*. Neuerdings ist von HESSE innerhalb der Familie *Mrázekidae* eine neue Gattung *Cougourdella* HESSE (1935) geschaffen worden für Arten mit an einem Ende aufgeblähten Sporen. Er stellte in diese Gattung außer zwei Arten aus *Megalocyclops viridis* (*C. magna* und *C. pusilla*) auch *Myxocystis mrázeki* HESSE (1905) als *C. mrázeki*. Aus dieser Literaturübersicht sehen wir, daß bisher bei den Oligochäten im ganzen nur vier *Mrázekia*-Arten bekannt sind.

II. Material und Technik.

Ich hatte Gelegenheit die alten Originalpräparate von † Prof. MRÁZEK zu untersuchen und sie mit den von anderen Autoren beschriebenen Arten zu vergleichen. Außerdem stellte mir Herr Prof. JANDA sein Material von *Bacillidium criodrili* zur Verfügung, so daß ich auch frische Sporen von *Bacillidium criodrili* untersuchen konnte. Vom Dr. ČERNOSVITOV erhielt ich einen infizierten *Limnodrilus* aus Turkestan. Beiden Herren spreche ich meinen besten Dank aus. Die Präparate von MRÁZEK waren größtenteils mit Sublimatgemischen fixiert und mit Heidenhain oder Hämalaun gefärbt. Infizierte Crio-

drilen fixierte ich mit gutem Erfolg mit Zenker, Helly, Sublimat-essigsäure und färbte die 5 μ dicken Paraffinschnitte nach Dominici, Mann, Ehrlich, Heidenhain, Giemsa und Mallory. Außer den Schnitten wurden auch feucht fixierte Deckglasausstriche mit gleichen Methoden gefärbt. Zum Studium der Sporenstrukturen bei Microsporidien eignet sich am besten die Nuclealreaktion nach Feulgen, welche mich, zum erstenmal bei den Mrázekien angewendet, wie aus folgendem ersichtlich sein wird, zu einer ganz anderen Auffassung deren Sporenstruktur führte. Die Technik habe ich in einer früheren Arbeit (1932) beschrieben und sie ist auch in Romeis „Taschenbuch der mikroskopischen Technik" zu finden, so daß ich sie hier weiter nicht wiederholen muß.

III. Revision der Familie *Mrázekidae* Léger u. Hesse (1922).

Die Systematik der Familie *Mrázekidae* muß in einigen Punkten ergänzt und verändert werden. Nach Léger u. Hesse gehören in die Gattung *Mrázekia* Arten mit geschwänzten Sporen (*M. caudata*, *M. brevicauda* u. a.) sowie Arten mit Sporen ohne Schwanzanhang (*M. argoisi*, *M. stricta* u. a.) Dieser Unterschied scheint mir für die Systematik der Gruppe ziemlich wichtig und zwingt mich die ursprüngliche Gattung in zwei Gattungen zu teilen. In die erste Gattung *Mrázekia* gehören aus Prioritätsgründen Mrázekien mit geschwänzten Sporen, weil Léger u. Hesse an erster Stelle *Mrázekia caudata* beschrieben haben. In die zweite Gattung neu *Bacillidium* genannt, stelle ich Arten mit geraden schwanzlosen Sporen. Der Typus dieser Gattung, *Bacillidium criodili* Janda (1928) wird später ausführlich besprochen. In diese Gattung müssen also *Mrázekia argoisi*, *M. stricta*, *M. niphargi*, *M. tetraspora*, *M. bacilliformis* umgereiht werden, wie aus der Übersicht der Gattungen an der Seite 317 ersichtlich ist.

Die beiden Gattungen *Spironema* und *Toxonema* Léger u. Hesse (1922) sollen, wie beide Autoren in einer späteren Arbeit (1924) vorgeschlagen haben, richtig *Spiroglugea* und *Toxoglugea* heißen, da die ersteren Namen bereits für Molluskengattungen vergeben sind. Diese Berichtigung von Léger u. Hesse (1924) fand in der Literatur keine Beachtung, und in dem Sammelwerke von Kudo (1924), sowie auch in den neueren Lehrbüchern sind noch immer die unrichtigen Namen zu finden. Kudo (Science 1925, Vol. 61), auf die bereits vergebene Nomenklatur aufmerksam gemacht, schlug die Genusnamen *Spirospora* und *Toxospora* vor. Wenyon (1926) benutzte den Namen

Spirillonema, da *Spironema* außerdem noch von KLEBS (1892) einem Flagellaten gegeben wurde. Aus Prioritätsgründen müssen jedoch die Namen *Spiroglugea* und *Toxoglugea* LÉGER u. HESSE gelten. Ich lasse nun eine Übersicht der Familie *Mrázekidae* mit allen zur Zeit bekannten Arten und ihren Wirten folgen.

Familie *Mrázekidae* LÉGER u. HESSE (1922).

Diagnose: Microsporidien mit langgestreckten, rohrförmigen Sporen, welche entweder gerade zylindrisch oder in verschiedener Weise gebogen sind.

1. Gattung *Mrázekia* LÉGER u. HESSE (1916) emend.

Mrázekia LÉGER u. HESSE (1916) part.
Mrázekia KUDO (1924) part.

Diagnose: Sporen zylindrisch, manchmal leicht aufgebläht, mit einem kürzeren oder längeren Schwanzanhang. Ausschnellbares stäbchenartiges Manubrium.

M. caudata LÉGER u. HESSE (1916) (non *Myxocystis* sp. MRÁZEK (1910)). — *Tubifex tubifex.*

M. brevicauda LÉGER u. HESSE (1916). — Larven von *Chironomus plumosus.*

M. piscicola CÉPEDE (1924). — *Gadus merlangus.*

M. lumbriculi n. sp. (*Myxocystis* sp. MRÁZEK (1910)). — *Lumbriculus variegatus.*

M. limnodrili n. sp. (*Myxocystis* sp. MRÁZEK (1910)). non *Mrázekia caudata* LÉGER u. HESSE (1916). — *Limnodrilus* sp.

M. ilyodrili n. sp. (*Myxocystis* sp. MRÁZEK (1910)). — *Ilyodrilus moldaviensis.*

2. Gattung *Bacillidium* JANDA (1928).

Mrázekia LÉGER u. HESSE (1916) part.
Mrázekia LÉGER u. HESSE (1922) part.
Mrázekia KUDO (1924) part.

Diagnose: Schmale, langgestreckte zylindrische Sporen, ohne Schwanzanhang, bei einigen Arten das Hinterende der Spore leicht zugeengt. Ausschnellbares, stäbchenartiges Manubrium.

B. criodrili JANDA (1928). — *Criodrilus lacuum.*

B. strictum (LÉGER u. HESSE (1916)). Syn. *Mrázekia stricta.* — *Lumbriculus variegatus.*

B. argoisi (LÉGER u. HESSE (1916)). Syn. *Mrázekia argoisi.* — *Asellus aquaticus.*

B. tetrasporum (Léger u. Hesse (1922)). Syn. *Mrázekia tetraspora.* — Larven von *Tanytarsus.*

B. bacilliforme (Léger u. Hesse (1922)). Syn. *Mrázekia bacilliformis.* — Larven von *Orthocladius.*

B. niphargi (Poisson (1924)). Syn. *Mrázekia niphargi.* — *Niphargus stygius.*

B. limnodrili n. sp. — *Limnodrilus claparèdeianus.*

B. haematobium n. sp. — *Limnodrilus hoffmeisteri.*

3. Gattung *Cougourdella* Hesse (1935).

Diagnose: Langgestreckte, an einem Ende stark aufgeblähte Sporen („rapellant certains fruits de Lagenaria"), das andere halsförmige Ende ziemlich schmal.

C. magna Hesse (1935). — *Megalocyclops viridis.*

C. pusilla Hesse (1935). — *Megalocyclops viridis.* Hesse (1935).

C. mrázeki (Hesse (1905)). — *Myxocystis mrázeki* Hesse (1905), syn. *Mrázekia mrázekia* (Hesse (1905)) und Kudo (1924).

Spec. incertae? Mischinfektion mit *Nosema*?

4. Gattung *Octosporea* Flu (1911) emend Chatton u. Krempf (1911).

Diagnose: Sporen zylindrisch, leicht sichelförmig gebogen.

O. muscae-domesticae Flu (1911). — *Musca domestica, Drosophila confusa, D. plurilineata.*

O. monospora Chatton u. Krempf (1911). — *Drosophila confusa, D. plurilineata, Homalomyia scalare.*

O. simulii Debaitieux (1928). — Larven von *Simulium.*

O. gammari van Ryckeghem (1929). — *Gammarus pulex.*

O. machaři Jírovec (1934). — *Dentex vulgaris.*

O. bayeri Jírovec (1936). — *Daphnia magna.*

5. Gattung *Spiroglugea* Léger u. Hesse (1922).

Spironema Léger u. Hesse (1922) [non *Spironema* Meck (1884), (Mollusca); non *Spironema* Klebs (1892), (Flagellata), non *Spironema* Vuillemin (1905), (Protozoa)].

Spirospora Kudo (1925).

Spirillonema Wenyon (1926).

Diagnose: Längliche, s-förmig gekrümmte Sporen, ohne Manubrium.

S. octospora Léger u. Hesse (1922). — Larven von *Ceratopogon.*

6. Gattung *Toxoglugea* LÉGER u. HESSE (1922).

Toxonema LÉGER u. HESSE (1922) [non *Toxonema* BOEHM (1895) (Mollusca)].

Toxospora KUDO (1925).

Diagnose: Sehr kleine, halbkreisförmige Sporen.

T. vibrio LÉGER u. HESSE (1922). — Larven von *Ceratopogon*.

T. mercieri POISSON (1924). — *Notonecta glauca*.

T. chironomi DEBAISIEUX (1931). — Larven von *Chironomus*.

IV. Drei neue Arten der Gattung *Mrázekia* LÉGER u. HESSE (1916).

Beim Studium der Originalpräparate MRÁZEKS zeigte sich, daß die von ihm abgebildeten *Mrázekia*-Sporen nicht mit *Mrázekia caudata* LÉGER u. HESSE (1916) identifiziert werden können, wie es beide Autoren getan haben. Diese geben an, daß die Sporen von *M. caudata* 16—18 $\mu \times$ 1,3—1,4 μ groß waren und einen ebenso langen Schwanzanhang hatten. An Präparaten MRÁZEKS messen jedoch die reifen Sporen nur 7—9 μ, höchstens 10—11 μ, wozu ein ebenso langer Schwanzanhang kommt. Solche Größenunterschiede können keinesfalls durch Präparation verschuldet werden. Außerdem beschrieben LÉGER u. HESSE die erwähnte Form aus *Tubifex tubifex*, während MRÁZEK von seinen Arten drei verschiedene Wurmarten infiziert gefunden hatte (*Lumbriculus*, *Limnodrilus*, *Ilyodrilus*=*Pothamothrix*). Die reifen Sporen aus diesen drei Wirten zeigen zwar, wie ich feststellen konnte, keine bedeutenden Unterschiede, doch ist das Infektionsbild, die Lage der Sporen in Riesenzellen, die Gestalt der jungen Parasitenstadien, die Gestalt der Riesenzellen und ihrer Kerne usw. für die einzelnen Würmerarten typisch und ziemlich verschieden. Aus diesen Gründen möchte ich alle diese Merkmale bei der Diagnose der verschiedenen *Mrázekia*-Arten zu Hilfe nehmen und die in verschiedenen Wirten vorkommenden Mrázekien für selbständige Arten halten[1]). Ich bin mir bewußt, daß das endgültige Lösen der Art-

[1] Die Sporengröße und Gestalt kann bei den Microsporidien nicht für das einzige Artdiagnostikum gelten, wir müssen in einigen Fällen den ganzen Entwicklungszyklus und den Einfluß des Parasiten auf seinen Wirt in Betracht ziehen. wie es schon längst bei den anderen Protozoen, hauptsächlich bei den pathogenen oder wirtschaftlich wichtigen der Fall ist. Niemand wird z. B. *Trypanosoma gambiense*, *Tr. brucei* und *Tr. equiperdum* für eine einzige Art halten, obwohl sie morphologisch kaum voneinander zu unterscheiden sind. Die Krankheitserscheinungen, pathologische Anatomie, Immunität, verschiedene Wirte, verschiedene Überträger

verschiedenheit erst durch Kreuzinfektionen und nach gründlichem Erforschen des ganzen Entwicklungszyklus der einzelnen Arten möglich sein wird. Aus praktischen Gründen belege ich also die vorläufig als neu angesehenen Arten mit neuen Namen, denn es scheint mir mehr angebracht später einige Arten zusammenzuziehen, als sich in verschiedenen unbenannten und nicht zusammengehörigen Parasiten orientieren zu können.

1. *Mrázekia lumbriculi* n. sp. (Abb. 1—2; Taf. 12 Fig. 1—5).

Wirt: *Lumbriculus variegatus.* Leibeshöhle.

Fundort: Böhmen. Leg. Mrázek.

Diese Art lebt in den hypertrophierten Lymphocyten des Wurmes, welche in den Segmenthöhlen des ganzen Körpers massenhaft ver-

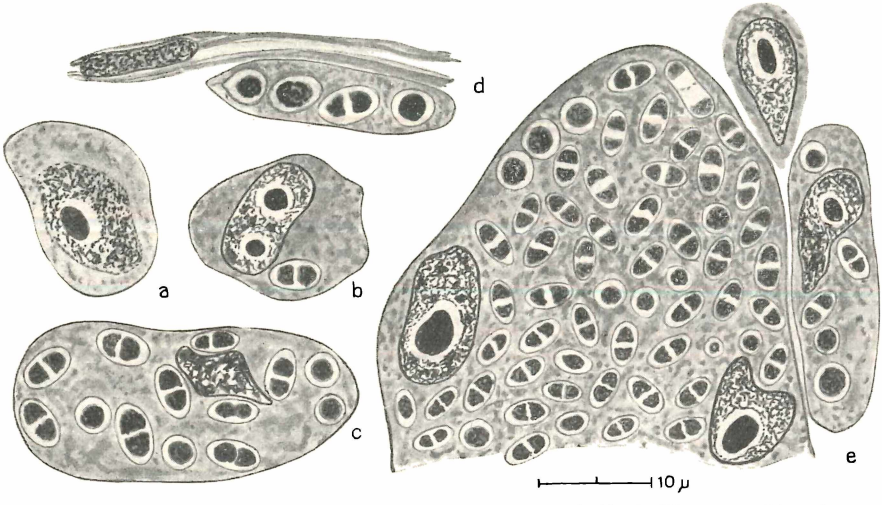


Abb. 1. *Mrázekia lumbriculi* n. sp. Präparat von † Prof. Mrázek. Hämalaun-Orange. Vergr. ca. 1400 ×. Bei der Reproduktion auf $^2/_3$ verkleinert. a Normaler Lymphocyt aus *Lumbriculus variegatus.* b Anfangsstadium der Infektion. c Vermehrung der Parasiten im bereits vergrößerten Lymphocyten. d Teil eines infizierten Lymphocyten, welcher der Segmentwand anliegt e Teil einer großen vielkernigen Riesenzelle mit zahlreichen Parasiten. Rechts ein normaler und ein infizierter Lymphocyt.

teilt sind (Taf. 12 Fig. 1). Wir finden die infizierten Lymphocyten überall frei in der Leibeshöhle, wie auch zwischen den Darmzellen (Taf. 12 Fig. 3) oder Chloragogenzellen (Taf. 12 Fig. 4), manchmal sieht

und Infektionsmodalitäten, dies alles hilft bei der Diagnose in den Fällen, wo die morphologischen Verschiedenheiten der Parasiten uns im Stiche lassen. Ähnliche Verhältnisse finden wir bei Spirochäten, Entamöben u. a. Parasiten.

man auch mit Lymphocyten und Chloragogenzellen umgebene Cysten. Einigemal sah ich auch kleine Cysten mit reifen Sporen im Darmlumen (Taf. 12 Fig. 3). Im Material von † Prof. Mrázek fanden sich im ganzen vier reichlich infizierte Lumbriculi. Soweit ich an den mit Heidenhain und Hämalaun gefärbten Schnittserien feststellen konnte, verläuft der Entwicklungszyklus von *Mrázekia lumbriculi* folgendermaßen: Der Amöboidkeimling dringt in einen Lymphocyten aktiv ein, oder wird von diesem phagocytiert (Abb. 1 b) und beginnt sich in seinem Innern zu teilen (Abb. 1 c). Die Wirtszelle vergrößert sich, ihr Kern wird lappig und teilt sich in mehrere kleine Stücke,

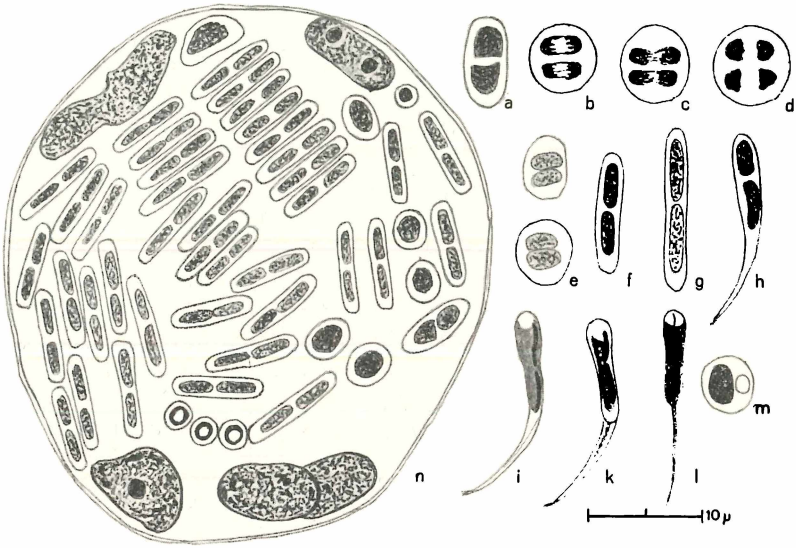


Abb. 2. *Mrázekia lumbriculi* n. sp. Präparat von † Prof. Mrázek. Hämalaun-Orange. Vergr. ca. 1400 ×. Bei der Reproduktion auf $^2/_3$ verkleinert. a—d Teilung der vegetativen Stadien. e Zweikernige Stadien in reifenden Cysten. Zygotenbildung (?) oder junge Sporonten. f—g Junge Sporoblasten. h Junge Spore. k—m Reife Sporen mit deutlichen Kernen. n Schematischer Querschnitt der Spore. Links liegt der schwarzgefärbte Kern, rechts das lichtbrechende Manubrium. o Sporogonie in einer kleineren Cyste. Am Schnitte fünf Kerne der Riesenzelle getroffen.

welche durch die sich vermehrenden Parasiten zur Peripherie gedrängt werden (Abb. 1 e). Es bildet sich so durch ständiges Wachstum aus dem infizierten Lymphocyten eine Riesenzelle, welche eigentlich als Cyste aufzufassen ist, da sie eine dünne Membran an der Oberfläche ausbildet und in ihrem Innern eine große Masse von verschiedenen Parasitenstadien birgt. Alle Stadien, vom jüngsten, eben in den Lymphocyten eingedrungenen bis zu den reifen Sporen,

scheinen bei dieser Art zweikernig zu sein. Die Teilung der beiden Kerne erfolgt durch typische Mitosen („cinèses associées"?), in denen man jedoch die Chromosomen wegen ihrer Kleinheit nicht zählen kann (Abb. 2 a—d). Die jungen Stadien (Planonten) messen nach ihren Eindringen in den Lymphocyten etwa 5 μ, durch fortgesetzte Teilungen werden sie kleiner (Meronten) und messen nur etwa 3,5—4 μ. Im Gegensatz zu den weiter besprochenen Sporogoniestadien, haben alle diese Teilungsstadien kompakte, dunkel färbbare Kerne, welche im Ruhezustand halbkreisförmig sind, wie aus den Abb. 1 b—e und 2 a ersichtlich ist. In älteren Cysten beginnt die Sporogonie (Abb. 2 o). Junge Sporonten (Abb. 2 e) sind rundlich und zeigen zwei schwach färbbare, dicht aneinanderliegende Kerne. Sie ziehen sich später in die Länge (Abb. 2 f, g), (Sporoblasten); in einem weiteren Stadium beginnt sich der Schwanzanhang auszubilden (Abb. 2 h). Die Gestalt der reifen keulenförmigen Sporen erinnert an *Mrázekia piscicola* Cépède. Die reifen Sporen (Abb. 2 h—m) messen 7,5—9 $\times$ 1—1,5 μ. Vorn liegt ein lichtbrechendes Endstück, hinten ein gerader oder seitlich gebogener 8—11 μ langer Schwanzanhang. In den reifenden Sporen erscheinen die beiden Kerne wieder kompakter als zwei hintereinander liegende Bänder, welche durch das die Spore durchsetzende stabförmige Manubrium zur Seite gedrängt sind. In den Cysten liegen die Sporen ganz unregelmäßig verteilt (Taf. 12 Fig. 2 u. 5). Die infizierten Lymphocyten bilden weder Cilien noch irgendwelche feine Pseudopodien, wie dies der Fall bei den beiden weiteren *Mrázekia*-Arten ist. Mrázeks Taf. 13 Fig. 8—13, entsprechen nicht dieser Art, sondern der *Nosema ciliata*, wovon ich mich beim Durchsehen seiner Präparate überzeugen konnte. Aus *Lumbriculus* stammt nur seine Sporenabbildung 21.

2. *Mrázekia ilyodrili* n. sp.

(Abb. 3, Taf. 12 Fig. 6 und Taf. 13 Fig. 7 u. 8).

Wirt: *Ilyodrilus* (= *Potamothrix*) *moldaviensis*.

Fundort: Böhmen. Leg. Mrázek.

An erster Stelle sei das Infektionsbild eines jungen, noch nicht geschlechtsreifen Wurmes erwähnt. Direkt in der Körperhöhle des 7. oder 8. Segments lag ein großes vielkerniges Plasmodium, in dessen Plasma zahlreiche kleine einkernige Parasiten zu sehen waren, im 12. oder 13. Segment befand sich eine ganze Parasitencyste (Taf. 13 Fig. 7) die offenbar einem jungen Eiersack entspricht, welcher mit hypertrophierten Lymphocyten erfüllt ist. Am Schnitte sind

sieben große, vielkernige Wirtszellen zu sehen, deren Oberfläche ein feines Cilienkleid trägt. Zwischen den zahlreichen großen Kernen liegen kleine einkernige Parasiten[1]).

Im zweiten Wurm fanden sich infizierte Lymphocyten frei in der Körperhöhle des 14., 15. und 16. Segments. Ich stehe davon ab sie abzubilden, da bereits Mrázek einige Abbildungen brachte (seine Abb. 4 u. 5 a—e), aus denen klar der Ursprung der Wirtszellen (nämlich Lymphocyten), ersichtlich ist. Ein dritter Wurm

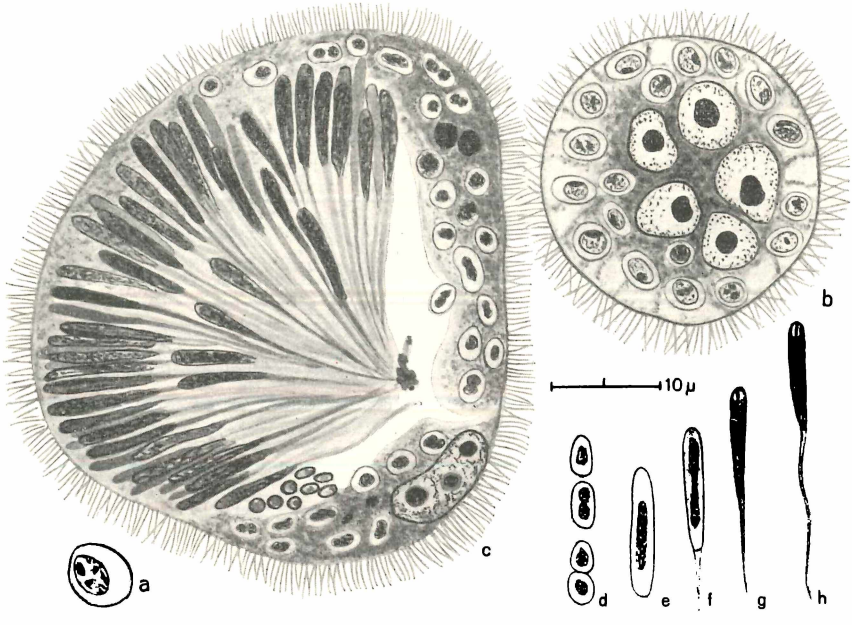


Abb. 3. *Mrázekia ilyodrili* n. sp. Präparat von † Prof. Mrázek. Heidenhain. Vergr. ca. 1400 ×. Bei der Reproduktion verkleinert auf $^2/_3$. a Junges Parasitenstadium mit deutlichen Nucleolen. b Eine junge, zahlreiche Parasiten enthaltende Riesenzelle, mit dichtem Cilienkleid. c Sporogonie in einer größeren Riesenzelle. d Junge Teilungsstadien aus einer reifen Cyste. e Junger Sporoblast. f, g Junge Sporen. h Reife Sporen.

zeigte ein ähnliches Bild: infizierte Lymphocyten mit jungen Parasiten liegen frei in den 15—19 Segmenten, Gonaden unbeschädigt, rege Spermatogenese. Im vierten Wurm waren schon reife Sporen zu finden. Es sind diesmal nur die Gonadensegmente befallen (10.—11. Segment). Die hypertrophierten Lymphocyten sind mehrkernig, mit großen

[1]) Mrázek bringt in seiner Arbeit eine Abbildung (seine Taf. 14 Fig. 4), welche offenbar dem eben besprochenen Wurm nachgezeichnet wurde.

Nukleolen. Junge Infektionsstadien der Lymphocyten zeigen eine deutliche Differenzierung in homogenes Entoplasma und vakuolisiertes Ektoplasma (Abb. 3 b). Die jungen Parasiten (Meronten) sind überall im Plasma verteilt und messen etwa 5 μ, ihr Kern 3,5 $\times$ 2,5 μ (Abb. 3 a, b). In älteren Stadien werden die Parasiten kleiner (3 $\times$ 2 μ); ihre Teilung ist an der Abb. 3 d abgebildet. Die Kerne der Riesenzelle liegen immer mehr an der Peripherie der Zelle. Die Entwicklung der Sporen sehen wir an der Abb. 3 e—h. Die reifen Sporen messen 7—9 $\times$ 1—1,5 μ, der Schwanzanhang etwa 15 μ. Die Zahl der Kerne in der Spore konnte nicht festgestellt werden, doch scheint diesmal während des ganzen Entwicklungszyklus nur ein einziger Kern vorhanden zu sein. In einigen Sporen ist das nach Heidenhain schwarz gefärbte Manubrium zu sehen. Die reifen, nicht keulenartigen Sporen sind in ihren Wirtszellen gewöhnlich parallel oder radiär geordnet (Taf. 12 Fig. 6 und Taf. 13 Fig. 8), ihre Schwanzanhänge zielen nach dem Zentrum der Riesenzelle (Abb. 3 c). An der Oberfläche derselben bildet sich schon im frühen Infektionsstadium ein feiner Ciliensaum. Die Anordnung der Sporen in den Wirtszellen, der Ciliensaum und die Einkernigkeit während des Entwicklungszyklus bilden die Unterscheidungsmerkmale dieser Art von der *Mrázekia lumbriculi*.

3. *Mrázekia limnodrili* n. sp. (Abb. 4, Taf. 13 Fig. 9, 10).

Wirt: *Limnodrilus* sp.

Fundort: Böhmen. Leg. Mrázek.

Die Sporen dieser Art messen etwa 8—10 $\times$ 1,2 μ, sind stabförmig und verjüngen sich allmählich am Hinterende zu einem etwa 10—15 μ langen Schwanzanhang. Auch diese Art scheint einkernig zu sein. Junge einkernige Parasitenstadien mit großen Nucleolen finden wir in Lymphocyten (Abb. 4 a, b) an deren Peripherie ein dichtes Cilienkleid zu beobachten ist. Aus den zuerst einkernigen Lymphocyten entstehen Riesenzellen, deren zahlreiche Kerne in der Mitte versammelt sind (Abb. 4 c). Die infizierten Lymphocyten liegen frei im 6.—14. Segment (Taf. 13 Fig. 9 u. 10). Es fanden sich im ganzen fünf infizierte Würmer. In einem sehr vorgeschrittenem Infektionsstadium (Taf. 13 Fig. 9 unten rechts) beobachtete ich zwischen den sporenhaltigen Riesenzellen auch solche ebenso große, doch mit nur sehr wenigen ganz jungen Parasiten. Die Abbildungen Mrázeks, Taf. 14 Fig. 6, 7; Taf. 15 Fig. 14—20 und Abb. 1 a—d, und 2, entsprechen der eben beschriebenen Art. Von *Mr. lumbriculi* unterscheidet sich diese Art, welche ich als *Mrázekia limnodrili* n. sp. be-

zeichne, durch die stabartigen, nicht keulenförmigen Sporen, von *Mr. ilyodrili* durch die andere Anordnung der Sporen in den Riesenzellen und durch deren andersartige Ausbildung.

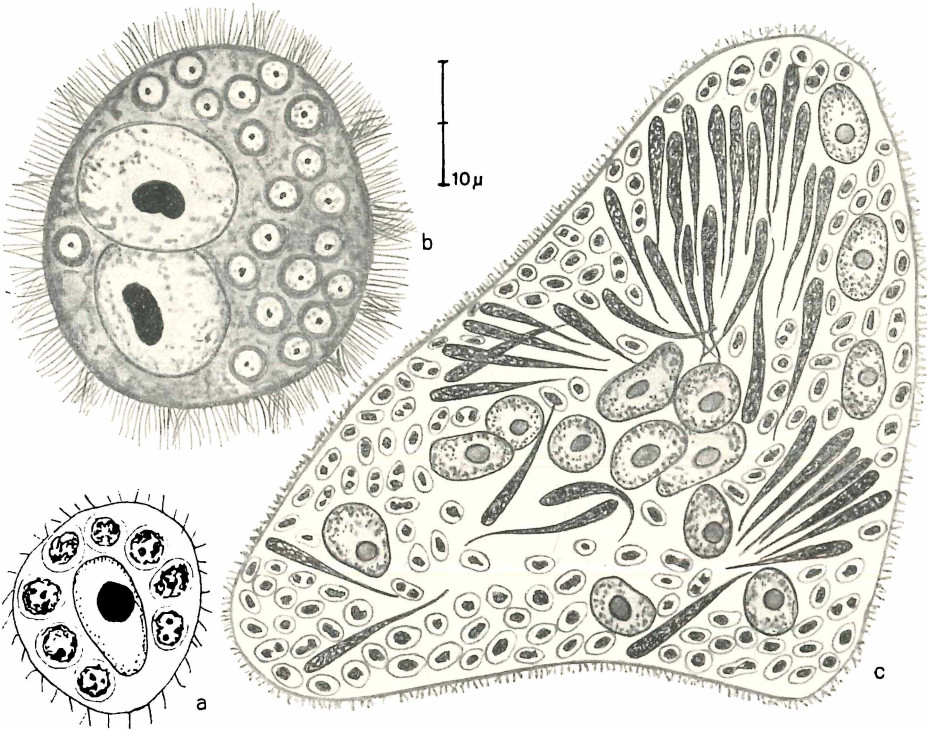


Abb. 4. *Mrázekia limnodrili* n. sp. Präparat von † Prof. Mrázek. Heidenhain. Vergr. ca. 1400 ×. Bei der Reproduktion auf $^2/_3$ verkleinert. a Junge Parasitenstadien in noch einkernigen Lymphocyten. b Ältere Riesenzelle mit stark entwickeltem Cilienkleid und zahlreichen nucleolushaltigen Parasiten. c Vielkernige große Riesenzelle mit zahlreichen jungen, ein- bis zweikernigen Parasiten und reifen schwarzgefärbten Sporen.

Im Material des † Dr. Hahn fand ich vollständige Schnittserien durch zwei nicht bestimmbare *Tubifex*-Exemplare, von denen das eine ein jüngeres, das andere ein altes Infektionsstadium einer *Mrázekia*-Art aufwies. Im jüngeren Infektionsstadium waren die Leibeshöhlen der Gonadensegmente (X—XI), sowie der hintere Samensack und der Eiersack mit vielkernigen, parasitenhaltigen Riesenzellen erfüllt, welche 60—150 × 30—100 μ maßen, und an ihrer Peripherie mit einem aus 5—7 μ langen, feinen Cilien bestehenden Saum ver-

sehen waren. Ein- bis zweikernige junge Parasiten (Meronten) lagen zwischen den zahlreichen, 6—8 μ großen Kernen der Riesenzellen. Im zweiten Wurm waren schon reife Sporen zu finden, welche 12—13 $\times$ 1,2—2,6 μ maßen, und in den Riesenzellen parallel angeordnet waren. An der Peripherie der Riesenzellen, welche frei in der Körperhöhle von acht Segmenten lagen, waren noch junge ein- bis zweikernige Parasiten zu finden (Taf. 13 Fig. 13).

In zwei weiteren Präparaten Mrázeks waren nur vier Segmente von nicht bestimmbaren Tubificiden zu finden, welche prall von Riesenzellen mit *Mrázekia*-Sporen erfüllt waren (Taf. 13 Fig. 11). Die infizierten Wirtszellen lagen im Eier- und Samensack, ihre in Mehrzahl vorhandenen Kerne waren in der Mitte der Zellen versammelt. Die radiär geordneten Sporen (Taf. 13 Fig. 12) maßen 8—10 $\times$ 0,7—0,2 μ. und hatten am hinteren Ende einen 12 –16 μ langen Schwanzanhang. Zwischen den Riesenzellen, welche den Eiersack ausfüllten, waren noch Reste degenerierter Oocyten zu sehen.

Die Artzugehörigkeit aller dieser letztbesprochenen Mrázekien muß noch offen bleiben, besonders weil wir ihren Wirt nicht genau bestimmen können.

V. Die Gattung *Bacillidium* Janda (1928).

In diese Gattung stelle ich, wie schon auf Seite 316 bemerkt wurde, Microsporidien mit geraden stabförmigen Sporen, welche keine Schwanzanhänge besitzen. Der Typus dieser Gattung, *Bacillidium criodrili* ist von Janda (1928) beschrieben, doch systematisch nicht eingereiht worden („vielleicht handelt es sich in unserem Falle um Sporen einer bis jetzt unbekannten Microsporidie"). An den alten Präparaten von Prof. Mrázek fand ich eine weitere *Bacillidium*-Art, und eine dritte erhielt ich von Dr. Černosvitov. Wie schon erwähnt, müssen in dieser Gattung noch einige schon früher bekannte *Mrázekia*-Arten (*Mr. stricta, argoisi, tetraspora, bacilliformis* und *niphargi*) mit Sporen ohne Schwanzanhang eingereiht werden.

1. *Bacillidium criodrili* Janda (1928).

(Abb. 5, 6; Taf. 14 Fig. 14—17.)

Wirt: *Criodrilus lacuum.* Leibeshöhle und Nephridien.

Fundort: Břeclav. Mähren. Leg. Janda.

Ich beschränke mich an dieser Stelle nur auf meine eigenen neuen Beobachtungen, welche die Beschreibung von Janda in einigen Punkten ergänzen. Der Parasit befällt die Lymphocyten des Wurmes,

welche von einer Größe von etwa 15 μ zu enormen, 200—400 μ großen Riesenzellen anwachsen. Sie enthalten verschiedene Entwicklungsstadien des Parasiten und erfüllen die Segmenthöhlen, besonders am Hinterende des Wurmes (Taf. 14 Fig. 14) die dann durch ihre gelbliche Farbe und leichte Anschwellung sogleich auffallen. Sobald reife Sporen in den Riesenzellen gebildet werden, erscheinen die befallenen Segmente mehr weißlich. Gewöhnlich wird ein etwa 2—3 cm langer Körperabschnitt befallen. Der Wurm befreit sich

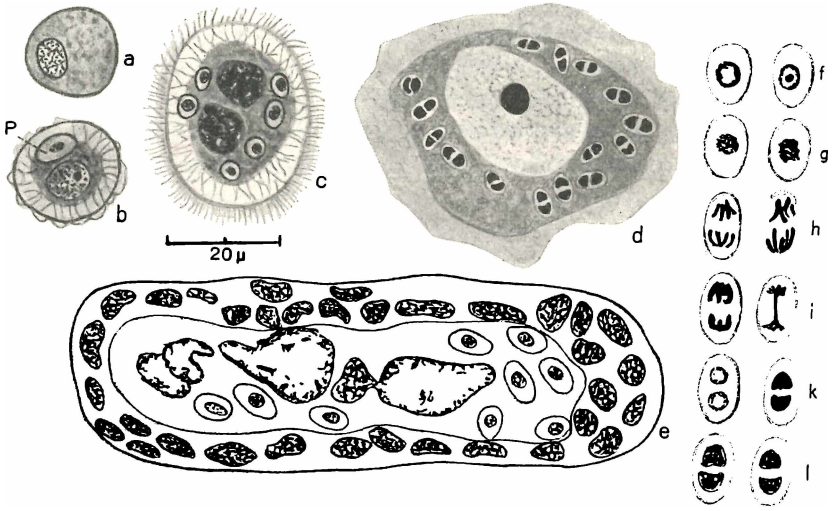


Abb. 5. *Bacillidium criodrili* Janda (1928). a Normaler Lymphocyt von *Criodrilus lacuum*. b Anfangsstadium der Infektion eines Lymphocyten. Ectoplasma und Entoplasma sondert sich unter dem Einflusse des Parasiten (P) ab. c Meronten im Lymphocyten. d „Diplocarya". Bouin. Delafield. 700 ×. e Nephridialriesenzellen mit Meronten. Feulgen. 1400 ×. f Junge Meronten; links Feulgen, rechts Heidenhain. g Prophasen der Merontenteilung. Feulgen. h Chromosomen? Feulgen. i Anaphase der Merontenteilung. Feulgen. k—l „Diplocarya". a—d Sublimatalkohol. Delafield. 700 ×. f—l Freihandzeichnung. Vergr. ca 1600 ×. Bei der Reproduktion auf $^2/_3$ verkleinert.

von der Infektion durch Autotomieren des befallenen Körperabschnittes. Die Infektion entwickelt sich sehr langsam und dauert mindestens einige Monate.

Entwicklung der Riesenzellen. Der normale Lymphocyt hat im fein granuliertem Plasma einen chromatinreichen Kern (Abb. 5 a). Sobald der Parasit in ihm eingedrungen ist — möge es aktiv oder rein passiv geschehen —, differenziert sich sein Plasma in ein dichtes Entoplasma und ein vakuolisiertes Ectoplasma (Abb. 5 b, c).

Die wabige Struktur derselben ist im frischen Quetschpräparat gut zu sehen, und besonders im Dunkelfeld erkennen wir die feinen Wände zwischen den parallel geordneten Vakuolen. An der Oberfläche des langsam hypertrophierenden Lymphocyten beobachten wir ein sehr feines Cilienkleid und manchmal ganz feine Pseudopodien. Während die normalen Lymphocyten im Quetschpräparat lange Pseudopodien bilden und sich langsam fortbewegen, konnte ich bei den infizierten keine Bewegungen der Cilien oder Pseudopodien feststellen. Ich bin der Meinung, daß diese Cilien oder feinen Pseudopodien an den hypertrophierten Lymphocyten zur Vergrößerung deren Oberfläche dienen und eine bessere Versorgung der Lymphocyten und so indirekt auch der Parasiten ermöglichen. Der normale Lymphocyt hat bei seinen geringeren Ausmaßen eine relativ größere Oberfläche als eine etwa 300 μ große vielkernige Riesenzelle, außerdem erfordern die Lebensprozesse der sich teilenden Parasiten einen viel intensiveren Stoffwechsel, so daß eine Vergrößerung der Oberfläche unbedingt nötig ist.

Der Kern des infizierten Lymphocyten hypertrophiert auch und teilt sich durch einfache Zweiteilung („Amitose") oder durch Fragmentation in kleinere Stücke (Taf. 14 Fig. 16). Ich zählte häufig 10—20, einmal sogar 32 kleinere und größere Kerne in den Riesenzellen. Das innere Gleichgewicht der infizierten Zellen ist offenbar schwer geschädigt, wir finden sehr große Riesenzellen mit nur einem gelappten Kern (siehe die Fig. 1, 2 Taf. 8 von Janda), wo das spärliche Chromatin durch das Fixieren um den zentralen Nucleus und an der Kernmembran niedergeschlagen ist, und gleich daneben sehen wir kleine Riesenzellen (etwa 100 μ) mit 15—20 Kernen, deren Kernoberfläche und Kernvolumen stark vergrößert ist. Wie schon Janda beobachtete, schließen die großen Riesenzellen auch Nephridialgänge in sich ein. Ich fand aber in einem Anfangsstadium der Infektion auch Parasiten direkt in den Nephridialgängen, die auch zur Hypertrophie gereizt waren. An der Abb. 5 e sehen wir im Zentrum des veränderten Kanälchens einige große stark gelappte Kerne, die von einem sehr eosinophilen Plasma umgeben sind und außen von einer Epithelschicht bedeckt sind. Im Plasma finden wir zahlreiche junge ein- bis zweikernige Parasitenstadien, welche vollkommen denjenigen aus infizierten Lymphocyten entsprechen. In dem infizierten Stück waren in jedem Segment derartig veränderte Nephridienkanälchen sichtbar. Außerdem fanden sich natürlich normale Nephridien auch vor.

Im anderen Falle fanden sich in der Körperhöhle große Zellmassen (Taf. 14 Fig. 15), die wahrscheinlich durch Wucherung der

die Nephridienkanäle umgebenden Peritonealzellen entstanden sind. Diese Zellen haben ziemlich dicke Wände (*W*), sind von länglicher Gestalt, ihr Plasma ist stark granuliert. Am Rande dieser Wucherungen finden wir mit Parasiten erfüllte Riesenzellen (*R*), welche auch in den Segmenthöhlen ganze Klumpen bilden.

Junge Parasitenstadien. Nachdem der immer einkernige Keimling in einen Lymphocyten eingedrungen ist, vermehrt er sich durch Zweiteilung in einkernige Meronten (Abb. 5c). Nach der Nuclealreaktion erscheint das Kernchromatin ringförmig um die farblos bleibenden Nucleolen angesammelt. Die Kernteilung erfolgt durch typische Mitosen. Die Prophase ist auf Abb. 5g abgebildet. Die Zahl der Chromosomen bleibt unsicher, ich sah zwar einige Figuren, welche in der Anaphase augenscheinlich vier Chromosomen enthielten (Abb. 5h), doch da es sich um Ausstrichpräparate (Feulgen) handelte, konnte ich die gesehenen Stadien nicht mit Sicherheit in den Entwicklungszyklus einreihen. Nach einer Vermehrungsperiode der einkernigen Meronten entstehen aus ihnen zweikernige, etwa 6 μ große Stadien mit halbkreisförmigen, kompakten Kernen (Abb. 5d, k, l), die außerordentlich an die bei *Mrázekia lumbriculi* beschriebenen erinnern. Man könnte sie vielleicht mit den „Diplocaryen" von Debaisieux, Kudo u. a. vergleichen. Ob diese zweikernigen Stadien einer Caryogamie (Autogamie) unterliegen, wie von verschiedenen Forschern angenommen wird, ließ sich mit Sicherheit nicht beobachten, doch ist dies sehr wahrscheinlich. Auch die weitere Umbildung dieser Stadien in die kugeligen, kleineren Sporonten konnte nicht verfolgt werden.

Sporogonie. Junge Sporonten sind rundlich, nur etwa 4 μ groß, und haben wahrscheinlich alle auch zwei eng aneinandergepreßte Kerne (Abb. 6_{13}). Wir können aber auch einkernige Sporonten beobachten, welche im Sinne von Debaisieux vielleicht als Zygoten zu deuten wären. Bei der Kleinheit der Objekte und der großen Maße verschiedenster Stadien ist eine Deutung der gesehenen Bilder sehr schwierig. Eine große Anzahl von Stadien zeugt dafür, daß die Sporen aus zweikernigen Sporonten entstehen, welche sich in die Länge ziehen (Abb. 6_{14-16}) und später die Sporenmembran ausbilden. In diesen zweikernigen, länglich gezogenen Sporoblasten ist häufig der eine Kern etwas kleiner als der andere, was auch Debaisieux bei *Mrázekia argoisi* beobachtet hatte. Die Sporenmembran entsteht offenbar nicht an der Oberfläche des Sporoblasten, sondern im inneren Plasma; denn wir können am frischen Präparat um die Spore noch eine Plasmaschicht beobachten (Abb. 6_{2-3}). Auch Giemsa-

Trockenpräparate zeigen gleiche Bilder (Abb. 6_{18}). Aus jedem Sporonten entsteht ein länglicher Sporoblast, und aus diesem eine Spore (Nosematypus). Reifen Sporen begegnen wir schon ziemlich früh im Verlaufe der Infektion. In kleinen, 30—50 μ messenden Riesenzellen

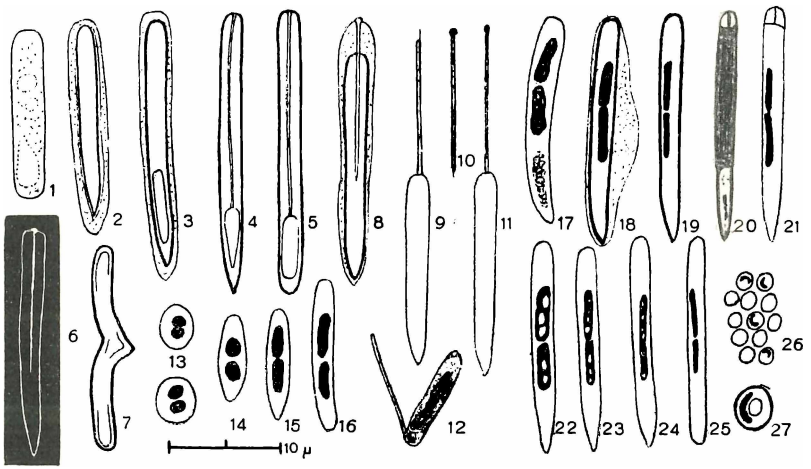


Abb. 6. *Bacillidium criodrili* Janda (1928). Vergr. ca. 1400×. Bei Reproduktion verkleinert auf $^2/_3$. *1—8* Sporen nach dem Leben. *1* Junger Sporont. *2* Bildung der Spore im Innern des Sporonten. *3* Reife Sporen, noch von einer Plasmaschicht umgeben. *4* Reife Spore mit spitzem Hinterende. *5* Spore mit abgerundetem Hinterende. *6* Reife Spore im Dunkelfeld. Das Manubrium mit dem Knöpfchen leuchtet hell auf. *7* Abnorm geformte Spore. *8* Das Ausschnellen des Manubriums wird in einer noch mit Plasmamantel versehenen Spore durch diesen verhindert. *9—12* Sporen im Ausstrich. Giemsa trocken. *9* Spore mit ausgeschnelltem Manubrium, welches vorn mit einer feinen Spitze endet. *10* Freiliegendes Manubrium mit gefärbtem Knöpfchen. *11* Manubrium ist offenbar nur durch Druck ausgepreßt worden, so daß es mit dem Knöpfchen nach vorn gerichtet ist. *12* Ausgepreßter Inhalt der Spore. *13* Zweikernige Stadien (Zygoten?) in älteren Cysten. *14—16* Junge Sporonten und Sporoblasten. Delafield. *17—19* Sporen im Ausstrich. Giemsa trocken. *17* Junge Spore mit gefärbtem Vakuoleninhalt. *18* Spore mit Plasmamantel. *19* Reife Spore mit deutlichen zwei Kernen. *20* Reife Spore nach Heidenhain. *21* Reife Spore nach Delafield. *22—26* Sporen im Schnitt nach Feulgen. *22—23* Sporen mit zwei vakuolisierten Kernen (Nucleolen). *24* Spore mit scheinbar nur einem Kern. *25* Spore mit zwei deutlichen Kernen. *26* Reife Sporen im Querschnitt. *27* Schematischer Querschnitt durch eine reife Spore. Im Zentrum das lichtbrechende Manubrium, an Peripherie der Kern.

sind schon neben vegetativen Stadien reife Sporen zu finden. In alten großen Riesenzellen sind die Sporen in langen Reihen parallel geordnet (Taf. 14 Fig. 17).

Reife Sporen. Die Größe der reifen Sporen variiert ziemlich, wir finden kleine, nur 15,5—17 × 1,2—1,4 μ messende, dann sehr

große Sporen (24—25 × 1,6 μ), am häufigsten beträgt die Größe 18—20 × 1,4—1,5 μ. (JANDA gibt 20—22 × 1,6 μ an.) Die Gestalt der Sporen ist stabförmig, am hinteren Ende gewöhnlich leicht zugespitzt (Abb. 6_4), bei einigen Sporen jedoch gleichmäßig abgerundet (Abb. 6_5). Wir finden auch verschieden gekrümmte oder verstümmelte Sporen (Abb. 6_7). Im Innern der lebenden Spore sehen wir im Hellfeld am spitzeren Ende eine längliche, auch zugespitzte, gelblich gefärbte Vakuole, und ein durch die ganze Spore reichendes Stäbchen = Manubrium, das bis an die Vakuole reicht. Weitere Strukturen sind in der lebendigen Spore nicht sichtbar. Im Dunkelfeld (Abb. 6_6) erscheint der Sporenkörper optisch leer, nur die Sporenmembran und das Manubrium leuchten hell auf. Wir sehen, daß das Manubrium ganz vorn mit einem hell aufleuchtenden Knöpfchen endet. Das Ausschnellen des Manubriums konnte nur durch starken Druck auf das Deckglas erzielt werden, alle Versuche mit verschiedenen Chemikalien waren erfolglos. Auch andere Forscher, wie LÉGER u. HESSE, DEBAISIEUX hatten mit Chemikalien nur Mißerfolge. Das durch Druck eigentlich ausgepreßte Manubrium hat etwa dieselbe Länge, wie in der noch intakten Spore, ist gerade (Abb. 6_{10}) und endet an einem Pole mit dem schon erwähnten Knöpfchen, am anderen mit einer feinen Spitze, die jedoch nur an gefärbten Ausstrichen zu sehen ist (Abb. 6_{9-10}). Auf welche Art das Ausschnellen des Manubriums erfolgt, kann ich nicht angeben, da dies mit einer zu großen Schnelligkeit geschieht. Das Manubrium bricht dabei gewöhnlich ab und nur selten bleibt es mit der Spore in Verbindung. In einigen Sporen bleibt das Knöpfchen in der Sporenhülle stecken und die feine Spitze ragt nach außen (Abb. 6_9), man könnte sich dies vielleicht durch eine Umstülpung des Manubriums vorstellen, wie dies nach den Untersuchungen von KRÜGER bei den Trichocysten einiger Ciliaten der Fall ist. In anderen Sporen ragt im Gegenteil das Knöpfchen nach außen (Abb. 6_{11}), so daß das Manubrium offenbar nur durch Druck ausgepreßt würde. An gefärbten Präparaten sehen wir oft auch den ganzen Sporeninhalt ausgepreßt (Abb. 6_{12}) oder noch teilweise in der Spore stecken. Auch leere Sporenhüllen kommen vor. Den Polfaden, welcher aus dem Manubrium hervorgehen soll, habe ich niemals beobachtet. Seine Anwesenheit bei den Mrázekien und Bacillidien ist bisher nur bei *Mrázekia argoisi* von LÉGER u. HESSE und DEBAISIEUX sehr selten beobachtet worden. Es scheint mir nicht so ausgeschlossen, daß dies nur durch verschiedene artefizielle Fäden vorgetäuscht war und das bei beiden Gattungen überhaupt kein Polfaden, wie wir ihn bei anderen Microsporidien kennen, vorhanden

ist. Das Manubrium wäre die einzige ausschnellbare Struktur der Spore, gleichen Ursprungs und gleicher Funktion wie der Polfaden. Weitere Untersuchungen müssen diese Frage aufklären. Das Manubrium entsteht nur durch Plasmadifferenzierung ohne Mitwirkung von irgendwelchen Kernsubstanzen, welche nach einigen Autoren aus dem Kern abgeschieden werden. Die Nuclealreaktion zeigt, daß solche Gebilde nichts mit dem Kern gemeinsames haben.

An mit Giemsa gefärbten Trockenpräparaten färbt sich die hintere Vakuole in unreifen Sporen bläulich (Abb. 6_{17}) und die Kerne sind näher dem vorderen Ende gelegen. Die Sporen sehen dann aus wie *Sarcocystis*-Sporen. In späteren Stadien färbt sich die Sporenmembran nach Giemsa intensiv violett und die beiden Kerne werden kompakter und liegen mehr in der Sporenmitte. Auch hier ist häufig ein Kern etwas kleiner als der andere. An feucht fixierten Ausstrichpräparaten und Schnitten ist die hintere Vakuole nicht sichtbar, wir finden dagegen vorn ein lichtbrechendes Endstück — wie es schon bei den Mrázekien beschrieben wurde (S. 322—324) —, das vom Manubrium durchsetzt wird (Abb. $6_{20, 21}$).

Die reife Spore besitzt gewöhnlich zwei bandförmige, hintereinanderliegende Kerne, welche im Zentrum liegen. An manchen Sporen sind die beiden Kerne sehr deutlich zu sehen, und wie wir bei der Beschreibung der Sporogonie gesehen haben, können wir sie von jungen zweikernigen Sporonten über die Sporoblasten bis in die reifen Sporen verfolgen (Abb. 6_{14-19}). Je kompakter die Kerne bei dem Reifwerden der Spore werden, desto näher treten sie aneinander, so daß sie in reifen Sporen nicht immer als doppelt zu unterscheiden sind, sondern nur als einziges etwa 5—6 μ langes Band erscheinen. An Nuclealpräparaten sind außerdem in den Kernen noch einige farblos bleibende Nucleolen zu sehen (Abb. 6_{22-24}), an Delafield- oder Dominici-Präparaten ist häufig nur ein ganz schmaler Spalt zwischen beiden Kernen (Abb. 6_{21}), der manchmal optisch ganz verschwindet. Trotzdem wir in den reifen Sporen nicht immer die beiden Sporenkerne unterscheiden können, scheint mir die Zweikernigkeit der Sporen durch ihre Entwicklung aus zweikernigen Sporonten gesichert, denn wir haben keinen Grund eine Kopulation der beiden Sporonten- oder Sporenkerne anzunehmen, um das Vorkommen der nur scheinbar einkernigen Sporen zu erklären. Janda beschrieb im Zentrum der Spore: „ein fadenförmiges intensiv sich färbbares zentrales Gebilde (Kern?)“.

Wir haben schon bei der Beschreibung der drei neuen *Mrázekia*-Arten gesehen, daß auch bei ihnen der oder die Kerne in der Sporen-

mitte liegen. Gleiche Verhältnisse zeigten auch *Octosporea machaři* und *O. bayeri*. Ich bin der Meinung, daß bei allen Vertretern der Gattungen *Octosporea*, *Mrázekia* und *Bacillidium* die Kerne im Zentrum der Spore liegen und nicht in der hinteren Vakuole, wie Léger u. Hesse und nach ihnen auch andere Forscher angenommen haben. Léger u. Hesse schreiben über *Mrázekia argoisi*: „après fixation et coloration, on voit que presque toute la cavité sporale est occupé par l'appareil capsulaire, germe globuleux et très petit avec un minuscule noyau géminé, étant tout à fait postérieur ou postérolatéral". Auch Cépède zeichnet bei *Mrázekia piscicola* den zweikernigen Amöboidkeimling im Hinterende der Spore. Ebenso Poisson bei *Mrázekia niphargi*. Neuerdings studierte Debaisieux (1930) wieder die Art *Mrázekia argoisi*: „Recherchant dans cette spore le germe propagateur, on peut admettre qu'il se trouve dans la vacuole postérieure, mais ce germe doit comporté un noyau et l'on est fort embarassé de précisser quelle est la partie nucléaire" (p. 159). ... „Il nous parait difficile d'admettre que la sphérule chromatique représente à elle seule le noyau, il faudrait admettre alors que beaucoup de spores sont anormales et anuclées, nous inclinons à croire, que le noyau est vacuolaire, très peu chromatique et qu'il occupe tout l'éspace clair visible sur les spores colorées". *Spiroglugea* ist noch nicht cytologisch untersucht worden. Bei *Toxoglugea mercieri* beschreibt Poisson ein bis zwei kompakte chromatische Körnchen (zit. nach Kudo, Arch Protistenk. 1930, Bd. 69). Bei der neuerdings beschriebenen Gattung *Cougourdella* findet Hesse an Heidenhain-Präparaten den zweikernigen Amöboidkeimling in der hinteren Vakuole.

Wenn wir bedenken, daß alle Autoren zur Färbung ihrer Präparate fast ausschließlich Heidenhains Hämatoxylin benutzt haben, finden wir es nicht besonders erstaunlich, daß bisher keiner von ihnen den echten Kern der *Mrázekia*- oder *Bacillidium*-Sporen richtig beschrieben hat. Nach Heidenhain schwärzt sich nämlich der Inhalt der Spore gerade dort am meisten, wo die Kerne liegen, und nur das vordere lichtbrechende Endstück und die hintere Vakuole bleiben mehr oder minder ungefärbt. Der Inhalt der Vakuole, welcher durch Fixation körnig niedergeschlagen wird, und auch nach Heidenhain verschiedene schwarze Körnchen zeigen kann (Abb. 6_{20}), ist eben von den Autoren für den Keimling oder seine Kerne gehalten worden. Mit Hilfe der Nuclealreaktion erkennen wir mit voller Sicherheit, das die Kernsubstanz, möge es sich schon um einen einzigen oder um zwei Kerne handeln, bei *Bacillidium criodrili* immer nur im Sporen-

zentrum gelegen ist. An Querschnitten sehen wir, daß sie durch das Manubrium zur Seite geschoben und abgeplattet sind (Abb. 6 $_{26, 27}$). Es ist somit in der Spore kein Amöboidkeimling vorhanden, welcher mit einem solchen der Myxosporidien zu vergleichen wäre, sondern die Kerne liegen direkt im Sporenplasma. Die im Hinterende liegende Vakuole hat mit einem Kern nichts zu tun, und ich muß an dieser Stelle vor der ausschließlichen Anwendung der Heidenheinschen Methode warnen, da sie für Sporenfärbung gänzlich unbrauchbar ist.

Infektionsversuche. Wie schon erwähnt, dauert die Infektion sehr lange. Die künstlichen Infektionsversuche sind im Gange, und zwar sowohl durch Injektionen von reifen Sporen oder jungen Stadien in die Leibeshöhle, als auch per os mit reifen Sporen. Doch stört hier die langsame Entwicklung der Parasiten sehr, denn wir sind niemals sicher, ein völlig gesundes Tier infiziert zu haben. Herr Prof. Janda übergab mir auch einige von ihm per os infizierte Würmer und es zeigte sich, das die Würmer wirklich infiziert waren. Ich hoffe über das Ergebniss meiner Versuche in nächster Zeit berichten zu können.

2. *Bacillidium limnodrili* n. sp. (Abb. 7 a, b, Taf. 15 Fig. 18, 19).

Wirt: *Limnodrilus claparèdeanus.* Eiersack und Samensack.

Fundort: Böhmen. Leg. Mrázek.

Diese Art parasitiert in hypertrophierten Zellen (offenbar Lymphocyten des Wurmes), welche die Höhle des Samensackes und Eiersackes ausfüllen (Taf. 15 Fig. 18). Außerdem liegen sie frei in der Leibeshöhle des zehnten, elften und zwölften Segments, das mit Eiersack und Samensack komuniziert. Der Vorderteil des Tieres war leider bis zum zehnten Segment abgeschnitten. In den hinteren Segmenten, soweit sie am Schnitt noch vorhanden waren, konnten keine Parasiten gefunden werden. Im Eiersack sind noch spärliche Reste von Oocyten vorhanden. Der Darm sowie Chloragogenzellen sind normal ausgebildet. Die hypertrophierten Lymphocyten besitzen einen gleichfalls hypertrophierten Kern mit großen Nucleolus und spärlicher Chromatinsubstanz, ihre Zellmembran ist ziemlich dick (Taf. 15 Fig. 19, Abb. 7 a). Im Innern liegen nicht zu dicht die Parasiten. Ich konnte im ganzen zwei Stadien beobachten: junge, etwa 4—5 μ große Stadien (Sporonten?) mit ziemlich großen Kern und schon ausgebildete Sporen. Dieselben messen im gefärbten Präparat 22—24 $\times$ 1,5 μ, sind stabförmig, ohne Schwanzanhang, am Vorderende haben sie das lichtbrechende Endstück, welches vom

Manubrium durchgezogen wird (Abb. 7 b). In der Mitte der Spore liegt ein bandförmiges Kerngebilde. Das Schnittpräparat war nur mit Karmin gefärbt, deshalb ließ sich die Doppelkernigkeit der Spore nur an einigen Sporen mit Sicherheit beobachten (Abb. 7 b links). Viel häufiger war ein ungeteiltes rot gefärbtes Band zu sehen. Sporoblasten und Sporonten, die sich gleichfalls fanden, waren ziemlich schlecht fixiert, so daß die Kernverhältnisse nicht studiert

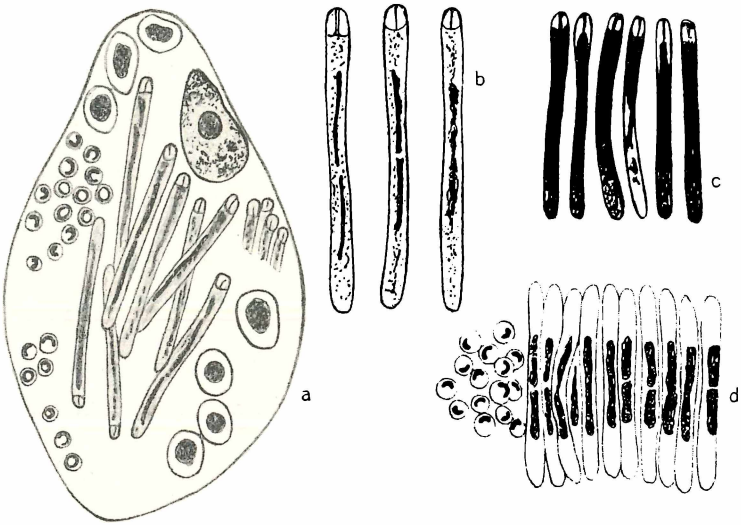


Abb. 7. a—b *Bacillidium limnodrili* n. sp. a Infizierter Lymphocyt mit jungen Stadien und schon reifen Sporen. Vergr. ca. 900 ×. Karmin? b Ausgereifte Sporen. Vergr. ca. 1400 ×. c—d *Bacillidium haematobium* n. sp. Vergr. ca. 1400 ×. c Reife Sporen nach Heidenhain. d Sporen mit gefärbten Kernen. Delafield. Bei der Reproduktion auf $^3/_4$ verkleinert.

werden konnten. Diese Art unterscheidet sich von *Bacillidium criodrili*, dessen Sporen ungefähr gleiche Ausmaße haben, durch ihren Wirt und hauptsächlich durch ganz andere Struktur und Organisation der Wirtszellen. Ich bezeichne sie als *Bacillidium limnodrili* n. sp.

3. *Bacillidium haematobium* n. sp. (Abb. 7 c, d, Taf. 15 Fig. 20, 21).

Wirt: *Limnodrilus hoffmeisteri.* Blutsystem.

Fundort: Turkestan. U.S.S.R. [1])

Diese Art verdanke ich Herrn Dr. Černosvitov, der mir aus seinem Material den einzigen infizierten Wurm zur weiteren Unter-

[1]) Černosvitov, L.: Oligochäten aus Turkestan. Zool. Anz., Bd. 91, 1930, p. 7—15. Lokalitäten 2 (Samarkand, Čupan-arta, Aryk) oder 12. (Semiretschie-Džetysu, Sel Issyk)?

suchung übergab. Sie zeichnet sich durch das Vorkommen in den Blutgefäßen des Wurmes aus, die sehr erweitert werden und dicht mit Sporenpaketten zu mehreren hundert Sporen erfüllt sind (Taf. 15 Fig. 20.) Nur hier und da bleibt eine Lakune des koagulierten Blutes übrig. Auch in kleinsten Gefäßen sind kleine Sporenpakette oder freie Sporen zu finden. Die Sporenmassen reichen mindestens über sieben Segmente, der übrige Teil des infizierten Wurmes war leider weggeschnitten. Von den übrigen Organen war nur der zu einem schmalen Streifen degenerierte Darm und die ihm naheliegenden Chloragogenzellen zu sehen. Die Dissipimente blieben erhalten. In den vordersten zwei Kopfsegmenten waren keine Sporen vorhanden. Ich konnte nur noch reife Sporen finden, vergebens suchte ich nach jüngeren Stadien. Die Sporenpakette liegen in den Blutgefäßen frei und sind von keiner Membran umgeben. Offenbar spielt sich die Entwicklung der Microsporidie frei in der Blutflüssigkeit ab, denn ich suchte vergebens nach irgendwelchen Resten von Wirtszellen oder wenigstens deren Kernen. Die stabförmigen Sporen sind durchschnittlich 16—17 μ lang und 1,2—1,4 μ breit. Diese Messungen gelten natürlich nur für die mit Formalin fixierten und geschnittenen Sporen. Nach Heidenhain färbt sich fast die ganze Spore schwarz und läßt keine Details erkennen (Abb. 7 c). Nur an einem Pole bleibt das lichtbrechende Endstück ungefärbt. Die Kernverhältnisse konnten nur an Delafield- oder Dominici-Präparaten studiert werden. Auch bei dieser Art liegen die Kerne wie bei *Bacillidium criodrili* in der Mitte der Spore und sind nur durch einen schmalen Spalt getrennt, der manchmal ganz verschwindet, so daß wir nur ein schmales blau gefärbtes Band sehen (Abb. 7 d). Am Querschnitt ist der getroffene Kern kommaartig gebogen und offenbar durch das nicht gefärbte Manubrium zur Seite geschoben und abgeplattet. Diese Art hat kürzere Sporen als die vorigen, und unterscheidet sich weiterhin durch ihre typische Lokalisation in den Blutgefäßen, weswegen ich sie als neue Art *Bacillidium haematobium* benenne.

Anhang: Die Sporenstruktur bei *Bacillidium* (*Mrázekia*) *argoisi* (Léger u. Hesse (1916)).

Auf meine Bitte schickte mir Herr Prof. P. Debaisieux freundlichst zwei in Parafin eingebettete mit *Bacillidium argoisi* infizierte Wasserasseln (*Asellus aquaticus*), die mit Sublimatalkohol fixiert waren. Ich unterzog die angefertigten Schnittserien der Nuclealreaktion, welche ein sehr überraschendes und unerwartetes Bild

lieferte. Zwischen schon reifen Sporen waren zahlreiche abgerundete Stadien mit zwei ungleich großen, chromatinreifen Kernen zu finden (Abb. 8 a), die ich für junge Sporonten halten möchte. Aus ihnen entwickeln sich offenbar die Sporoblasten (Abb. 8 b—d), welche auch solche zwei ungleich große Kerne besitzen. In den Sporoblasten scheint sich nun durch Plasmadifferenzierung das Manubrium zu bilden, das die beiden Kerne zur Seite drängt, wo diese eine Mantel-

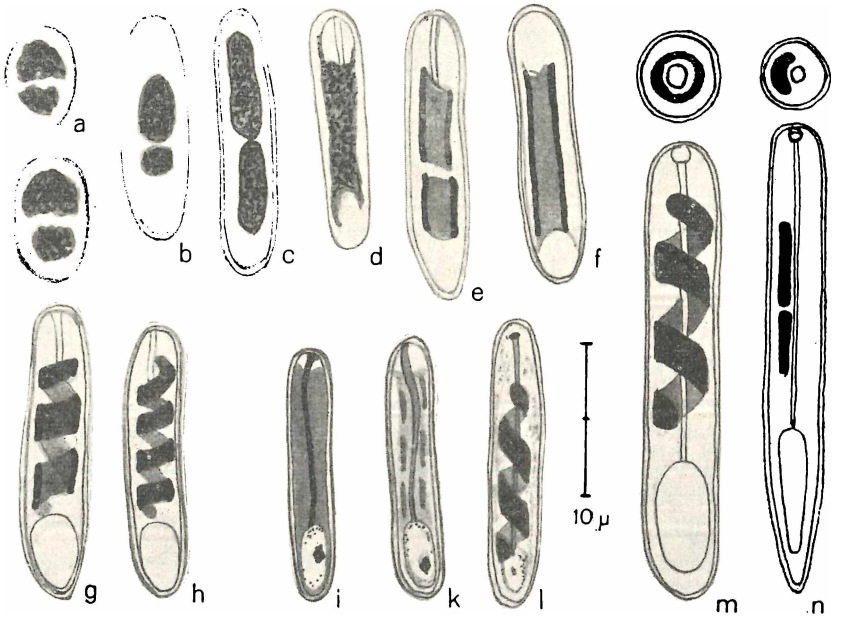


Abb. 8. *Bacillidium* (*Mrázekia*) *argoisi* Léger u. Hesse (1916). Vergr. ca. 1500 ×. a Junge Sporonten mit zwei ungleich großen Kernen. b—c Junger Sporoblast. d—f Bildung des hobelspäneartigen Kernes. g—h Reife Sporen mit hobelspäneartigen Kernen. a—h Feulgen an Schnitten. i—l Reife Sporen nach Heidenhain. m Schema der Spore von *Bacillidium argoisi*. n Schema der Spore von *Bacillidium criodrili*. Oben Sporen im Querschnitt.

form annehmen (Abb. 8 d—f) und der Sporenmembran innen anliegen. In einigen Sporen sieht man noch ganz gut den Spalt zwischen beiden Kernen (Abb. 8 e); der kleinere Kern scheint gewöhnlich hinten zu liegen. In anderen Sporen ist die Grenze bereits verschwunden und der Kernmantel erscheint einheitlich (Abb. 8 f). In ganz reifen Sporen nimmt der nun einheitliche Kern eine hobelspanartige Form an. Diese Kernspirale bildet gewöhnlich drei bis vier breite Windungen (Abb. 8 g, h), manchmal sieht man auch fünf bis sechs schmalere,

welche offenbar durch Aufspalten der breiten Windungen entstanden sind. Eine Grenze zwischen den beiden Kernen ist nicht mehr zu finden. Die Kernspirale gibt eine sehr intensive Nuclealreaktion, besonders an den optischen Rändern der Windungen. An Querschnitten sehen wir um das farblos bleibende Manubrium den Kern als einen roten Ring, welcher an einer Hälfte dunkler als an der anderen erscheint, was durch die höhere Schicht des Chromatins an einer Seite der quergeschnittenen Spirale zu erklären ist. Auch an Heidenhain-Präparaten ist in jungen Sporen der Kern mantelförmig (Abb. 8i), in älteren Sporen typisch spiralig gebaut (Abb. 8l). Nach starker Entfärbung erscheint das Manubrium (Abb. 8k).

Wenn wir jetzt diese mit Feulgen erhaltenen Ergebnisse mit denjenigen von Debaisieux vergleichen, so sehen wir, daß Debaisieux den spiraligen Kern zwar beobachtet und abgebildet hatte, doch deutete er ihn als den Polfadenapparat. Da er nur Heidenhain-Präparate gebrauchte, ist er in der Deutung einzelner Stadien und Strukturen sehr unsicher. Über Sporoblasten schreibt er: „Morphologiquement, il semble que le sporoblaste jeune contienne deux noyau incomplétement séparés, un peu de cytoplasme et une membrane formant capsule; physiologiquement, ces éléments évoluent de telle sorte qu'il convient de ne pas attribuer aux mots noyaux et cytoplasme un sens trop précis et trop rigide" (p. 157). An den Nuclealpräparaten erkennen wir jedoch, daß die Sporoblasten zwei sehr gut entwickelte Kerne besitzen, so daß diese Ansicht korrigiert werden muß. Die hintere Vakuole („vakuole postérieure") ist wirklich nichts anderes als eine Vakuole, welche offenbar auf irgendwelche Weise beim Ausstoßen des Manubriums mitspielt. Ihr Inhalt wird durch die Fixierungsflüssigkeiten körnig niedergeschlagen und kann so verschiedene Kernstrukturen vortäuschen (Abb. 8i—l) wie dies schon bei *Bacillidium criodrili* gezeigt wurde. Nach der Nuclealreaktion bleibt jedoch das Hinterende der Spore samt der Vakuole immer farblos und enthält somit keine Kerne, wie Debaisieux meinte.

Die Entwicklung des spiraligen Kernes, der für den Polfadenapparat gehalten wurde, beschrieb Debaisieux folgendermaßen: „Les éléments de l'amas chromatique antérieur s'organisent progrèssivement de façon à former une éspéce de manchon disposé autour du manubrium central. Le réseau chromatique de ce manchon tend à disposer en spirale dextre (comme une vis ordinaire); peut-être l'amas chromatique postérieur concourt-il à la formation de la portion postérieur de la spirale" (p. 159). „Les éléments de l'amas chromatique antérieur": das ist eben der vordere, gewöhnlich größere Kern des Sporoblasten,

„l'amas chromatique postérieur" entspricht dem kleineren hinteren Kern. Durch die Nuclealreaktion ist die wahre Kernnatur dieser Gebilde mit voller Sicherheit erwiesen. Das Schema der Spore von *Bacillidium argoisi* ist an der Abb. 8m dargestellt worden. Die rechts oder seltener links gewundene Spirale ist aus den beiden Kernen des Sporoblasten entstanden und entspricht dem eigentlichen Kern der Spore. Sie läßt in der Spore nur wenig Platz übrig, deshalb glaube ich, daß kein Polfaden vorhanden ist, und der Polapparat nur aus dem Manubrium besteht. Ganz ähnliche Verhältnisse sind auch bei *Bacillidium criodrili* bereits beschrieben worden, das Schema der Spore sehen wir an der Abb. 8n. Die Kerne sind jedoch nicht spiralig, sondern gerade.

Bei *Bacillidium argoisi* finden wir eine also ganz eigenartige und unerwartete Kernform, wie sie bei anderen Protisten noch nirgends bekannt ist. Die Nuclealreaktion von Feulgen lieferte auch hier einen neuen Beweis ihrer außerordentlichen Leistungsfähigkeit zum Studium und Erkennen solcher Strukturen.

VI. Allgemeines über den Entwicklungszyklus der Mrázekien und Bacillidien.

Mit der Entwicklung der Mrázekien und Bacillidien befaßt sich eigentlich nur die Arbeit von Debaisieux. Léger u. Hesse sowie Cépède untersuchten mehr die Strukturen der reifen Sporen, Mrázek und Janda die Beziehungen der Parasiten zu ihren Wirten. Ich konnte die Entwicklung eingehender nur bei *Bacillidium criodrili* studieren, wo mir reichliches, frisches Material zur Verfügung stand. Leider zeichnen sich die Kerne aller Stadien durch eine sehr geringe Größe aus, so daß z. B. eine Zählung der Chromosomen und überhaupt eine gründliche Analyse der Kernteilungen unmöglich ist. Die Nuclealreaktion ermöglicht zwar die Kernstrukturen in den reifenden und reifen Sporen zu erfassen, was mit anderen Methoden nur sehr unvollkommen gelingt, und färbt auch ausgezeichnet die Kerne in den jüngeren Stadien; trotzdem kann sie unsere Kenntnisse über die Meiosis, Haplo- und Diploidie der Microsporidien nicht weiterbringen, da die Chromosomen zu klein und offenbar in zu großer Anzahl vorhanden sind. Man muß bei der Beurteilung der verschiedenen Bilder sehr vorsichtig sein, nicht jede zwei eng aneinanderliegende Kerne müssen unbedingt einen Anfang der Caryogamie bedeuten, viele Abbildungen von Kernteilungen, die wir in der Literatur finden, erwecken den Verdacht von Fixierungsartefakten. Die Phan-

tasie der Beobachter führt bei solchen an Grenze der Sichtbarkeit stehender Strukturen und Gebilde zu manchen irrtümlichen Deutungen, besonders was die Geschlechtlichkeit der Microsporidien anbetrifft.

Bacillidium argoisi bildet nach Debaisieux in den Zellen von *Asellus aquaticus* große „Diplocarya", welche sich durch gleichzeitige Mitosen („cinèses associées") vermehren. Später tritt eine Kopulation der Kerne in diesen Stadien ein. Der so entstandene Kern vermehrt sich wieder durch unvollkommene Mitose und bildet so direkt den Sporonten. Jeder Sporont besitzt zwei Chromatinmassen und entwickelt sich zu einer Spore. Wenn wir damit den Entwicklungsgang von *Bacillidium criodrili* vergleichen, so finden wir im allgemeinen ähnliche Verhältnisse. Der aus Spore frei gewordene Keimling dringt in einem Lymphocyten des Wurmes ein und vermehrt sich in dessen Plasma. In diesem Merontenstadium sind die Parasiten einkernig. Erst später erscheinen zweikernige Stadien, die sich durch ihre Gestalt und Kernstrukturen von den Meronten unterscheiden. und offenbar mit den „Diplocarya", welche Debaisieux, Kudo u. a. bei verschiedenen anderen Microsporidien beschrieben haben, identisch sind. Bei *Mrázekia lumbriculi* scheinen nur solche „Diplocaryen" vorzukommen, nirgends wurden einkernige Meronten beobachtet. Es wurden hier auch „cinèses associées" gefunden. Bei den anderen zwei *Mrázekia*-Arten kamen nur wenige Infektionsstadien zur Beobachtung, so daß ihr Entwicklungszyklus noch unbekannt bleibt. Es gelang mir nicht die Kopulation der Kerne in diesen „Diplocaryen" festzustellen, übrigens hätte dies einen sehr problematischen Wert, solange es nicht durch direkte Zählung der Chromosomen begründet wird.

In weiteren Stadien beginnt die Sporogonie. Wir finden kleine abgerundete Gebilde, mit zwei ziemlich schwach färbbaren Kernen, daneben aber auch einkernige, von gleicher Größe. Es ist möglich, daß es sich um Teilungen handelt. Im Anschluß an andere Microsporidien möchte ich diese Gebilde als Sporonten bezeichnen. Sie bilden sich später durch Längewachstum in Sporoblasten um, in welchen zwei Kerne vorhanden sind. Es würden also im ganzen drei Vermehrungsperioden im Leben von *Bacillidium criodrili* vorkommen: 1. Vermehrung des eingedrungenen Keimlings (Planonten) in Meronten und wiederholte Teilungen derselben. Dies entspräche der vegetativen Vermehrung oder der Schizogonie. 2. Vermehrung der „Diplocarya" durch „cinèses associées". 3. Nicht sicher bewiesene Vermehrung der Vorstadien der Sporonten. Wenn wirklich eine Caryogamie vorkommt, muß dieselbe entweder vor der Sporogonie durch Kopulation

der „Diplocarya“ geschehen, oder erst beim Ausschlüpfen des zweikernigen Keimlings aus der Spore. NAVILLE (1931) hebt die Beobachtung DEBAISIEUXS hervor, daß in den „Diplocaryen“ der eine Kern kleiner als der andere ist, und ist geneigt darin eine Anisogamie zu sehen, welche sich durch verschiedene Kerngröße manifestiert. Doch finden wir die verschiedene Kerngröße auch in den Sporoblasten gleicher Art, wie schon beschrieben wurde. Auch in den Sporen von *Bacillidium criodrili* ist der eine Kern größer als der andere. Dies sowie die Einkernigkeit der jüngsten Stadien beider Arten würde für eine Caryogamie erst nach dem Ausschlüpfen des Keimlings aus der Spore zeugen. Bei *Mrázekia lumbriculi*, wo schon die ersten und überhaupt alle Stadien der vegetativen Vermehrung zweikernig sind, könnte man eher an eine Caryogamie vor dem Anfang der Sporogonie denken. Diese Fragen können jedoch erst durch Chromosomenzählungen mit Sicherheit beantwortet werden. Ich verweise auf die Arbeit von NAVILLE, wo alle diese Probleme mit Literaturangaben gründlich ausgeführt sind.

Die Sporenstruktur ist bei *Bacillidium criodrili* und *B. argoisi* studiert worden und ich hebe nochmals hervor, daß die Kerne der Mrázekien und Bacillidien in der Mitte der Spore liegen und nicht in der hinteren Vakuole, wie von LÉGER u. Hesse u. a. behauptet wurde. Während der ganzen Sporogonie und auch in den reifen Sporen sind immer nur zwei, bei einigen Arten vielleicht nur ein Kern vorhanden, was durch die Nuclealreaktion endgültig bewiesen ist. Wir haben kein Recht, die komplizierte Organisation der Myxosporidien auch für die Microsporidien anzunehmen. Die Microsporidien scheinen mir eben eine morphologisch und auch phylogenetisch primitive Gruppe zu sein, welche an erster Stelle der Klasse *Cnidosporidia* zu stellen ist und nicht an zweite, oder gar an dritte Stelle, wie wir es in neuen Lehrbüchern der Protozoenkunde finden. Mir scheint die Reihe *Microsporidia* — *Myxosporidia* — *Actinomyxidia* viel natürlicher. Die Microsporidien sind ja am einfachsten gebaut, ihre Sporen haben nur einen Polfadenapparat, welcher vielleicht bei allen Arten bloß in einer Vakuole liegt, die Sporenorganellen entstehen nach neueren Untersuchungen durch einfache Plasmadifferenzierung, also ohne Mitwirkung spezieller Kerne, wie dies der Fall bei den Myxosporidien ist (Schalenkern, Polkapselkerne, Pansporoblastenkerne usw.). Auch ist ihr Entwicklungszyklus, wenigstens bei einigen Arten ziemlich einfach. Aus allen diesen Gründen müssen wir die Microsporidien als die primitivste Gruppe der Cnidosporidien ansehen und sie im System an erste Stelle

stellen. Die zweite Unterordnung der Microsporidien *Dicnidae*, welche durch das Vorhandensein von zwei Polfadenapparaten charakterisiert ist, würde dann einen natürlichen Übergang zu den Myxosporidien bilden.

VII. Zusammenfassung.

1. Die Gattung *Mrázekia* wird in zwei Gattungen aufgeteilt: *Mrázekia* Léger u. Hesse (1916), wohin Arten mit geschwänzten Sporen gehören und *Bacillidium* Janda (1928) mit Arten, welche stabartige Sporen ohne Schwanzanhang besitzen.

2. Es werden drei neue *Mrázekia*-Arten beschrieben (*Mrázekia lumbriculi* aus *Lumbriculus variegatus*, *M. ilyodrili* aus *Ilyodrilus moldaviensis* und *M. limnodrili* aus *Limnodrilus* sp.).

3. Die Entwicklung von *Bacillidium criodrili* Janda (1928) wird ausführlich besprochen und zwei neue Bacillidien werden beschrieben. (*Bacillidium limnodrili* aus *Limnodrilus claparèdeanus* und *B. haematobium* aus *Limnodrilus hoffmeisteri.*)

4. Mit Hilfe der Nuclealreaktion von Feulgen wird die Sporenstruktur bei *Bacillidium criodrili* erleuchtet. Die Kernsubstanz (ein oder zwei Kerne) liegt in Mitte der Spore in Form eines schmalen Bandes, am Querschnitt ist dieses Band kommaartig gebogen und zur Seite der Spore geschoben. Im Hinterende der Spore liegt die Vakuole, in welcher jedoch kein Amöboidkeimling oder irgendwelche Kerngebilde vorhanden sind. Das Vorhandensein eines Polfadens wird in Frage gestellt, wahrscheinlich ist seine Funktion durch das stabartige Manubrium ersetzt worden.

5. Bei *Bacillidium argoisi* ist der Kern auch in der Sporenmitte vorhanden, doch besitzt er eine hobelspänenartige Form.

6. Im Entwicklungszyklus der Mrázekien und Bacillidien können wir zwei Perioden unterscheiden: die vegetative Vermehrung, in welcher später zweikernige Stadien gebildet werden, welche offenbar mit den „Diplocaryen" von Debaisieux u. a. identisch sind, und dann die Sporogonie, d. h. Bildung der Sporen. Zwischen beiden Perioden scheint der Geschlechtsprozeß eingereiht zu sein, der vorläufig noch unbekannt bleibt.

7. Auf Grund der primitiven Ausbildung der Microsporidien wird vorgeschlagen, sie an erste Stelle im System der Cnidosporidien zu stellen und erst nach ihnen die viel komplizierteren Myxosporidien und Actinomyxydien.

Literaturverzeichnis.

CÉPÈDE, C. (1925): Mrázekia piscicola n. sp., microsporidie parasite du Merlan (Gadus merlangus). Bull. Soc. Zool. France T. 49 p. 109.

DEBAISIEUX, P. (1930): Étude cytologique du Mrázekia argoisi. La Cellule T. 40 p. 147—171.

DOFLEIN-REICHENOW (1929): Lehrbuch der Protozoenkunde.

HESSE, E. (1905): Sur une nouvelle Myxocystis des Oligochétes et sur la place du genre Myxocystis MRÁZEK dans la systématique. C. R. Franc. avanc. sci. T. 33 p. 917—919.

— (1905): Sur Myxocystis mrázeki HESSE, microsporidie de Limnodrilus hoffmeisteri CLAP. C. R. Soc. Biol. T. 58 p. 12—13. Paris.

— (1935): Sur quelques Microsporidies parasites de Megalocyclops viridis JURINE. Arch. Zool. exp. T. 75 p. 651—661.

JANDA, V. (1928): Über Microorganismen aus der Leibeshöhle von Criodrilus lacuum HOFFM. und einige Neubildungen in der Körperwand dieses Tieres. Arch. f. Protistenk. Bd. 63 p. 84—93.

JÍROVEC, O. (1932): Ergebnisse der Nuclealfärbung an den Sporen der Microsporidien, nebst einigen Bemerkungen über Lymphocystis. Arch. f. Protistenk. Bd. 77 p. 379—390.

KUDO, R. (1924): A biologic and taxonomic study of the Microsporidia. Illinois biological Monographs. Vol. 9.

LÉGER, L. et HESSE, E. (1916): Mrázekia, genre nouveau de microsporidies, parasite à spores tubuleuses. C. R. Soc. Biol. T. 79 p. 345—348. Paris.

— (1922): Microsporidies bactériformes et essai de systématique du groupe. C. R. Acad. Sci. T. 174 p. 327—330. Paris.

— (1924): Microsporidies nouvelles des animaux d'eau douce II. Microsporidies bactériformes et essai de systématique du groupe. Trav. Lab. de Pisc. Univ. Grenoble.

MRÁZEK, A. (1897): Über eine neue Sporozoenform aus Limnodrilus. Sitzber. böhm. Ges. Wiss. Math. Nat. Klasse. Praha.

— (1910): Sporozoenstudien. Zur Auffassung der Myxocystiden. Arch. f. Protistenk. Bd. 18 p. 245—259.

NAVILLE, A. (1931): Les sporozoaires. Mémoires de la Soc. de Phys. et d'hist. naturelle de Genève. Vol. 41 Fasc. 1.

POISSON, R. (1924): Sur quelques Microsporidies parasites d'Arthropodes. C. R. Acad. Sci. T. 178 p. 664. Paris.

WENYON (1926): Protozoology I, II. London.

Tafelerklärung.

Tafel 12—15.

Originalmikrophotographien, nach mit Hämalaun oder HEIDENHAIN gefärbten Präparaten von Prof. MRÁZEK (†). Aufsatzkamera „Macam" von LEITZ. R = Riesenzellen mit Parasiten. W = Wucherungen.

Tafel 12.

Fig. 1—5. *Lumbriculus variegatus*, infiziert mit *Mrázekia lumbriculi*.

Fig. 1. Übersichtsbild einer starken Infektion. Vergr. ca. 60 ×.

Fig. 2. Untere Cyste zeigt Anfänge der Sporogonie, obere unregelmäßig verteilte reife Sporen. Vergr. ca. 600 ×.

Fig. 3. Freie Cyste im Darm, eine zweite zwischen Darm und Chloragogenzellen. Vergr. ca. 600 ×.

Fig. 4. Zweikernige vegetative Stadien von *Mrázekia lumbriculi*. Vergr. ca. 700 ×.

Fig. 5. Große Cysten. Links vegetative Vermehrung, in den anderen dreien Sporogonie. Vergr. ca. 400 ×.

Fig. 6. *Ilyodrilus moldaviensis* infiziert mit *Mrázekia ilyodrili*. Reife radiär geordnete Sporen. Vergr. ca. 600 ×.

(Bei der Reproduktion auf $^3/_4$ verkleinert.)

Tafel 13.

Fig. 7—8. *Ilyodrilus moldaviensis* infiziert mit *Mrázekia ilyodrili*.

Fig. 7. Infizierte Riesenzellen füllen die Höhle des jungen Eiersackes aus. Vergr. ca. 500 ×.

Fig. 8. Infizierte Lymphocyten frei in der Körperhöhle. Vergr. ca. 600 ×.

Fig. 9—10. *Limnodrilus* sp. infiziert mit *Mrázekia limnodrili*.

Fig 9. Vielkernige, reichliche Sporen enthaltende Riesenzellen, unten rechts liegen drei Riesenzellen mit nur spärlichen Parasiten. Vergr. ca. 300 ×.

Fig. 10. Infizierte Lymphocyten schwimmen frei in der Körperhöhle. Vergr. ca. 400 ×.

Fig. 11—13. Mrázekien in nicht bestimmbaren Tubificidenarten.

Fig. 11. Übersichtsbild. Vergr. 80 ×. Zwei mit Sporen erfüllte Segmente.

Fig. 12. Gleiches bei starker Vergr. ca. 300 ×.

Fig. 13. *Tubifex* sp. Riesenzellen in der Körperhöhle. Unten Darm. Vergr. ca. 60 ×.

(Bei der Reproduktion auf $^2/_3$ verkleinert.)

Tafel 14.

Fig. 14—17. *Bacillidium criodrili* Janda (1928).

Fig. 14. Übersichtsbild einer starken Infektion. Vergr. ca. 80 ×.

Fig. 15. Wucherungen um die Nephridialgänge mit Riesenzellen. Vergr. ca. 80 ×.

Fig. 16. Vielkernige Riesenzellen im Ausstrich. Feulgen. Vergr. ca. 300 ×.

Fig. 17. Riesenzellen im Schnitt mit parallel geordneten Sporen. Unten zwei kleinere Riesenzellen mit jungen Parasiten. Dominici. Vergr. ca. 300 ×.

(Bei der Reproduktion auf $^2/_3$ verkleinert.)

Tafel 15.

Fig. 18—19. *Limnodrilus claparèdianus*, infiziert mit *Bacillidium limnodrili*.

Fig. 18. Übersichtsbild bei ca. 80 × Vergr.

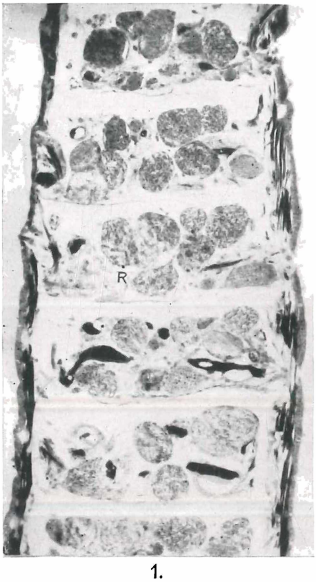
Fig. 19. Starke Vergr. ca. 400 ×.

Fig. 20—21. *Limnodrilus hoffmeisteri*, infiziert mit *Bacillidium haematobium*.

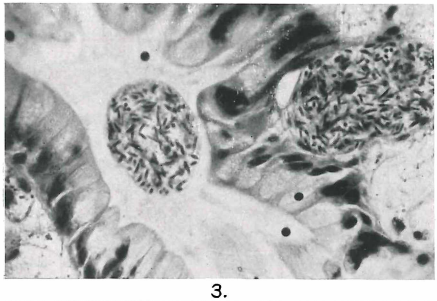
Fig. 20. Übersichtsbild bei ca. 200 × Vergr.

Fig. 21. Starke Vergr. ca. 800 ×.

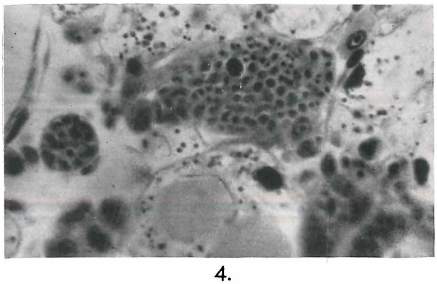
(Bei der Reproduktion auf $^3/_4$ verkleinert.)



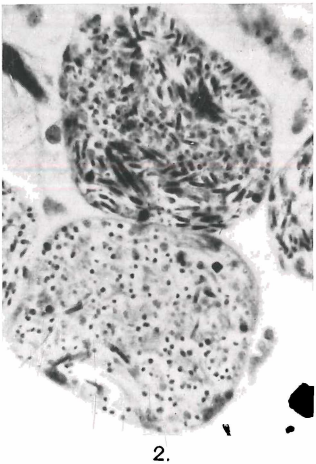
1.



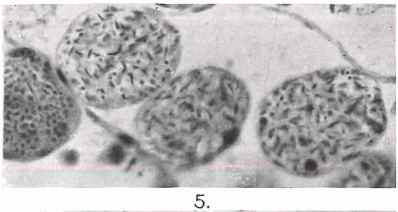
3.



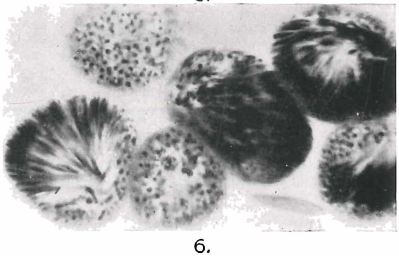
4.



2.



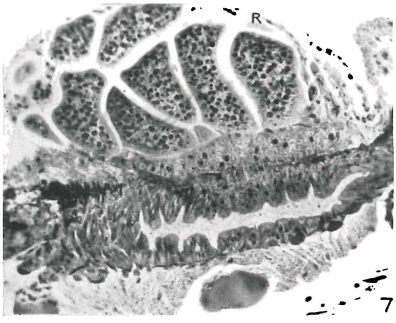
5.

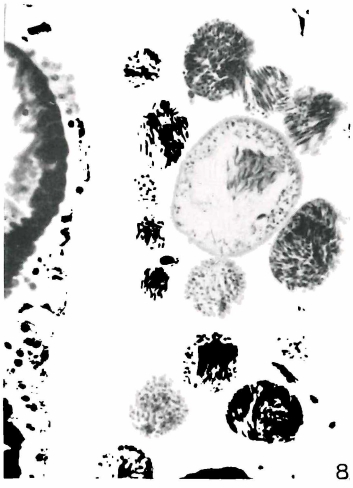


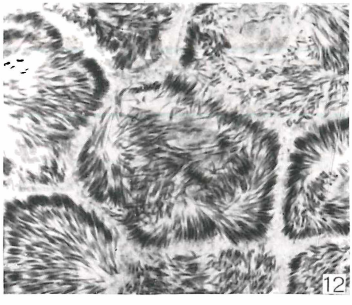
6.

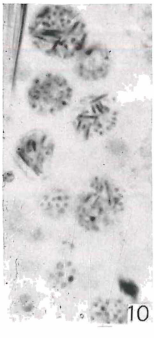
Jirovec.

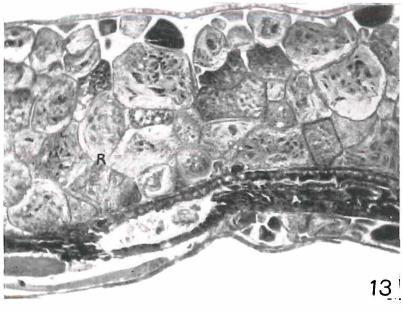
VERLAG VON GUSTAV FISCHER IN JENA.









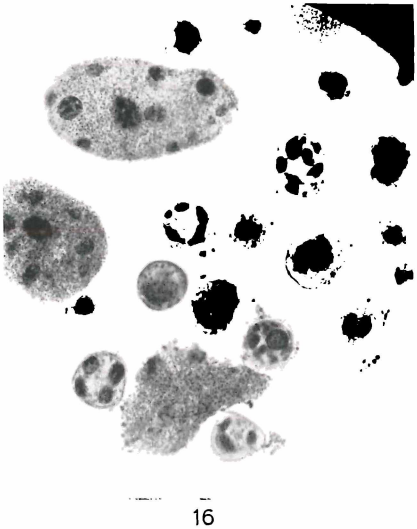


Jirovec.

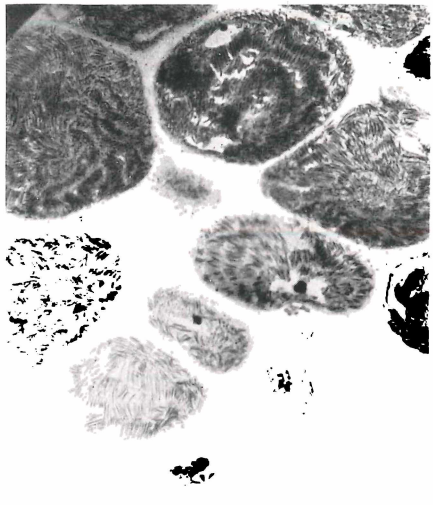
VERLAG VON GUSTAV FISCHER IN JENA.

14

15



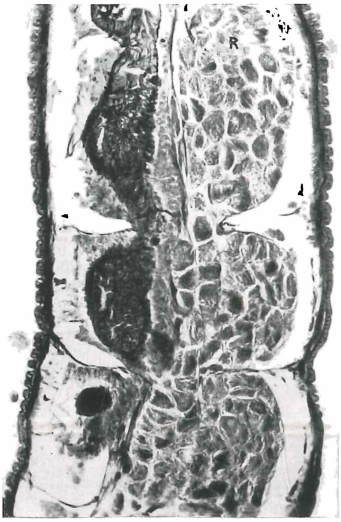
16



17

Jirovec.

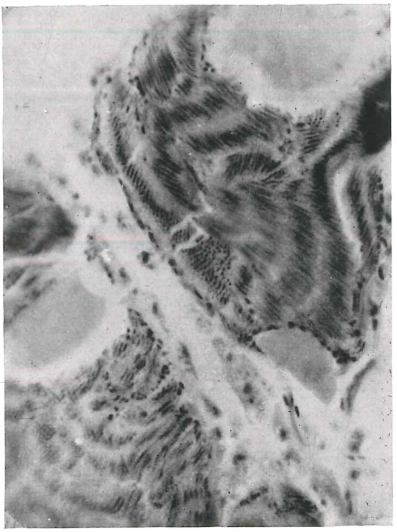
VERLAG VON GUSTAV FISCHER IN JENA



18

19

20



21

Jirovec.

VERLAG VON GUSTAV FISCHER IN JENA.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Archiv für Protistenkunde

Jahr/Year: 1936

Band/Volume: 87_1936

Autor(en)/Author(s): Jirovec Otto

Artikel/Article: Zur Kenntnis von in Oligochäten parasitierenden Microsporidien aus der Familie Mrazekidae. 314-344