

Aus dem Institut für Schiffs- und Tropenkrankheiten, Hamburg (Direktor: Prof. Dr. P. MÜHLENS), Protozoologische Abteilung (Vorsteher: Prof. Dr. E. REICHENOW).

Studien über die Gattung *Klossia* und Beschreibung des Lebenszyklus von *Klossia loossi* (nov. sp.).

Von

Dr. A. Nabih.

Mit 13 Abbildungen im Text und Tafel 13.

Inhaltsverzeichnis.

	Seite
I. Einleitung	475
II. Material und Methode	477
III. Infektionsversuche	478
IV. Agamogonie	479
1. Der Sporozoit	479
2. Merozoitenbildung	481
V. Gamagonie	487
a) Entwicklung der Macrogameten	487
b) Entwicklung der Microgametocyten	491
VI. Die Beeinflussung der Nierenzellen durch <i>Klossia</i>	495
VII. Die sog. intermediäre Phase	496
VIII. Die Befruchtung	499
IX. Die metagamen Teilungen	503
X. Bildung der Sporoblasten	504
XI. Sporozoitenbildung	506
XII. Das Verhalten der Reservestoffe	508
XIII. Systematik	509
XIV. Zusammenfassung	510
Literaturverzeichnis	512
Tafelerklärung	515

I. Einleitung.

Gelegentlich der systematischen Untersuchung mancher Tiere im Sachsenwald bei Hamburg auf das Vorkommen von Coccidieninfektion fand ich die verschiedenen Arten von *Arion* und *Limax* (*A. empricorum*, *A. hortensis*, *A. circumscriptus*; *L. cinereus* s. *maximus* usw.) mit einem Parasiten in ihren Nieren behaftet. Ich dachte zuerst an *Isospora rara*, das einzige Coccid in Nacktschnecken, welches von A. SCHNEIDER beschrieben und benannt wurde (SCHNEIDER 1881, Arch. d. Zoolog. expér.). Dieser Parasit wurde bis jetzt von keinem Beobachter gefunden, außer von SCHNEIDER, der ihn bloß einmal gesehen hat. Ich wollte diesen seltenen Parasiten genau verfolgen und studieren, um festzustellen, ob er — wie REICHENOW vermutet — den Wirbeltiercoccidien fernsteht (s. Lehrbuch DOFLEIN-REICHENOW 1929, p. 955). Ich wurde gleich belehrt, daß es sich um einen Parasiten handelt, der bis jetzt bei *Arion* und *Limax* noch nicht beschrieben war und den ich nicht gleich bestimmen konnte. Ich mußte den Zyklus dieses Parasiten verfolgen, bis ich ihn Anfang August 1937 unter die Gattung *Klossia* einreihen konnte. Die Artverschiedenheit zwischen ihm und *Klossia helicina* erbrachte den Beweis, daß die Gattung *Klossia* in der Natur nicht nur aus einer einzigen Art besteht, wie es in den verschiedenen Lehrbüchern beschrieben ist. Zum Andenken an den großen deutschen Biologen und Parasitologen Prof. Looss, dem meine Heimat Ägypten vieles verdankt, habe ich dafür den Namen *Kl. loossi* gewählt. Diese Art ist in verschiedener Hinsicht bemerkenswert und verdient daher in einigen Punkten einer eingehenden Darstellung.

DEBAISIEUX gibt an, daß sich die Infektion mit *Kl. helicina* bei *Helix nemoralis* zu jeder Zeit findet. Dagegen war die Infektion mit *Kl. loossi* bei den Nacktschnecken von Anfang November an kaum mehr zu sehen, während doch die Tiere im Hochsommer zu ungefähr 30 Proz. infiziert waren. Die Infektion zeigt also eine Abhängigkeit von der Jahreszeit, in ähnlicher Weise, wie es SCHUBERG u. KUNZE (1906) bei der verwandten Art *Orcheobius herpobdellae* fanden, wo die Schizogonie nur im Frühling und die Sporogonie nur im Sommer auftritt.

Der Lebenszyklus von *Kl. loossi* erwies sich als genetisch bestimmt und begrenzt und ließ sich in den meisten Präparaten sehr schön verfolgen, da von Woche zu Woche neue Formen hervortraten, als ob es sich um eine experimentelle Infektion handeln würde. Dadurch ergab sich mir die Gelegenheit, manche wichtigen Phasen

genau zu studieren und einige verwirrende Verwechslungen zwischen den verschiedenen Zyklusstadien der vielumstrittenen Gattung *Klossia* zu korrigieren. Zu Beginn des Frühlings fand ich nur agame Formen, Mitte des Frühlings entwickelten sich die Macrogameten, etwas später die Microgametocyten und Anfang des Sommers bildeten sich die Cysten und Sporozoitien. *Kl. loossi* erwies sich als sehr geeignetes Objekt für das Studium der Befruchtung und der Mitose, auch ergab die Untersuchung 4 verschiedene Merozoitenformen, bei denen sich herausstellte, daß sie 4 verschiedenen Generationen entsprechen.

In der Literatur über *Klossia* fand ich, daß die Angaben mancher Autoren sowohl in morphologischer als auch in cytologischer Hinsicht teils mangelhaft, teils auf irrigen Annahmen begründet sind. Die Darstellungen der älteren Autoren über *Klossia* sind — den damaligen Kenntnissen entsprechend — unklar und nicht genügend detailliert, so daß man sich dabei nicht zurechtfindet. So wurden manche Coccidien unter die Gattung *Klossia* eingereiht, die zu den Eimerideen und nicht zu den Adeleideen gehören. DEBAISIEUX sagt darüber folgendes: „Le *Klossia helicina* KLOOSS (1855) est actuellement la seule espèce déterminée du genre *Klossia*. Plusieurs espèces décrites jusqu' à présent ont été successivement rattachées à d'autres genres et même à d'autres familles. Le *Klossia Lieberkühni* LABBÉ (1894) fut rattaché aux *Isospora*, LAVERAN et MESNIL (1902), les *Klossia Eberthi* EBERTH (1862) et *octopiana* SCHNEIDER (1875) furent rattachés aux *Aggregata*, MOROFF (1906). D'autre part, SCHUBERG et KUNZE (1906) ont cru devoir créer un genre nouveau: *l'Orcheobius*.“

Unter diesem Einfluß geriet *Kl. soror*, die seinerzeit von A. SCHNEIDER in der Flußschnecke *Neritina fluviatilis* (heutzutage unter dem Namen *Theodoxa* bekannt) entdeckt wurde, in Vergessenheit.

1911 veröffentlichte MOROFF seine Arbeit über *Kl. vitrina* und die Beschreibung des Microgameten mit 2 Geißeln, wobei er angab, daß ihm Sporen- und Sporozoitienbildung nie zu Gesicht kamen. Deshalb wurde von manchen Autoren angenommen, das *Kl. vitrina* mit *Kl. helicina* identisch ist. Die von MOROFF beschriebenen Stadien geben uns keine Anhaltspunkte, diese Frage zu entscheiden.

Fast zu gleicher Zeit erschien die Arbeit DEBAISIEUXS (von der oben bereits ein Satz entlehnt wurde), in welcher der vollkommene Zyklus von *Kl. helicina* geschlossen beschrieben ist. 1927 veröffentlichte NAVILLE eine umfangreiche Arbeit, in welcher die Befruchtung bei *Kl. helicina* ausführlich beschrieben ist und wobei er in verschiedenen Punkten, die sehr der Nachprüfung bedürfen, von den Arbeiten der vorerwähnten Autoren abweicht. Beispielweise be-

hauptet NAVILLE, zwischen der Agamogonie und Gamogonie gäbe es eine besondere Phase, die er „intermediäre Phase“ nennt. Nach seinen Angaben würde sich ein Individuum dieser Phase in 2 bzw. 4 verschiedene Geschlechtsformen weiter entwickeln. Diese Phase wird von NAVILLE auch bei allen Coccidien vermutet. NAVILLE gibt in seiner Arbeit weiter an, daß der Microgametocyt bei *Kl. helicina* bis zu 16 Microgameten bilde, was ja für die Gattung *Klossia*, die zu den Adeleideen gehört, sehr eigenartig wäre. Ferner meint NAVILLE, daß die Zygote bei *Klossia* keine eigene Membran bilde. Diese merkwürdige Angabe steht bei den Coccidien als einziger Fall da und kein anderer Coccidienforscher berichtet über etwas derartiges.

II. Material und Methode.

Das Material wurde, wie erwähnt, in den verschiedenen Jahreszeiten gesammelt.

Zu meinen Untersuchungen habe ich Ausstrichpräparate nativ (mit oder ohne Jodzusatz) und fixiert, sowie Schnitte verwendet. Die Paraffineinbettung geschah über Chloroform. Es wurden verschiedene Fixiermittel, wie FLEMMING, ZENKER, STIEVE, CARNOY u. a. angewendet, doch fand ich, daß man mit dem billigen und verlässlichen SCHAUDINNSchen Gemisch (Sublimatalkohol + Eisessig) vollkommen auskommen kann. Diese Fixierung bewährte sich sogar sehr gut auch bei der heiklen feuchten Färbung mit GIEMSA (Differenzierung mit Aceton), wenn man die Schnitte nach der Entparaffinisierung einige Stunden in Jod- oder 5proz. Natriumthiosulfatlösung legte, zweimal je 1 Stunde in 70proz. Alkohol und danach 20—30 Minuten in fließendem Wasser ließ. Für GIEMSA-Feucht wurden 4,5—5 μ Schnitte, für die anderen Färbungsmethoden 8 μ Schnitte angefertigt.

Gefärbt wurden die Schnitte mit FEULGEN (optimale Hydrolysendauer mit 1nHCl betrug 4 Minuten bei 60°), Eisenhämatoxylin HEIDENHAIN, DELAFIELD, GIEMSA-Feucht u. a. Die Ausstriche, sowie manche Schnitte, wurden außerdem mit der BAUERSchen Modifikation der FEULGENSchen Nuclearreaktion (Fixierung mit Chromsäure und ohne Salzsäurehydrolyse) zum Nachweis des Paraglykogens und anderer Polysaccharide, und mit der REICHENOWSchen Modifikation zum Nachweis des Volutins gefärbt ¹⁾.

¹⁾ Es ist mir eine angenehme Pflicht, meinem hochverehrten Lehrer Herrn Prof. Dr. E. REICHENOW, für seine Anteilnahme und intensives Interesse an meiner Arbeit sowie Anregungen in theoretischer, technischer und literarischer Hinsicht

Fast von jeder infizierten Schnecke wurden Schnittpräparate mit den ersterwähnten 4 Methoden gefärbt, so daß ich Vorzüge und Nachteile der einzelnen Färbungen in bezug auf den Feinbau der Parasiten bei den verschiedenen Formen ausnützen bzw. vermeiden konnte. Auf diese Art und Weise wurden Hunderte infizierte Schneckenröhren untersucht. Bei der Lebendbeobachtung wurde auch der Micropolychromar nach Dr. P. KRAFT von ZEISS benutzt. Alle Messungen und Zeichnungen wurden mit dem ABBESCHEN Zeichenapparat ausgeführt.

Auch eine große Anzahl von verschiedenen mit *Kl. helicina* infizierten *Helix*-Arten wurde von mir mit den verschiedenen erwähnten Farbmethode untersucht, einerseits, um die vorerwähnten Angaben NAVILLES nachzuprüfen, andererseits zu Vergleichszwecken. Leider war die *Neritina fluviatilis* in der Umgebung Hamburgs nicht infiziert.

III. Infektionsversuche.

Zu Beginn der Untersuchungen war es mir nicht möglich, die Tiere für längere Zeitdauer am Leben zu erhalten; später unterhielt ich eine Nacktschneckenzucht nach der Methode KÜNKELS zum Zwecke von Teilversuchen und zum Studium der Lebensgewohnheiten dieser Tiere.

Versuche, *Arion* und *Limax* mittels Temperaturerhöhung von ihrer *Klossia* freizumachen, wie sie REYER (1937 a) bei Lithobien unternommen hat, scheiterten vollkommen, da die Schnecken bei 25° sichtlich litten und bei 30° zugrunde gingen; deswegen wurden die Versuchsschnecken aus den abgelegten Eiern gezüchtet und bei 19° gehalten. Da mir die Methode KÜNKELS am Anfang meiner Untersuchungen unbekannt war, konnte ich die Infektionsversuche aus Mangel an Sporenmaterial nur in beschränktem Maße ausführen. Der Infektionsmodus von *Klossia* war bis zu diesem Zeitpunkt unbekannt. NAVILLE schreibt darüber in seiner Arbeit (p. 464) folgendes: „Finalement le sporokyste crève et les sporoblastes sont libérés sous la forme de petites spores à l'intérieur de la cavité du rein. Ce sont ces spores qui constituent certainement l'agent propagateur du parasite. Quant à son mode de pénétration chez l'hôte il nous échappe encore complètement.“

Die künstliche Infektion beschränkte sich lediglich darauf, das Ausschlüpfen der Sporoziten aus den Sporen im Darm, sowie ihre hier herzlichst zu danken. Ebenso danke ich Herrn Prof. Dr. DEGENER vom Zoolog. Staatsinstitut in Hamburg für die Beschaffung von Literatur und Erklärung mancher Fragen bezüglich der verschiedenen Schneckenarten.

Struktur Form und Bewegung zu studieren, zu bestimmen, welchen Weg sie zurücklegen, um in die Nieren zu gelangen, ferner ihr Aussehen vor und nach dem Eintritt in die Nierenepithelzellen festzustellen.

Die Infektion wurde auf folgende Weise ausgeführt: Zuerst wurde den Schnecken mehrere Tage die Nahrung (mit Ausnahme des Wassers) entzogen, dann wurden die ausgeschiedenen reifen Sporen ausgebreitet, auf Karottenscheiben gestrichen und den Schnecken angeboten. Auf diese Art wurden ungefähr 20 Arion infiziert. Hierauf wurden jeden Tag 2—3 Individuen zerlegt. Die Sporozoiten findet man bis zu einem Tag nach der Infektion noch in der Darmschleife freischwimmend, wie auch noch ganze ungeöffnete Sporen; nach 1—2 Tagen findet man die Sporozoiten bei starker Infektion auch in den zur Niere führenden Gefäßen. Sie schlüpfen also im Darm aus und wandern offenbar durch die Darmwand und die Gefäße zur Niere.

IV. Agamogonie.

1. Der Sporozoit.

Der Sporozoit von *Kl. loossi* ist im Durchschnitt 18μ lang und 3μ breit, d. h. $\frac{1}{6}$ so breit wie lang; er enthält einen nicht in der Mitte, sondern in der Nähe eines Poles liegenden gestreckten Kern. Der Kern besitzt eine deutliche Membran und setzt sich meist aus randständigen Chromatinbrocken zusammen, die sich nach GIEMSA rotviolett färben, und besitzt anscheinend keinen Binnenkörper. Zwischen Kern und Körperende befindet sich — aber nicht immer — eine kleine Reservestoffvakuole; eine andere bzw. 2 große Reservestoffvakuolen liegen zwischen dem Kern und dem anderen Ende des Sporozoiten. An beiden Enden zeigt sich feinvakuolisiertes Cytoplasma, welches sich mit GIEMSA blau färbt, die Reservestoffvakuolen sind homogen und färben sich nach GIEMSA orange bis rot. Andere Färbungen zeigen aus unbekanntem Gründen nur ausnahmsweise gute Bilder, da die Reservestoffvakuolen bei HEIDENHAIN und DELAFIELD trotz der langen Differenzierung öfters den Farbstoff festhalten, so daß der ganze Sporozoit vollkommen schwarz bzw. tiefblau erscheint, wie Taf. 13 Fig. 18 zeigt. Färbung mit 1proz. DELAFIELD-Lösung ist in dieser Beziehung etwas brauchbarer. Solche homogene Reservestoffvakuolen sind beim Sporozoiten von *Kl. helicina* nicht vorhanden.

Abb. 1 zeigt Gestalt, Lage und Morphologie der Sporozoiten in einer Spore. Es gibt in den Sporozoiten entweder zwischen den Reservestoffvakuolen oder hie und da um den Kern, dessen Länge

3,5 μ und dessen Breite 2 μ beträgt, einige Einschlußkörnchen, die sich mit GIEMSA blau färben. Diese Gruppierung um den Kern vergrößert sein Aussehen bei flüchtiger Betrachtung. Die chemische Natur der Einschlüsse wird zusammenfassend in einem besonderen Absatz unten besprochen.

NAVILLE beschreibt die Sporozoiten bei *Kl. helicina* mit einem runden, in der Mitte liegenden Kern, 10—11 μ lang, 5 μ breit. Auch DEBAISIEUX gibt fast die gleichen Maße an. Nach NAVILLE wäre der Kern ohne Binnenkörper, was ich bestätigen kann, nach DEBAISIEUX dagegen mit einem Binnenkörper versehen.

Die natürlichen Infektionen scheinen in der Regel mit sehr geringen Sporenmengen zu erfolgen. Schon NAVILLE betont die Seltenheit der Sporozoiten von *Kl. helicina* in den Nieren der *Helix*-Arten; ähnlich war es bei *Kl. loossi*, denn man findet zu Beginn des Frühlings äußerst selten Sporozoiten in den Nieren. Demgegenüber haben die starken Infektionen mit Merozoiten, Gamonten und anderen Formen, die man in der vorgeschrittenen Jahreszeit antrifft, nichts Auffallendes, denn es hat sich herausgestellt, daß bei *Kl. loossi* (wie bereits oben erwähnt)



Abb. 1. 4 Sporozoiten eines Sporoblasten, GIEMSA, Vergr. 1200 \times .

4 verschiedene Merozoitengenerationen je zu etwa 20 Individuen entstehen und die Oocysten 32—36 Sporen erzeugen; folglich könnten aus einer einzigen Spore nach der Formel $\frac{a \cdot M^b \cdot c}{2} = x^1$) ungefähr 10 000 000 Sporen hervorgehen, falls während der Entwicklung keine Merozoiten zugrunde gehen.

Die Unterschiede der Sporozoiten der verschiedenen Arten ergeben sich aus nachstehender Übersicht:

Sporozoit	<i>Kl. loossi</i>	<i>Kl. helicina</i>	<i>Kl. soror</i> nach SCHNEIDER
Länge	18—19 μ	11—12 μ	7,5 μ
Breite	2,75—3 μ	3,5—4 μ	1,5 μ
Kerngestalt	gestreckt	rund	unbekannt
Kerngröße	3,5 \times 2 μ	2,5 \times 2,5 μ	"
Lage des Kerns	in der Nähe eines Poles	Mitte	Mitte
Reservestoffvakuolen	2—3	keine	keine

¹⁾ a = Anzahl der Sporozoiten in einer Spore. — M = Durchschnitt der Merozoitenzahl im Bündel. — b = Zahl der Merozoitengenerationen. — c = Zahl der Sporen in der Oocyste. — $\frac{1}{2}$ = Aus einem Mikrogameten u. einem Makrogameten entsteht eine Zygote. — x = Anzahl der Sporen.

Trifft man die Sporozoiten in den Nieren noch vor ihrem Eintritt in die Nierenepithelzellen, dann zeigen sie genau die gleiche Gestalt und Kernstellung wie in den Sporen; nach Eintritt in die Wirtszelle ändert der Sporozoit langsam sein Aussehen. Bei *Kl. loossi* nimmt der Sporozoit in der Breite etwas zu, ehe er seine Länge verkürzt, dann beginnt er sich zu runden; währenddessen wandert sein Kern zur Mitte und rundet sich ebenfalls ab (Abb. 2 a, Pr.). Hand

in Hand mit dieser Abrundung und Kernwanderung nehmen die Reservestoffvakuolen allmählich ab, bis sie vollkommen aufgebraucht sind. Durch diesen Vorgang hat der Sporozoit sein ursprüngliches Aussehen vollkommen geändert und ist nun zum Schizonten I. Ordnung geworden, den ich infolge dieser morphologischen Veränderung als Protoschizonten bezeichne. Gleich darnach wandert der Kern des Protoschizonten zur Oberfläche und teilt sich mitotisch in 2 Teile (Abb. 2 b). Auf die Kernteilungsvorgänge gehe ich später ein. NAVILLE behauptet bei *Kl. helicina*, daß der Sporozoit nach seinem Eintritt in die Epithelzelle nicht wächst, sondern sich sofort abrundet; DEBAISIEUX dagegen erwähnt, daß er in der Breite etwas zunimmt, wie ich es auch bei *Kl. loossi* beobachten konnte.

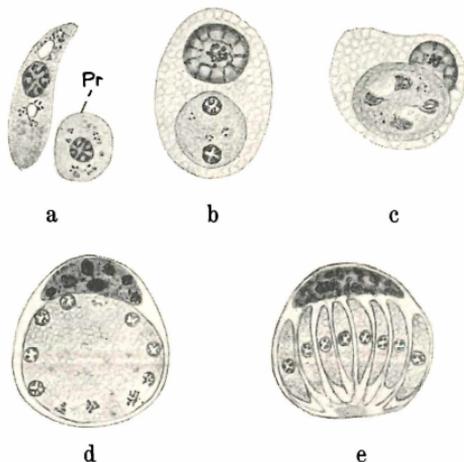


Abb. 2. Bildung der Protoschizonten und der Protomerozoiten, Schnitt, DELAFIELD, Vergr. 1200×. a Übergang der Sporozoiten in Protoschizonten (Pr. = Protoschizont oder Schizont I. Ordnung. b zweikerniger Protoschizont in der Wirtszelle. c Zweite Kernteilung des Protoschizonten. d 1 mehrkerniger Protoschizont unter dem hypertrophierten Wirtszellkern. e Bildung der Merozoiten I. Ordnung = Protomerozoiten.

2. Merozoitenbildung.

Wir wollen nun die Vermehrung des Protoschizonten verfolgen. Innerhalb einiger Tage wächst dieser Schizont, seine Kerne teilen sich sukzessive mitotisch, bis sie die Zahl 20—22 erreichen, wie die Abb. 2 c—e zeigt; dann bilden sich die Merozoiten I. Ordnung. Während der wiederholten Teilung der Kerne ändert sich das Cytoplasma des Schizonten nicht, es treten nur einige Körnchen hervor, die sich mit HEIDENHAIN schwarz und mit GIEMSA blau färben

Während der Kernteilung sieht man öfter 4 Chromosomen in jedem Kern, dagegen keine Binnenkörper; in den Ruhepausen ist eine Kernmembran deutlich wahrnehmbar. Bei der Bildung der Merozoiten I. Ordnung bleibt ein Restkörper zurück, der an einem Pol des Merozoitenbündels gelegen ist. Die Merozoiten wachsen noch etwas heran, wobei der Restkörper teilweise aufgebraucht wird; sie erreichen, ehe sie sich trennen, eine Länge von durchschnittlich $8,5\mu$ bei einer Breite von etwas weniger als 2μ . Abb. 2e zeigt diesen Vorgang deutlich. Ihre Kerne sind rund, liegen in der Mitte und besitzen keine Binnenkörper; der Kerndurchmesser ist ungefähr $1,75\mu$. Es lassen sich leicht 4 kleine Chromosomen nachweisen, deren Gestalt aber wegen ihrer geringen Größe schwer zu bestimmen

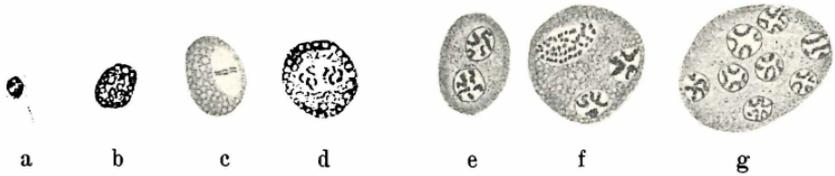


Abb. 3. Bildung des Schizonten II. Ordnung, DELAFIELD, Vergr. $1200\times$. a Merozoit I. Ordnung, rundet sich ab und bildet den 1kernigen Schizonten II. Ordnung. b 1kerniger Schizont II. Ordnung. c Anaphase der ersten Teilung des Schizonten II. Ordnung. d Metaphase des 1kernigen Schizonten II. Ordnung. e 2kerniger Schizont II. Ordnung. f Zweite Kernteilung des Schizonten II. Ordnung. g Mehrkerniger Schizont II. Ordnung.

ist. Diese Merozoiten lösen sich von ihrem Bündel, bewegen sich gleitend mit Knickung und Streckung und dringen (in der Ein- oder Mehrzahl) in die Nierenepithelzellen ein (Abb. 3a). Dann runden sie sich ab (Abb. 3b), der Kern wandert zur Oberfläche und teilt sich mitotisch, wodurch die Schizonten II. Ordnung gebildet werden. Hierbei wird die Mitose leichter als bei den Merozoiten I. Ordnung sichtbar. Bei Abb. 3c sieht man deutlich die Anaphase der ersten Kernteilung mit achromatischen Fasern und Tochterplatten. Abb. 3d zeigt die hufeisenförmigen Chromosomen beim Ende der Metaphase, Abb. 3e stellt einen solchen Schizonten mit 2 Kernen dar. Dann wächst der Schizont und die Kerne teilen sich. Abb. 3f zeigt die Schizontengröße bei der zweiten Teilung, Abb. 3g zeigt einen solchen Schizonten mit 8 Kernen. Die Kerne dieser Schizonten sind rund, besitzen eine deutliche Membran und 4 Chromosomen in der Ruhepause. Sie teilen sich wieder, bis sie die Zahl von ungefähr 20—24 erreichen (Abb. 4a), dann bilden sich die Merozoiten II. Ordnung. Diese wachsen auch etwas heran, wobei der Restkörper manchmal

nicht sichtbar wird, und erreichen im Bündel eine Größe von $16 \times 3 \mu$. Ihre Kerne sind rund und liegen fast in der Mitte, der Kerndurchmesser beträgt 2μ , wie Abb. 4c zeigt. Jetzt trennen sich diese Merozoiten, dringen in die Nierenepithelzellen ein (Abb. 5a), runden sich ab und nehmen an Größe stark zu, wodurch die Schizonten III. Ordnung gebildet werden. Der Kern wandert zur Oberfläche und teilt sich mitotisch, wie Abb. 5b zeigt. Abb. 5c stellt einen solchen Schizonten mit 2 Kernen, Abb. 5d einen mit 7 Kernen dar, wobei der Kern oben rechts am Anfang der Telophase ist. Im Gegensatz zu den feinen Vakuolen der

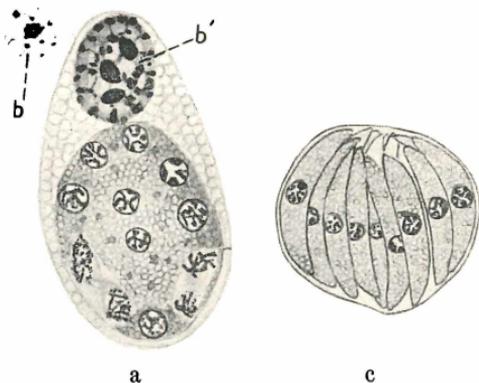


Abb. 4. Bildung der Merozoiten II. Ordnung, HEIDENHAIN, Vergr. 1200 \times . a Mehrkerniger Schizont II. Ordnung in einer Wirtszelle, mit 2 Kernen in Teilung bei der Telophase, mit gedrehten Spindeln. b Normaler Wirtszellkern. b' Hypertrophierter Wirtszellkern. c Merozoitenbündel II. Ordnung.



Abb. 5. Bildung des Schizonten und der Merozoiten III. Ordnung, DELAFIELD, Vergr. 1200 \times . a Merozoit II. Ordnung, rundet sich ab und bildet den 1kernigen Schizonten III. Ordnung. b 1kerniger Schizont III. Ordnung, dessen Kern in Teilung ist. c 2kerniger Schizont III. Ordnung. d Mehrkerniger Schizont III. Ordnung. e Merozoitenbündel III. Ordnung mit einem kleinen Restkörper.

Schizonten I. und II. Ordnung erscheint das Cytoplasma der Schizonten III. Ordnung viel gröber vakuolisiert. Bei der Teilung der Kerne wächst der Schizont immer, die Kerne sind rund. Dann erfolgt in der eben beschriebenen Weise die Bildung der Merozoiten III. Ordnung; diese Merozoiten sind sehr groß ($23 \times 4 \mu$) und be-

sitzen im Gegensatz zu den Merozoiten I. und II. Ordnung einen langgestreckten Kern, der ungefähr 6μ in der Länge bei einer Breite von 3μ mißt, wie Abb. 5 e zeigt. Nun trennen sich die Merozoiten III. Ordnung und dringen in die Nierenzellen ein (Abb. 6 a), runden sich und bilden die Schizonten IV. Ordnung. Der Kern wandert an die Oberfläche und teilt sich mitotisch, wobei die Kerne nach der ersten Teilung sichtlich an Größe abnehmen (Abb. 6 b); auch die Vakuolengröße nimmt etwas ab, bleibt aber ähnlich jener der Schizonten III. Ordnung (Abb. 6 c). Dann bilden sich die Merozoiten IV. Ordnung (Abb. 6 d). Diese sind $12,5 \times 2,5\mu$ groß und besitzen einen runden Kern, dessen Durch-

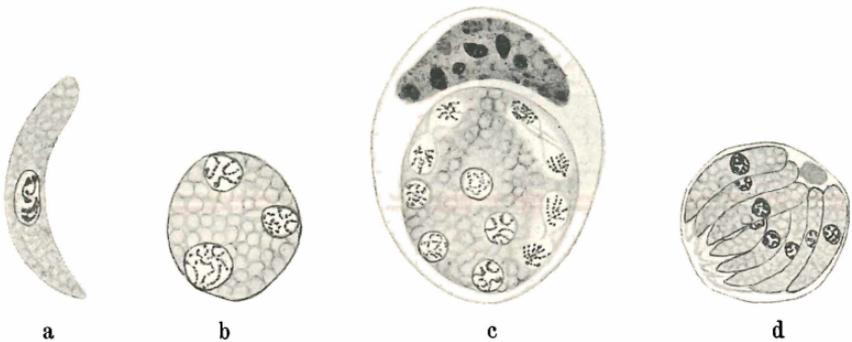


Abb. 6. Bildung der Schizonten und Merozoiten IV. Ordnung = Telomerozoiten, HEIDENHAIN, Vergr. 1200 \times . a Merozoit III. Ordnung. b 3 kerniger Schizont IV. Ordnung. c Mehrkerniger Schizont IV. Ordnung. d Merozoitenbündel IV. Ordnung = Telomerozoiten.

messer ungefähr 2μ beträgt. Die Vakuolen der Merozoiten III. und IV. Ordnung sind im Durchschnitt zweimal so groß, wie jene der Merozoiten I. und II. Ordnung. Diese Vakuolenverhältnisse erwiesen sich bei den verschiedenen Fixierungsmitteln als stabiles Merkmal. Die Kerne aller Schizonten verhalten sich oft heterochron, so daß sie verschiedene Teilungsphasen zeigen. Bemerkenswert ist bei den Schizonten von *Kl. loossi* das deutliche Hervortreten der achromatischen Fasern der Kernteilungsspindel, welche bekanntlich bei den meisten Coccidien erst in der Sporontenteilung zutage treten (Abb. 3, 4 und 5). Alle agamen Teilungen sind also echte Mitosen, da der Teilungsapparat fast immer sichtbar und die Zahl der Chromosomen konstant ist.

NAVILLE unterscheidet bei *Kl. helicina* zweierlei Arten von Schizonten. Die ersten mit kleinen Kernen, welche aus einem Sporozoiten hervorgehen, die zweiten mit größeren Kernen, von einem

Merozoiten herstammend. Ich konnte auch bei *Kl. helicina* 3 Schizonten verschiedener Generationen unterscheiden, deren Merozoiten eine Größe von $10,5 \times 4 \mu$, $15 \times 6 \mu$ und $25 \times 4,5 \mu$ zeigten; die letzteren besitzen einen langgestreckten Kern, dessen Größe $8 \times 4 \mu$ beträgt. Eine vierte Generation dürfte auch bei dieser Art in ähnlicher Größe wie die erste vorhanden sein. Durch diese Größenangaben sieht man, daß die Längenmaße der verschiedenen Merozoitengenerationen bei *Kl. helicina* und *Kl. loossi* fast ähnlich sind, während die Breitenmaße bei *Kl. loossi* immer viel geringer sind, als jene von *Kl. helicina*. Wie bereits oben erwähnt, zeigen auch die Breitenmaße der Sporozysten beider Arten diese Eigentümlichkeit.

Früher nahm man an, daß die Bildung der Merozoiten ganz allgemein bei den Coccidien fast unbegrenzt durch viele Generationen erfolgen könnte; eine feste Grenze fehlte bei den älteren Autoren, sogar die Rückbildung der Gameten zu Merozoiten wurde bei der Malaria angenommen; daher findet man in der Literatur vieles über den chronischen Verlauf mancher Coccidieninfektionen erwähnt. Durch einige Veröffentlichungen modernerer Autoren hat es sich aber herausgestellt, daß der Lebenszyklus vieler Coccidien genetisch begrenzt und bestimmt ist, so daß jede Phase und jede Generation dieser untersuchten Arten ihre von der Natur aus bestimmte Nachkommenschaft und Zahl nicht überschreiten kann; ja sogar wird durch verschiedene Umstände (Widerstandskraft des Wirtes, ungünstige Temperaturbedingungen usw.) diese definitive Zahl kaum erreicht.

Schon SCHELLACK (1913) beschreibt in seiner Arbeit über *Adelina dimitiata* 6 verschiedene Schizontenformen, ohne einen etwaigen Zusammenhang mit verschiedenen Generationen zu erörtern. PHISALIX (1933) fand 3 Formen der Schizogonie bei *Cyclospora viperae*. ROUDA-BUSH (1937) stellte die Zahl der Merozoitengenerationen bei *Eimeria nieschulzi* mit 4 und bei *E. separata* und *E. miyairii* mit 3 fest. YARWOOD (1937) gibt die Zahl der verschiedenen Merozoitengenerationen bei *Adelina cryptocerci* mit 3 an; sie lehnt sich an MOROFFS Ausführungen bei *Adel. zonula* (1906), wobei er 3 verschiedene Arten von Merozoiten beobachtet hatte; der erste Merozoit bei *Adel. zonula* ist nach MOROFF $15-20 \mu$, der zweite $22-24 \mu$ und der dritte $12-15 \mu$ lang. Die zweiten Merozoiten bilden angeblich nach Auffassung MOROFFS Macrogameten, wogegen die dritten die Microgametocyten bilden.

Bei *Kl. loossi* gehen die Gametocyten aus den Merozoiten IV. Ordnung hervor. Ein morphologischer Unterschied zwischen den männ-

liche und weibliche Geschlechtsformen liefernden Schizonten ist nicht vorhanden. Auch die Merozoiten sind noch nicht morphologisch unterscheidbar.

Bei allen Merozoiten dieser beschriebenen Arten findet man, daß die Geschlechtsformen nicht von den großen Merozoiten stammen; diese Tatsache wurde zuerst von REICHENOW (1910 und 1921) in seinen Arbeiten über Haemogregarinen und *Karyolysus* erkannt und gewürdigt, so daß die Angaben MOROFFS wonach bei *Adel. zonula* die großen (zweiten) Merozoiten Macrogameten und die kleinen (dritten) Microgametocyten bilden, zweifelhaft erscheinen und der Nachprüfung bedürfen. Die Merozoiten, welche MOROFF bei *Kl. vitrina* beschreibt, ähneln den großen Merozoiten von *Kl. helicina*. MOROFF unterscheidet weiter Merozoiten mit und solche ohne Binnenkörper und führt dies auf Geschlechtsverschiedenheiten zurück. Weder bei *Kl. loossi* noch bei *Kl. helicina* wurden von mir gleichgroße Merozoiten mit und ohne Binnenkörper beobachtet, überhaupt zeigten alle Merozoitengenerationen der beiden Arten keinen Binnenkörper.

Wiederholt ist bei Coccidien ein Geschlechtsunterschied in den Stadien der Schizogonie beschrieben worden; Nachuntersuchungen ergaben aber die Haltlosigkeit dieser Deutung. Die erste derartige Annahme (SIEDLECKI, 1898), wobei er Geschlechtsdimorphismus bei den Merozoiten von *Adelea ovata* unterschied, wurde von SCHELLACK und REICHENOW (1913) widerlegt, denn sie zeigten bei ihrer Untersuchung, daß die von SCHAUDINN und SIEDLECKI untersuchten Lithobien eine Doppelinfektion mit *Adelea ovata* und *Barrouxia schneideri* aufwiesen. SCHAUDINN (1901) gab einen Geschlechtsdimorphismus bei den Merozoiten von *Cyclospora caryolytica* an, der überzeugend wirkte. Eine Widerlegung der Annahme SCHAUDINNS wurde jüngst von TANABE (1938) erbracht. Dieser untersuchte 26 Maulwürfe und konnte bei ihnen das gleichzeitige Vorkommen der *Cyclospora caryolytica* und zweier *Eimeria*-Arten (*E. scapani* und eine von TANABE neu entdeckte, noch nicht benannte Art) feststellen. TANABE meint, daß die von SCHAUDINN bei *Cyclospora caryolytica* als männlich gedeuteten Merozoiten sehr den Merozoiten von *E. scapani* und die von SCHAUDINN als weiblich gedeuteten Merozoiten sehr den Merozoiten von *Eimeria* n. sp. ähneln, also lag offenbar bei den von SCHAUDINN untersuchten Maulwürfen eine dreifache Infektion von drei verschiedenen Coccidien-Arten vor.

Neuerdings veröffentlichten RAY und DASGUPTA (1937) eine Arbeit über eine neue *Eimeria*-Art (*Eimeria najae*); bemerkenswert an der Beschreibung dieser Art ist, daß die Autoren zwei ver-

schiedene Formen der Schizogonie beobachteten, die sie als Geschlechtsverschiedenheiten ansprechen. Diese Angabe bedarf wohl der Nachprüfung.

Obwohl *Kl. loossi* sowie auch *Eimeria nieschulzi* (wie bereits erwähnt) 4 verschiedene Merozoitengenerationen (und wahrscheinlich *Adelina dimidiata* 6 Generationen) erzeugen, lassen sich diese Merozoiten im Grunde genommen in 3 Gruppen einreihen. Auch die Merozoitengenerationen der anderen Arten fallen unter diese 3 bestimmten Gruppen, die des Verständnisses und der Kürze halber verschiedene Benennungen erfordern: 1. Gruppe, die Protomerozoiten sind die ersten Merozoiten, bestehen bei jedem Coccid aus einer einzigen Generation und stammen unmittelbar vom Protoschizonten,

2. Gruppe, die Eumerozoiten stammen von den Protomerozoiten und bestehen aus einer oder mehreren Generationen. In diese Gruppe werden die Merozoiten II. Ordnung von *Eimeria separata*, *E. miyairii* und *Adelina cryptocerci*, weiter die Merozoiten II. und III. Ordnung von *Kl. loossi* und *Eimeria nieschulzi*, sowie auch die Merozoiten II., III., IV. und V. Ordnung von *Adelina dimidiata* eingereiht.

3. Gruppe, die Telomerozoiten sind die letzten Merozoiten, bestehen aus einer einzigen Generation und verwandeln sich direkt in Gametocyten.

V. Gamogonie.

a) Entwicklung der Macrogameten.

Wie oben erwähnt, ist es mir bei *Kl. loossi* nicht gelungen, Telomerozoiten, die sich zu Microgametocyten und solche, die sich zu Macrogameten entwickeln, morphologisch zu unterscheiden. Es zeigte sich nur, daß die Entstehung der Macrogameten viel früher geschieht als jene der Microgametocyten, d. h. ein Teil der Teloschizonten reift früher als der andere und bildet die Macrogameten, während der andere Teil seine Reife langsamer vollzieht und später Telomerozoiten bildet, die sich zu Microgametocyten entwickeln (Taf. 13 Fig. 4 und 5). Die zuerst gereiften Telomerozoiten trennen sich von ihrem Bündel und dringen (in der Ein- oder Mehrzahl) in die Wirtszellen ein (Abb. 7 a). Dann nehmen sie in der Breite etwas zu, ihre Kerne vergrößern sich und die Chromosomen lösen sich auf, so daß man kleine chromatische, sich mit GIEMSA rot färbende Körnchen im ganzen Kernraum verteilt sieht. Darnach erscheinen

kleine achromatische Körnchen, die sich nach GIEMSA blau färben; diese wandern zur Kernmitte, verklumpen und bilden einen Binnenkörper (Abb. 7b). Dadurch ist der kleine Macrogamet gebildet, welcher sich vom Telomerozoiten durch seine größere Breite und seinen mit einem Binnenkörper versehenen größeren Kern unterscheidet. Der Macrogamet rundet sich ab, sein Durchmesser ist ungefähr $7,5\mu$ und sein Kern nimmt an Größe etwas zu (Abb. 7c). Dann wächst der Macrogamet und sein Binnenkörper vakuolisiert sich (Abb. 7d). Mit zunehmendem Wachstum beginnt die Binnenkörpervermehrung durch Neubildung zu erfolgen. Vermehrung der

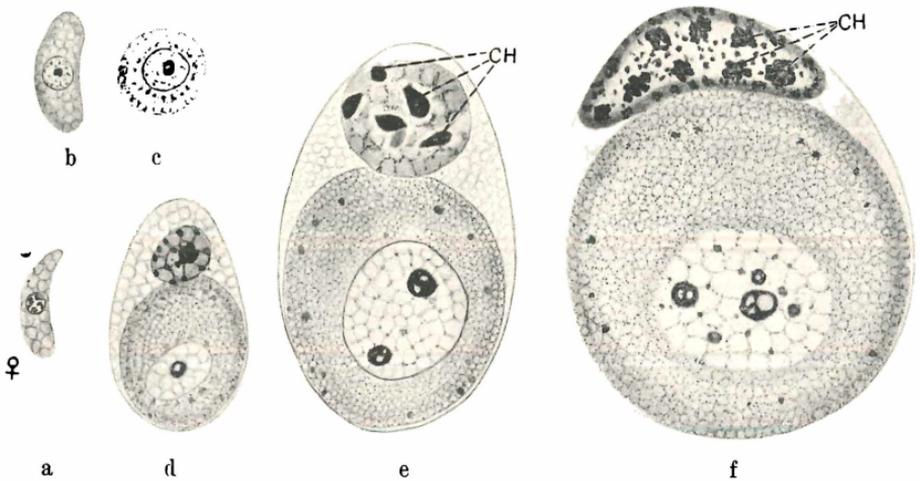


Abb. 7. Bildung der Macrogameten, HEIDENHAIN, Vergr. 1200 \times . a Weiblicher Telomerozoit. b Jüngst entstandener Macrogamet. c Kleiner runder Macrogamet. d Etwas größerer Macrogamet mit vakuolisiertem Binnenkörper in einer Wirtszelle. Wirtszellkern noch nicht hypertrophiert. e Macrogamet mit 2 Binnenkörpern in Wirtszelle, Wirtszellkern ist hypertrophiert, sein Chromatin ist verklumpt (CH). f Macrogamet vor der Reife mit mehreren Binnenkörpern. Wirtszellkern ist wie bei e.

Binnenkörper durch amitotische Teilung, wie es MOROFF bei *Kl. vitrina* beschrieb, wurde nie beobachtet. Im allgemeinen werden nur 3 Binnenkörper gebildet, hie und da — aber selten — sieht man mehr als 3 Binnenkörper (Abb. 7f). Der Kern hat eine deutliche Membran.

Im Gegensatz zu den Microgametocyten nehmen die Macrogameten an Größe bedeutend zu und sind im Durchschnitt bei ihrer Reife $50\text{--}60\mu$ groß. Bei *Kl. helicina* sind sie noch größer (bis 100μ). Das Plasma hat vakuoläre Struktur und wird durch Ablagerung von Reservestoffen stark granuliert, so daß diese öfter bei den Ausstrichpräparaten und DELAFIELDScher Färbung den Kern vollkommen ver-

decken. Es ist dies der einzige Nachteil bei der DELAFIELDSchen im Vergleich zur HEIDENHAINschen Färbung. Dieser Nachteil macht sich bei den Schnitten nicht bemerkbar. Die Vakuolen der Macrogameten und jene der Microgametocyten sind beinahe gleich groß; wenn auch DEBAISIEUX und NAVILLE betonen, daß die Vakuolen von *Kl. helicina* bei den Microgametocyten viel kleiner sind als jene der Macrogameten, so führe ich dies auf die Verwechslung der Microgametocyten mit Sporoblasten, welche die oben genannten Autoren begangen haben, zurück, was ich unten noch besprechen werde. Ich konnte dies auch durch Nachprüfung bei *Kl. helicina* einwandfrei feststellen. Der kleine Macrogamet bei *Kl. loossi* bildet zuerst einige Granula um den Kern; wenn er wächst, sammeln diese sich peripher. Bei weiterem Wachstum werden sie verbraucht. Wenn aber eine Größe von ungefähr 35μ erreicht ist, bilden sich die Granula von neuem im ganzen Cytoplasma, so daß die Kerne der Macrogameten durch sie verdeckt werden. DEBAISIEUX gibt an, die Natur dieser Granula bei *Kl. helicina* wäre Volutin. Weder bei *Kl. loossi* noch bei *Kl. helicina* konnte ich im Macrogameten Volutin nachweisen. Auch Häufchen von Pigment, welche aus dem Volutin entstehen sollen und angeblich vor der Befruchtung ausgestoßen werden, wie es DEBAISIEUX beschrieb, wurden von mir weder bei *Kl. loossi* noch bei *Kl. helicina* beobachtet. Tatsächlich findet man in manchen *Klossia*-Exemplaren ein goldgelbes Pigment, welches aber nicht von *Klossia* stammt, denn immer wenn das Pigment bei *Klossia* vorhanden ist, ist es auch in den Nierenzellen nachweisbar. Auch die Nierenzellen mancher uninfizierter *Arion*-, *Limax*- und *Helix*-Arten beherbergen dasselbe goldgelbe Pigment. Seine Bildung dürfte daher auf den Genuß gewisser Nahrungsmittel zurückzuführen sein, da es nach Fütterung mit Karotten und Pfifferlingen stets zu finden war.

Vor der Befruchtung lösen sich die Binnenkörper auf, ihre Auflösung geht nicht gleichzeitig, sondern nacheinander vor sich. Währenddessen wandert der Kern von der Mitte zu einem Pol, bis er den Pol erreicht, sind die Binnenkörper vollkommen verschwunden; merkwürdigerweise erscheint der Kern in diesem Zustande bei GIEMSA-Färbung viel mehr rötlich als gewöhnlich, vielleicht ändert sich durch das Auflösen der Binnenkörper das p_H der Kernsubstanz. Die Binnenkörper, welche sich mit GIEMSA blau färben und mit FEULGEN keine positive Reaktion geben, weisen verschiedene kleine Vakuolen auf.

Bei dem halberwachsenen Macrogameten, wo noch sein Kern in der Mitte liegt, soll sich bei *Kl. helicina* eine Spalte bilden, die bis

zum Kern reicht; DEBAISIEUX behauptet, daß diese Spalte immer vorhanden sei, dagegen will sie NAVILLE äußerst selten gesehen haben; SIEDLECKI (1907) beschreibt bei *Caryotropha mesnili* ein ähnliches Phänomen; aber bei *Klossia* dient diese Spalte nicht zum Eintritt des Microgameten wie bei *Caryotropha*, auch dient sie bei *Klossia* nicht zum Wandern des Kernes zur Peripherie. Trotz eifrigen Suchens habe ich weder bei *Kl. loossi* noch bei *Kl. helicina* diese Spalte finden können, auch nicht in Schnitten. Manchmal glaubte ich im Zupfpräparat solche Spalten zu sehen, aber beim richtigen Einstellen zeigte sich das Vorhandensein zweier Macrogameten, die aneinander gepreßt in einer Zelle gewachsen waren, wobei ein Kern schon zur Peripherie gewandert war. Hie und da sah ich in mangelhaft fixierten Präparaten, wo auch Risse in den Wirtszellen vorhanden waren, solche Spalten, die selbstverständlich nur als Kunstprodukt zu werten sind.

Bezüglich der Größe der reifen Macrogameten beobachtete ich, daß dieselbe von April bis Mitte Juni 55—65 μ betrug, dagegen ab Juli etwas kleiner war, was wohl durch die ungleichen Temperatureinflüsse zu erklären ist, wie es REYER (1937 b) bei den Coccidien durch seine *Barrouxia*-Versuche an den Cysten experimentell bewiesen hat. Obzwar die Macrogametengröße bei *Kl. loossi* keine große Variabilität zeigt, schwankt sie doch beinahe zwischen 15—20 Proz. Für diese Variabilität kommen folgende Faktoren in Erwägung: 1. Einfluß der Temperatur, wie von mir beobachtet und oben erwähnt, 2. Ernährungszustand des Wirtes. Hungerversuche an den verschiedenen mit *Kl. helicina* behafteten *Helix*-Arten ergaben nach 4—5 Tagen völligen Verbrauch der Reservestoffe mit Hemmung der Wachstums- und Entwicklungsgeschwindigkeit; nach ungefähr 2 bis 3 Wochen entstand hierbei völlige Degeneration von *Kl. helicina*. 3. Individualfaktor sowie Rassenunterschiede, wie sie bei den Ciliaten ausreichend studiert sind, werden vielleicht auch eine Rolle spielen, aber bei der mir bekannten Literatur über Coccidien fehlen derartige Angaben.

Nachstehende Übersicht zeigt die Unterschiede der erwachsenen Macrogameten der verschiedenen Arten:

Macrogamet	<i>Kl. loossi</i>	<i>Kl. helicina</i>	<i>Kl. soror</i>
Länge	50—60 μ	80—100 μ	40 μ
Breite	40—55 μ	60—70 μ	unbekannt
Kern-Cytoplasmaverhältnis	größer als $\frac{1}{3}$ — $\frac{1}{2}$	$\frac{1}{4}$ — $\frac{1}{3}$	$\frac{1}{4}$

b) Entwicklung der Microgametocyten.

In vielen meiner Spätfrühlingspräparate fand ich gruppenweise Macrogameten ähnlicher Größe und daneben zerstreut Teloschizonten (s. Microphotogramm 4—5), deren Entwicklung zu Microgametocyten im Sommer geschah, was ich genau verfolgen konnte. Um diese Zeit konnte man öfter solche Formen finden, wie sie in Abb. 9 dargestellt sind. Dadurch zeigten sich die Kernstrukturen der Macrogameten und Microgametocyten nicht übereinstimmend, weil der Microgametocyt weder bei *Kl. loossi* noch bei *Kl. helicina* einen Binnenkörper besitzt.

Die sich normal entwickelnden Microgametocyten bei *Kl. loossi*, welche aus den später gereiften Telomerozoiten stammen, verlassen ihr Bündel (Abb. 8a), legen sich an die Macrogameten, wenn diese

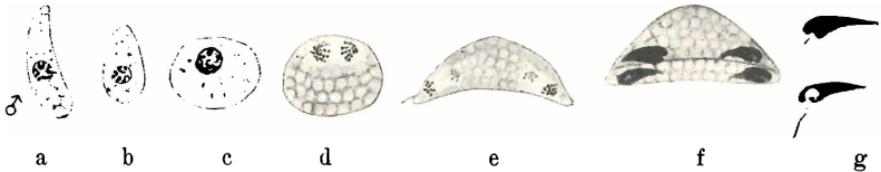


Abb. 8. Bildung der Microgametocyten und Microgameten, HEIDENHAIN, Vergr. 1200 \times . a Männlicher Telomerozoit. b Übergang des männlichen Telomerozoiten in den Microgametocyt. c 1 kerniger Microgametocyt. d Erste Teilung des Microgametocyten. e Zweite Teilung des Microgametocyten. f Bildung der Microgameten. g Freie Microgameten.

bereits $\frac{3}{4}$ ihrer Größe erreicht haben, und entwickeln sich in dieser Lage weiter (Abb. 9). Der Längsdurchmesser nimmt ab, während der Querdurchmesser zunimmt (Abb. 8b), dadurch erscheinen sie oval bis rund. Dann nehmen sie etwas an Größe zu und erreichen 10 μ im Durchmesser (Abb. 8c). Ihr Plasma bleibt fast unverändert klar und ihre Vakuolen sind größer als jene der Sporoblasten. Der Kern wandert zur Peripherie (Abb. 8d) während dieser Wanderung lagern sie Reservestoffe ab. Der Kern teilt sich mitotisch und gleich danach verliert der Microgametocyt seine runde Form und flacht sich ab (Abb. 8e). Die Kerne wandern an die Enden und teilen sich nochmals mitotisch, wobei man deutlich 4 Chromosomen sieht. Nach der zweiten Teilung bilden die Kerne keine Membran, die Chromosomen eines jeden Kernes strecken sich in der Weise, daß ihre Enden sich gegenseitig treffen, wobei sie in der Mitte einen freien Raum lassen. Dann verklumpen die Chromosomen der 4 Kerne und bilden 4 Microgameten. Ähnliche Verhältnisse wurden bei *Kl. helicina* von mir beobachtet.

LAVERAN (1898), DEBAISIEUX, NAVILLE und MOROFF beschrieben bei *Kl. helicina* bzw. *Kl. vitrina* eine Aneinanderlegung des männlichen und weiblichen Individuums beim Beginn der Gamogonie. Diese Annahme veranlaßte die oben erwähnten Autoren zu glauben, daß der Macrogamet und der Microgametocyt einen deutlichen Binnenkörper besitzen. Eine Aneinanderlegung beider Geschlechter beim

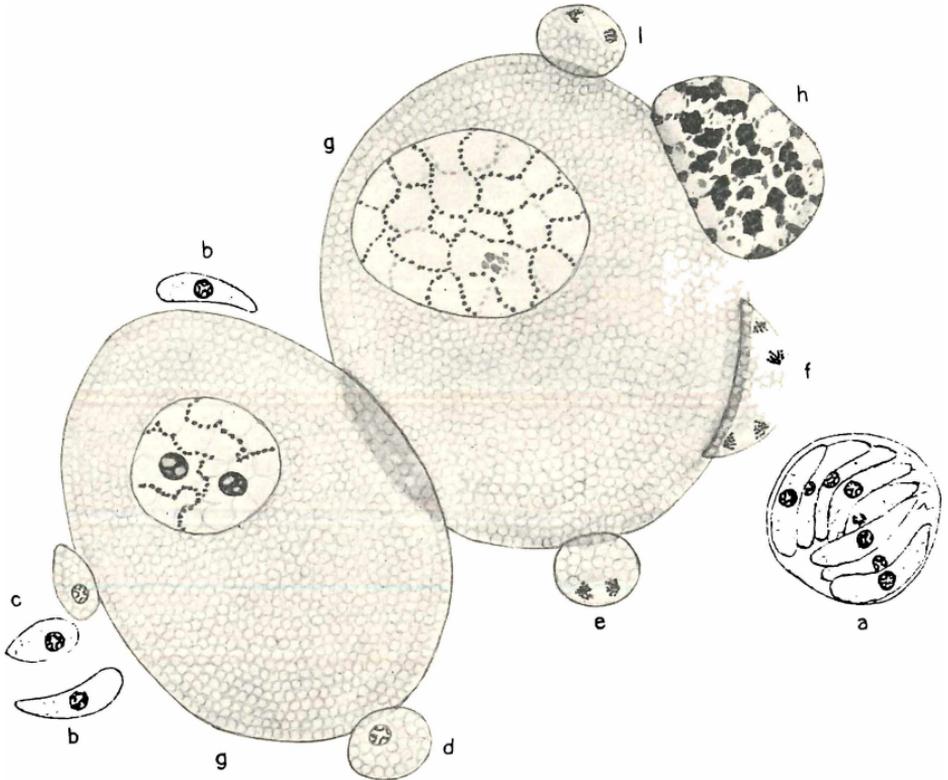


Abb. 9. Entstehung und Anlegung der Microgametocyten an die Macrogameten sowie weitere Entwicklung der Microgametocyten, HEIDENHAIN, Vergr. 1200 \times . a Männliches Telomerozoitenbündel. b Freie männliche Telomerozoiten. c Übergang in Microgametocyten. d 1 kerniger Microgametocyt. e Erste Kernteilung des Microgametocyten. f Zweite Teilung des Microgametocyten. g Macrogamet. h Hypertrophierter Wirtszellkern.

Beginn der Gamogonie kommt weder bei *Kl. loossi* noch bei *Kl. helicina* vor und weder der Microgametocyt von *Kl. loossi* noch jener von *Kl. helicina* besitzt einen Binnenkörper. Es gibt manchmal in verschiedenen Präparaten verschieden große Macrogameten, die nebeneinander liegen und so leicht eine Aneinanderlegung beider Geschlechter vortäuschen können. Dies veranlaßte die erwähnten Forscher, beide Geschlechter morphologisch gleich zu halten, wodurch der Grund dieser Verwechslung klar erscheint. DEBAISIEUX ver-

wechselte bei *Kl. helicina* die Microgametocyten auch mit den Sporoblasten. Man kann auch leicht die einkernigen Microgametocyten mit den einkernigen Sporoblasten verwechseln, da sie auf den ersten Blick ähnlich aussehen. DEBAISIEUX's Fig. 18, von der er angibt, es wäre die Teilung des Microgametocyten, zeigt nichts anderes als einen Sporoblasten, was unten näher aufgeklärt wird. Diese Verwechslung wurde auch von NAVILLE begangen; NAVILLE betont, daß man bei oberflächlicher Betrachtung den Microgametocyten leicht mit dem sich in Degeneration befindlichen Wirtszellkern verwechseln kann und trotzdem ist er selbst dem gleichen Irrtum verfallen, indem er bei seinen Figuren 19 u. 20 (die in Abb. 10 wiedergegeben sind) die beiden hypertrophierten Zellkerne für Microgametocyten hielt. NAVILLE beschreibt das Cytoplasma des Microgametocyten als viel homogener wie jenes des Macrogameten und gibt an, daß bei der Färbung mit Hämatoxylin jenes des Microgametocyten dunkler erscheint. Diese Beschreibung trifft jedoch für den Sporoblasten zu. So hat NAVILLE die Microgametocyten nicht nur mit Zellkernen, sondern auch mit den Sporoblasten verwechselt, und die Figuren 24 und 28 NAVILLES, bei denen er die kleinen Gebilde als Microgametocyten zeigt, sind nichts anderes als Sporoblasten vom gleichen Typ wie seine Fig. 72. Der Größenunterschied zwischen seinen Figuren beruht darauf, daß die Vergrößerung bei Fig. 24 und 28 $1075\times$ und bei Fig. 72 $2360\times$ beträgt. Es muß hier betont werden, daß nur diejenigen Präparate, die frei von Sporoblasten sind, das Studium der Microgametocyten leicht ermöglichen und eine Verwechslung mit den Sporoblasten ausschließen. Dadurch erkennen wir, daß die Kerne bei den einkernigen Sporoblasten (Abb. 12a) etwas größer sind als jene bei den einkernigen Microgametocyten (Abb. 8c), was nicht gleich auffällt, und daß das Cytoplasma der Microgametocyten gröber vakuolisiert ist als jenes der Sporoblasten. Dieser Unterschied in der Vakuolisierung ist verlässlich und tritt bei jeder Art der Fixierung in Erscheinung. Nach der ersten Teilung nehmen die Sporoblasten von *Kl. loossi* an Größe zu, was in Taf. 13 Fig. 14 u. 15 dargestellt ist; ebenso verhalten sich die Sporoblasten bei *Kl. helicina*. Auch in den Fig. 31 und 32 von DEBAISIEUX kommt dies zum Ausdruck. Dagegen bleibt der Microgametocyt bei der zweiten Teilung nie in der runden Gestalt, sondern bei beiden Arten schmiegt er sich gleich nach der ersten Teilung an den Macrogameten und nimmt Kappenform an (Abb. 8e und 9f.).

Der Microgametenkörper bei *Kl. loossi* ist $6-7\mu$ lang und hat kein sog. Rostrum. Er ist vorne abgerundet und besitzt nahe

dem Vorderende einen Raum, der sich weder mit DELAFIELD, noch mit HEIDENHAIN oder GIEMSA färbt. Aus diesem entspringen 2 Geißeln; die eine ist nach vorn gerichtet, kurz und sehr schmal und schwer zu sehen, die zweite ist lang und mindestens zweimal so groß wie der Microgametenkörper. Sie ist mit dem letzteren bis zu seiner Hinter Spitze verwachsen, von da ab ist sie frei, wie Abb. 8 g zeigt. Die Bewegung des Microgameten ist spiralförmig und zitternd.

DEBAISIEUX beschreibt die Microgameten bei *Kl. helicina* wie folgt: „Quand les quatre microgamètes sont mûrs, ils se présentent sous forme de masses ovoïdes allongées, munies d'un cil antérieur et présentant vers leur tiers antérieur une vacuole clair, fig. 20.“ NAVILLE macht nur kurze Angaben über die Bildung und Gestalt der Microgameten bei *Kl. helicina*, da er seine Untersuchung nur an Schnittpräparaten ausgeführt hat. MOROFF erwähnt in seiner Arbeit über *Kl. vitrina* mit Sicherheit, daß der Microgametocyt bloß 4 Microgameten bildet. MOROFF beschreibt die Microgameten bei *Kl. vitrina* als längliche Gebilde, vorne breit zugespitzt, nach hinten langsam sich verjüngend. An dem vorderen Ende läßt sich der Microgamet nicht färben; diese ungefärbte Partie bezeichnet er als Rostrum. Unmittelbar hinter der Spitze glaubt er oft 2 lange Geißeln wahrgenommen zu haben. MOROFF gibt für seine Zeichnungen keinen Maßstab an.

Der Microgametocyt bei *Kl. helicina* bildet nach LAVERAN und DEBAISIEUX bloß 4 Microgameten; NAVILLE dagegen behauptet, daß der Microgametocyt bis 16 Microgameten bilde. Mehrbildung als 4 Microgameten wurde von mir weder bei dem lückenlosen Material von *Kl. loossi* noch bei *Kl. helicina* beobachtet. Manchmal sieht man an einer Stelle eines Präparates viele Microgameten zusammen, die leicht ein Bild einer *Eimeria*-Art vortäuschen, doch beruht dies darauf, daß manchmal 3—4 Microgametocyten einem Macrogameten angeschmiegt sind; oft reifen sie gleichzeitig und erzeugen so 12 bzw. 16 Microgameten; Taf. 13 Fig. 9 zeigt diesen Zustand, jedoch in einem späteren Stadium, da sich hierbei der Macrogamet schon in eine Oocyste verwandelt hat und die 3 Microgametocyten-Restkörper noch erhalten sind.

Vom Anfang an bis zur Ausbildung der Microgameten haben die Microgametocyten nicht nur die Kernstruktur und Kerngröße, sondern auch die Struktur des Cytoplasmas der Telomerozoiten beibehalten (Abb. 9 a—f). Im Verlaufe der Umwandlung der Telomerozoiten in Microgametocyten sind die Macrogameten zur Reife gelangt, ihr Kern ist inzwischen zu einem Pol gewandert; dann werden sie

befruchtet. Die Entwicklung der Microgametocyten ist also nach dem Vorhergesagten abhängig vom Wachstumszustand der Macrogameten. Die großen Macrogameten erzeugen wohl Stoffe, welche die Reifung der männlichen Teloschizonten beeinflussen; dadurch wird eine vorzeitige Entstehung der Microgametocyten, die unzweckmäßig wäre, vermieden. Dies lehren deutlich und klar nur diejenigen Fälle, bei denen die Infektion in einer kurzen Periode geschah; dagegen bei den Fällen, wo die Infektion in einer längeren Periode erfolgte (was man als doppelte und mehrfache Infektion bezeichnet), würde es durch die vielen verschiedenen vorhandenen Stadien wohl schwer — vielleicht sogar unmöglich — sein, die Erkenntnis dieser Tatsache zu verstehen.

VI. Die Beeinflussung der Nierenzellen durch *Klossia*.

NAVILLE gibt an, daß der Wirtszellkern bei der Schizogonie von *Klossia* im Gegensatz zu manchen Coccidien, wie *Eimeria tropidonoti* u. a., nicht hypertrophiere. Er sagt wörtlich auf p. 445: „Pendant la schizogonie, la cellule-hôte ne semble presque pas réagir vis-à-vis du parasite. Le noyau reste normal et ne se distingue pas des autres noyaux épithéliaux.“ Diese Annahme trifft nicht zu, wie meine Abb. 2 d, 2 e, 4 a und 6 c, sowie Taf. 13 Fig. 2 und 3 zeigen. In Abb. 2 e ist eine Zelle mit einem Merozoitenbündel I. Ordnung, in Abb. 4 a eine solche mit einem Schizonten II. Ordnung dargestellt. Sie zeigen deutliche Hypertrophie des Wirtszellkernes. Merkwürdigerweise schließt sich WURMBACH (1935) der Auffassung NAVILLES an. Nach ihm soll der Wirtszellkern bloß bei Infektion mit Gameten wuchern.

Die Wirtszelle gestaltet sich zu einer Riesenzelle, wodurch den Bedürfnissen der zu bedeutender Größe heranwachsenden Parasiten an Raum und Nahrung dauernd Genüge geleistet wird. Während das Wirtszellplasma nur wenig an Menge zugenommen hat, ist der Wirtszellkern enorm gewuchert. Später degeneriert er bald, nachdem der Parasit sein Wachstum abgeschlossen hat. Das Chromatin verklumpt dabei zu größeren Stücken, die später verschmelzen. In diesem Zustande können die verklumpten Chromatinstücke des hypertrophierten Wirtszellkernes leicht das Bild von Microgameten vortäuschen. Dieser Zustand beeinflußte NAVILLE, in manchen Fällen den hypertrophierten Wirtszellkern für den Microgametocyten zu halten und dadurch kam er zu der irrigen Annahme, daß der Microgametocyt mehr als 4 Macrogameten (bis zu 16) bilden könne. Eine Stütze für diese Annahme sieht er in einem von ihm beobachteten

Bild (siehe Fig. 40), wo 7 Microgameten einen Macrogameten umschwärmen. Solche Bilder sind jedoch aus der Tatsache erklärlich, daß nicht selten mehr als ein Microgametocyt einem Macrogameten ansitzt.

Eine Verwechslung der hypertrophierten Wirtszellkerne mit den Microgametocyten ist leicht möglich, besonders wenn man nur Präparate vor sich hat, die mit HEIDENHAIN gefärbt sind. Für die Unterscheidung zwischen Microgametocyten und hypertrophierten Wirtszellkernen bei der Gattung *Klossia* sind besonders 2 Färbungsmittel geeignet, nämlich die GIEMSA-Färbung, mit welcher die hypertrophierten Wirtszellkerne sich im ganzen rotviolett färben, im Gegensatz zu den Microgametocyten, deren Cytoplasma sich blau und deren Kerne sich rot färben, und die BAUERSche Modifikation der FEULGEN-Färbung, wobei das Cytoplasma der Microgametocyten durch den schwachen Paraglykogengehalt bei *Kl. loossi* sich schwachrosa färbt, während die hypertrophierten Wirtszellkerne vollkommen ungefärbt bleiben. Bei *Kl. helicina* ist der Sachverhalt ähnlich, jedoch durch den stärkeren Paraglykogengehalt erscheint der Microgametocyt nach BAUER rotviolett. Auch bei der verdünnten (1 proz.) DELAFIELDSchen Färbung ist manchmal ein färberischer Unterschied erkennbar, indem der hypertrophierte Wirtszellkern blau erscheint, während der Microgametocyt sowie der Macrogamet rötlichviolett sind. Die Möglichkeit einer Verwechslung wird noch dadurch vergrößert, daß der hypertrophierte Wirtszellkern sich ähnlich wie der Microgametocyt dem Macrogameten kappenförmig anschmiegt, wobei sein Chromatin verklumpt und dadurch Microgameten vortäuschen kann. Der Umstand, daß die Microgametocytanlagen sich erst dem stark herangewachsenen Macrogameten anlegen und daher an vielen Macrogameten noch vermißt werden, trägt noch weiter zu einem solchen Irrtum bei.

In den Fig. 19 u. 20 von NAVILLE ist ein solcher als Microgametocyt gedeuteter Wirtszellkern zu sehen. Ein ähnliches Bild zeigen meine Abb. 7e u. 7f, die je einen Macrogameten unter dem hypertrophierten Wirtszellkern darstellen. Wie man sieht, zeigen die großen Chromatinbrocken eine gewisse Ähnlichkeit mit in Bildung begriffenen Microgameten.

VII. Die sog. intermediäre Phase.

NAVILLE glaubt im Lebenszyklus der *Klossia* eine für die Coccidientwicklung neue Phase entdeckt zu haben, die er zwischen Agamogonie und Gamontenbildung einreicht. Er mißt dieser Phase eine große Bedeutung bei. Er stützt sich hierbei auf die Arbeit von

REICH (1913) über die Entwicklung von *Eimeria stiedae*, wobei REICH angenommen hat, daß bei der letzten Schizogonie jedes Merozoitenbündel aus 4 Individuen besteht, welche später zu geißeltragenden Flagellaten werden. Diese Zwischenformen entwickeln sich angeblich zu den Gametocyten. Diese Annahme REICHS ist nicht zutreffend und wurde von den meisten Autoren abgelehnt (siehe REICHENOW im „Handbuch der Pathogenen Protozoen“ Bd. III, p. 1146, und WENYON „Protozoology“ 1926, p. 836). Da REICH hauptsächlich die Entwicklungsstadien im Darne des Kaninchen beschreibt, handelt es sich nicht um *Eimeria stiedae*, sondern um die Arten *E. magna* und *perforans*, vermutlich in Mischinfektion. Die beiden Autoren, welche später diese Arten eingehend untersucht haben (WAWORUNTU, 1924 und PÉRARD, 1924, 1925 a u. b) fanden keine geißeltragenden Stadien. Offenbar handelt es sich bei den nur in einem Kaninchen gesehenen Formen um gleichzeitig vorhandene Darmflagellaten. NAVILLE glaubt bei *Kl. helicina* ähnliche Zwischenformen, allerdings ohne Geißeln, gefunden zu haben und vermutet, daß man bei allen Coccidien solche auffinden wird. NAVILLE nimmt an, daß die Geschlechtsdifferenzierung nicht im voraus bestimmt ist, sondern daß ein- und dasselbe Individuum dieser sog. intermediären Phase über eine labile Potenz verfügt. So können von den 4 Elementen, die in dieser Phase durch 2 aufeinanderfolgende Zweiteilungen entstehen sollen, 2 weibliche, die anderen 2 männliche Individuen werden; oder eines davon wird zu einem Macrogameten, die 3 anderen zu Microgametocyten; oder nur 2 davon können zu Geschlechtsformen werden, einer zum Macrogameten und einer zum Microgametocyten, während die 2 anderen verkümmern und zugrunde gehen. Die letzteren bezeichnet er als Satelliten. Diese zunächst hypothetische Schlußfolgerung aus den von ihm beobachteten Bildern hat NAVILLE in seinem 4 Jahre später erschienenen Buch „Les Sporozoaires“ (1931) als Tatsache dargestellt, ohne weiteres Beweismaterial erbracht zu haben. Die bei anderen Adeleideen auftretende bipolare Gruppierung der Merozoitenbündel hat er gleichfalls als Ausdruck der Geschlechtsdifferenzierung angenommen. Hierdurch beeinflusst, hat neuerdings auch YARWOOD (1937) bei den bipolare Stellung zeigenden Telomerozoitenbündeln von *Adelina cryptocerci* je eine Polgruppe für weiblich bzw. männlich differenzierte Merozoiten gehalten.

Bei den als intermediäre Phase von *Kl. helicina* gedeuteten Bildern von NAVILLE (die hier in Abb. 10 auf die Hälfte reduziert wiedergegeben sind) handelt es sich durchwegs um 2 oder 4 zufällig in einer Zelle zusammenliegende Individuen gleicher oder ver-

schiedener Natur. So stellt seine Fig. 13, welche ein Zweizellenstadium im Begriff der 2. Zerteilung zeigen soll, 2 Schizonten bei der ersten Kernteilung dar. Das Bild des einen ähnelt sehr meiner

Abb. 5 b von einem einkernigen Schizonten III. Ordnung bei *Kl. loossi*. NAVILLES Fig. 14, bei welcher 3 Individuen dargestellt sind, die er als 2 Microgametocyten und 1 zwischen beiden liegenden Macrogameten deutet, setzt sich aus 3 Macrogameten verschiedener Größe zusammen. Seine Fig. 17, welche die Entstehung eines Macrogameten und dreier Microgametocyten zeigen soll, besteht aus einem herangewachsenen und 3 jungen Macrogameten. Daß auch die letzteren Macrogameten sind, geht aus dem Vorhandensein der großen Binnenkörper hervor; denn, wie bereits beschrieben, sind die Kerne der Microgametocyten binnenkörperlos. Fig. 18 soll 2 Macrogameten und 2 Satelliten zeigen. Hier liegen 2 herangewachsene und 2 junge Macrogameten beisammen. Auch die schon erwähnten Fig. 19 u. 20 von NAVILLE werden von

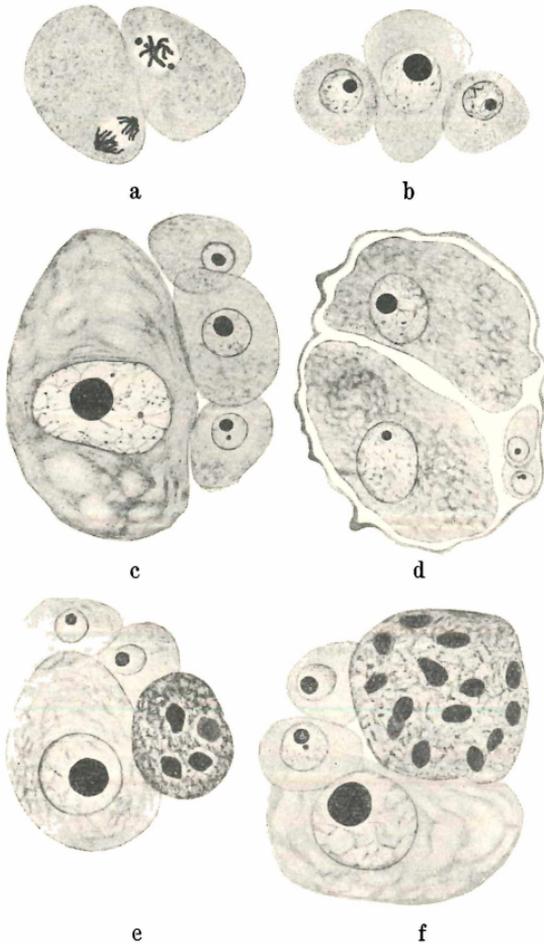


Abb. 10. Reproduktion der Figuren von NAVILLE (Arch. Protistenkunde 57, 1927). Bei den Fig. 13, 14, 17, 19 und 20 ist die Vergr. bei der Reproduktion $1180\times$ bei Fig. 18 $537\times$. a = NAVILLE's Fig. 13. Phase intermédiaire: divisions de deux formes jumelles nées vraisemblablement d'un seul mérozoïte. b = NAVILLE's Fig. 14. Phase intermédiaire: trois parasites issus d'un seul mérozoïte. c = NAVILLE's Fig. 17. Phase intermédiaire: quatre éléments issus d'un mérozoïte. d = NAVILLE's Fig. 18. Phase intermédiaire: quatre éléments issus d'un mérozoïte. e = NAVILLE's Fig. 19. Quatre éléments issus d'un mérozoïte: un macrogamétocyte, un microgamétocyte et deux éléments auxiliaires. f = NAVILLE's Fig. 20. Analogue à la figure 19.

ihm für die intermediäre Phase in Anspruch genommen. Bei beiden Figuren liegen neben dem großen Macrogameten und dem irrtümlich als Microgametocyt gedeuteten Wirtszellkern noch 2 junge Macrogameten, die NAVILLE als „Satelliten“ aufgefaßt hat.

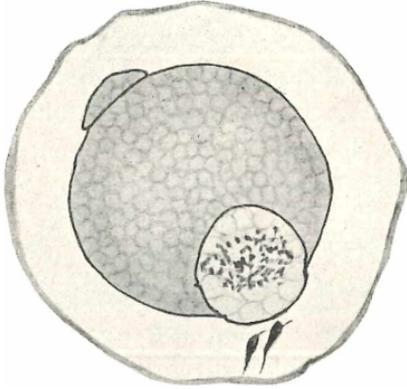
Somit ergibt sich, daß die Bilder der sog. intermediären Phase einerseits auf Verwechslung zwischen den Microgametocyten und den hypertrophierten Wirtszellkernen, andererseits auf willkürliche Deutung der kleinen in Gruppen liegenden Macrogameten verschiedener Größe zurückzuführen sind. Daß die Ausbildung der männlichen und weiblichen Geschlechtsformen in ganz anderer Weise vor sich geht, habe ich bereits oben dargestellt.

VIII. Die Befruchtung.

Mit dem Wachstum des Macrogameten in der Wirtszelle wird das Cytoplasma der letzteren ausgeweitet und schließlich auf eine schmale periphere Zone beschränkt. Es scheint sich noch besonders zu verfestigen und umgibt schließlich die beiden Geschlechtszellen als eine dicke Membran. Taf. 13 Fig. 5 zeigt diese dicke Membran, ehe sich noch die Microgametocyten an den Macrogameten angelegt haben. Bei *Kl. helicina* ist diese Plasmaschicht viel dicker als bei *Kl. loossi*. Sie ist in der Fig. 53 von NAVILLE abgebildet und auch zutreffend als Wirtszellrest aufgefaßt worden. NAVILLE folgert aber aus diesem Befunde, daß eine eigene Hülle von der Oocyste nicht gebildet werde, was nicht richtig ist.

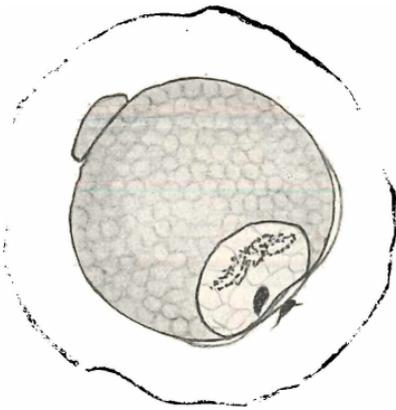
Wenn der Macrogamet ausgewachsen ist, wandert der Kern an eine Stelle der Oberfläche, die der Stelle, wo der Microgametocyt ansitzt, entgegengesetzt ist; während der Kernwanderung rundet sich der Macrogamet ab. Hand in Hand mit der Kernwanderung verschwinden allmählich die Binnenkörper. Der Kern erreicht die Peripherie und wölbt sich über die Oberfläche des Macrogameten vor (Abb. 11 a). Jetzt lösen sich die ausgebildeten Microgameten vom Microgametocyt-Restkörper und wandern zu dem über die Oberfläche vorragenden weiblichen Kern, ein Microgamet tritt in diesen ein. Der Befruchtungspol liegt also dem Kopulationspol gegenüber. Kaum ist dies geschehen, so zieht sich der weibliche Kern etwas zurück und an Stelle der bisherigen Vorwölbung entsteht eine leichte Einbuchtung (Abb. 11 b). Jetzt bildet der befruchtete Macrogamet eine zarte Hülle um sich, ehe noch die engere Verschmelzung der beiden Kerne vor sich gegangen ist. Es tritt eine leichte Schrumpfung der Zygote ein (Abb. 11 c und d), wodurch der an der Membran anliegende Microgametocyt-Restkörper von der Zygote abgehoben wird.

So entsteht zwischen dem Microgametocyten-Restkörper und der ausgeschiedenen Zygotenmembran einerseits und der Zygote andererseits ein Zwischenraum, dessen Entstehen man beim lebenden Präparat von *Kl. loossi* und *Kl. helicina* beobachten kann. Demnach ist die Annahme NAVILLES, daß die Zygote von *Klossia* keine Oocysten-hülle bilde, nicht stichhaltig. Etwas später, bei der zweiten oder dritten metagamen Teilung bildet sich noch eine zweite dünne Membran.

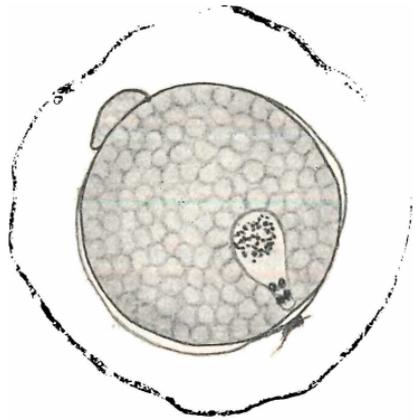


a

Kaum ist der Microgamet in den weiblichen Kern eingedrungen, so ändert sich das färberische Verhalten der Zelle. Wie schon oben erwähnt wurde, färbt sich das Cytoplasma des Macrogameten mit GIEMSA



b



c

Abb. 11a—c. Die Befruchtung, etwas schematisiert, Vergr. ungefähr 620 \times . a Macrogamet kurz vor der Befruchtung. Sein Kern ragt über die Oberfläche und liegt dem Kopulationspol gegenüber. b Eintritt des Microgameten in den weiblichen Kern und Einsinken desselben mit Beginn der Ausscheidung der ersten Zygoten-hülle. c Auflösung des Microgameten in 4 Teile, die Ausscheidung der Zygotenmembran ist vollzogen.

blau, dagegen jenes der befruchteten Zygote rötlich. Dieser Farbumschlag ist so deutlich, daß man die befruchteten Macrogameten von den unbefruchteten leicht unterscheiden kann. Schon bei schwacher Vergrößerung erscheinen die befruchteten Macrogameten mit GIEMSA als rötliche Punkte, die unbefruchteten dagegen als blaue Punkte.

Die Syncaryonspindel bildet sich in der Weise, daß der befruchtete Kern eine Weile nach der Schrumpfung beginnt, sich in die Länge zu strecken und mit seinem proximalen sich verbreiternden Teil, worin die weiblichen Chromosomen gesammelt sind, dem gegen-

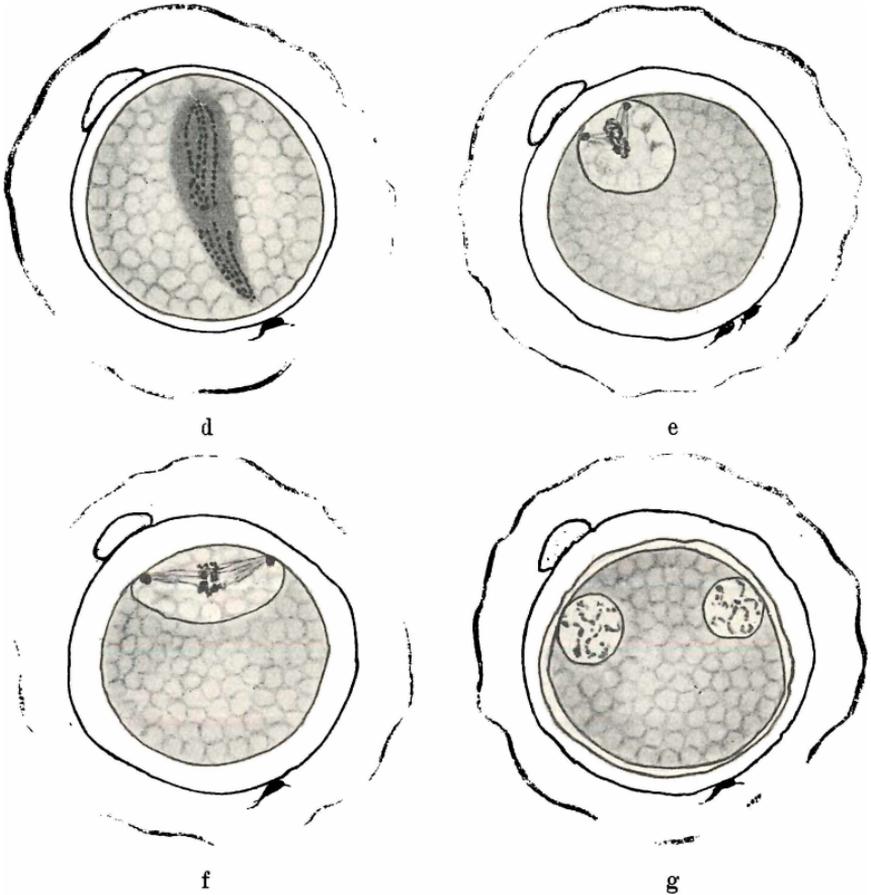


Abb. 11 d—g. Die Befruchtung, etwas schematisiert, Vergr. ungefähr 620 \times . d Bildung des Syncaryons mit Schrumpfung der Zygote. Der Microgametocyten-Restkörper sowie 1 Microgamet haften an der ersten Zygotenmembran. e Syncaryon zum Kopulationspol gewandert; Beginn der Reduktionsteilung mit 2 Centrosomen und geknickter Spindel. f Streckung der Spindel und des Kernes. g Die erste Teilung ist vollzogen, jeder der 2 neuen Kerne besitzt eine deutliche Kernmembran.

überliegenden Pol zu nähern. Während dieser Streckung löst sich der Microgamet in 4 kleine Chromatinbrocken auf (Abb. 11 c), die weiterhin zu fädigen Chromosomen werden; die Kernmembran wird bei der Streckung unsichtbar (Abb. 11 d). Die Farbe der Spindel wird dunkler, die sehr gedehnten und dünnen männlichen und weiblichen Chromosomen sind schmal und lang geworden, wie Abb. 12 a

zeigt. Hand in Hand mit der Syncaryonspindelstreckung vergrößern sich die Cytoplasmavakuolen durch Speicherung von Reservestoffen; die Vakuolen der Zygote sind also viel größer als jene der unbefruchteten Macrogameten. Dann folgt eine Zusammenziehung der

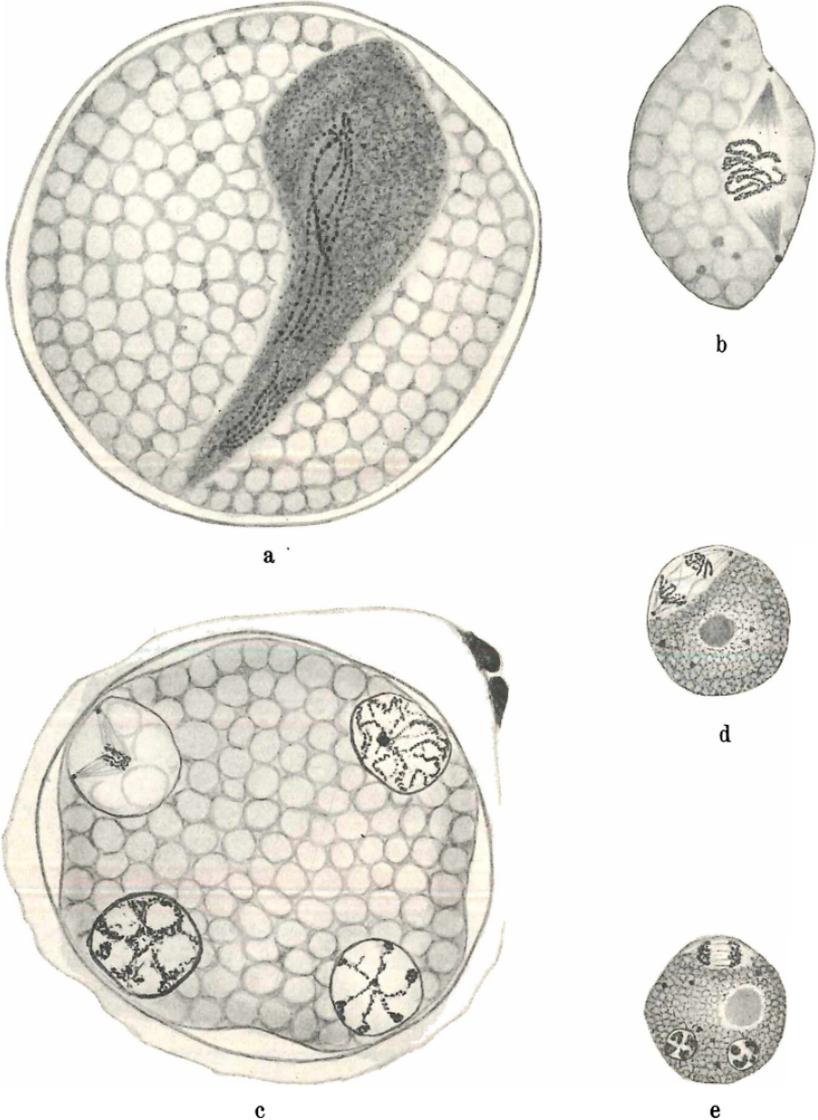


Abb. 12. a—c gefärbt mit HEIDENHAIN, Vergr. 1200 \times . a Syncaryon mit getrennten Chromosomenfäden, oben die weiblichen, unten die männlichen. b Reduktionsteilung des Zygotenkernes. c Ein 4 kerniger Sporont, Anaphase des oberen linken Kernes. Die Bildung der zweiten Zygotenmembran ist vollzogen, an der ersten Zygotenmembran liegen 2 Microgameten. d und e Teilung der Sporoblastenkerne mit deutlichem Teilungsapparat. Beide besitzen je eine Reservestoffvakuole. DELA FIELD, Vergr. 1200 \times .

gestreckten Syncaryonspindel in der Weise, daß die Spitze samt den in ihr vorhandenen männlichen Chromosomen zu dem gegenüberliegenden breiten Ende wandert. Nach der nunmehr wieder, und zwar am Kopulationspol, erfolgten Abrundung des Kernes legen sich die Chromosomen paarweise aneinander und werden miteinander verflochten. Es folgt eine Verkürzung der Chromosomen, wobei sich der Kern aufhellt und eine Kernmembran wieder sichtbar wird. Die Chromosomenzahl in dieser Phase ist sehr schwer zu bestimmen; es scheint aber, daß jedes Chromosomenpaar zu einem Stück verflochten ist, da ich öfter in diesem Stadium 4 enganeinanderliegende Chromosomenpaare verschiedener Gestalt und Größe zählen konnte.

IX. Die metagamen Teilungen.

Die scheinbar 4 Chromosomenpaare strecken sich wieder und bilden einen Knäuel. Währenddessen erscheinen kleine nicht chromatinhaltige Brocken; es folgt die Bildung einer Spindel mit 2 deutlichen Centrosomen (Abb. 12 b und 11 e). Beachtenswert ist die Stellung dieser Centrosomen, die nicht, wie bei *Aggregata eberthi*, außerhalb der Kernmembran, sondern direkt im Innern des Kernraumes an der Kernmembran liegen. Die Chromosomen liegen in der Mitte, die Spindellänge ist ungefähr 20 μ , ihre Breite 7 μ . In diesem Stadium ist die Kernmembran noch deutlich zu sehen, die Spindel nimmt nun einen Teil des Kernraumes ein, die Chromosomen ragen zum Teil über die Grenzfasern der Spindel hervor (Abb. 12 b). In der Metaphase sind wieder je 4 Chromosomen nachweisbar. Jetzt verlängert sich die Spindel (Abb. 11 f), während die Chromosomen in entgegengesetzter Richtung wandern; allmählich geht die Kernmembran verloren und die beiden Hälften der Spindel drehen sich in entgegengesetzter Richtung, so daß sich die Spindelfasern überkreuzen. Eine ähnliche Drehung beschreibt WESCHENFELDER (1938) bei der Gregarine *Actinocephalus parvus*. An der Drehungsstelle wird die Spindel bei *Kl. loossi* aufgelöst und um die je 4 Chromosomen bildet sich eine Kernmembran (Abb. 11 g). Eine solche Ruhepause in der Interphase hat NAVILLE bei *Kl. helicina* während der ersten Kernteilungen der Sporogonie nicht beobachtet. Sie tritt aber, wie Taf. 13 Fig. 6 und Abb. 12 c zeigen, zwischen allen Kernteilungen, und zwar nicht nur bei *Kl. loossi*, sondern, wie ich feststellen konnte, auch bei *Kl. helicina* auf.

NAVILLE gibt an, multiple Mitosen gesehen zu haben, und zwar in folgender Weise: In den Chromosomen der Tochtergruppen der ersten Teilung erscheint bereits ein neuer Längsspalt, so daß Telo-

phase der vorhergehenden und Prophase der nächsten Teilung ineinander übergehen. Solche multiple Teilungen habe ich bei keiner der beiden Arten beobachtet. Die folgenden Kernteilungen im Sporonten geschehen genau in derselben Weise wie die erste, die Größe der Spindel und der Kerne nimmt jedoch ab. So ist die Spindellänge bei 8 kernigen Sporonten in der Metaphase ungefähr $12\ \mu$, bei der letzten Teilung des Sporonten (32 kernig) ungefähr $7\ \mu$, ihre Breite $2,5\ \mu$. Man sieht auch jetzt noch die achromatischen Fasern der Spindel sowie die Centrosomen sehr deutlich. Trotzdem ich mir Mühe gab, ließ sich die Zahl der Spindelfasern nicht genau feststellen.

Der Formindex der Oocysten bei *Kl. loossi*, *Kl. helicina* und *Kl. soror* ist $\frac{1}{1}$, da die Breite wie die Länge gleich groß sind.

X. Bildung der Sporoblasten.

Wenn 16 oder auch etwas mehr Kerne im Sporonten gebildet sind, liegen diese unter der Oberfläche verteilt und es treten buckelförmige Vorwölbungen auf, in welche die einzelnen Kerne zu liegen kommen. Jetzt erfolgt aber noch keine Abschnürung der Sporoblasten, sondern die Kerne machen noch eine Teilung durch (Taf. 13 Fig. 7 und 8). Da diese je 2 Kerne enthaltenden Buckel in derselben Weise auch bei *Kl. helicina* auftreten, so hat dies offenbar NAVILLE zu der irr tümlichen Ansicht geführt, daß die Sporoblasten bei ihrer Bildung 2 kernig wären. Tatsächlich rücken die Kerne im Buckel vor der Sporoblastenbildung auseinander und die Abschnürung der Sporoblasten vollzieht sich einkernig.

Die Oberfläche reicht in der Regel nicht aus, daß alle Sporoblasten gleichzeitig entstehen könnten. Vielmehr werden einige Kerne beiseitegedrängt und können sich mitsamt dem zugehörigen Protoplasma erst abschnüren, wenn die ersten Sporoblasten bereits abgetrennt sind (Taf. 13 Fig. 11). Nicht immer schreiten alle Kerne des Sporonten zur Sporoblastenbildung. In diesen Fällen enthält der zurückbleibende Restkörper noch mehrere Kerne, die dann synchron mit den Kernen des Sporoblasten in weitere Teilungen eintreten können. Auf diese Weise ist dann gewissermaßen ein Riesensporoblast vorhanden, in dem aber die Entwicklung nicht normal bis zu Ende zu verlaufen scheint (Abb. 13 d). (Vielleicht schnürt sich dieser in einkernige Sporoblasten ab.) Unter den reifen Sporen findet man zwar manchmal solche mit 8 Sporozoiten, aber keine mit noch größerer Zahl.

Bei dem normalen Verlauf der Sporoblastenbildung wird häufig das ganze Protoplasma der Sporonten aufgeteilt. In anderen Fällen bleibt

ein kleiner Restkörper zurück, der sich durch den Besitz einiger mit GIEMSA sich rot färbender Körnchen auszeichnet (Taf. 13 Fig. 13). Taf. 13 Fig. 12 zeigt einen selten großen, abnormalen Restkörper. Jeder Sporoblast hat anfänglich nur einen Kern (Abb. 13 a). Es sind bei *Klossia loossi* ungefähr 32 Sporoblasten in der Oocyste zu sehen. Die Sporoblastenkerne teilen sich mitotisch, wobei — wie oben erwähnt — die Sporoblasten an Größe gewinnen (Taf. 13 Fig. 14, 15 und 16). Zugleich mit der Größenzunahme bildet sich eine homogene Reservestoffvakuole in der Mitte, welche sich mit GIEMSA orange bis rot und mit DELA-FIELD und HEIDENHAIN blau färbt (Abb. 12 d und e). Es geschieht noch eine zweite Kernteilung, dann wird eine Sporenmembran gebildet. Bei *Kl. loossi* ist die vierkernige Spore 16 μ im Durchmesser; bei *Kl. helicina* ungefähr 13 μ und besitzt keine Reservestoffvakuole.

Die Mitose beim Sporoblasten verläuft in ähnlicher Weise wie beim Sporonten, wo man öfter Spindeln mit Centrosomen sieht

(Abb. 12 d, 12 e und 13). Bei der ersten Teilung des Sporoblasten ist die Spindel ungefähr 6 μ lang und 2 μ breit in der Metaphase. Alle Spindeln strecken sich in die Länge, dann entsteht eine Drehung, wobei die Spindel in der Mitte dünner wird, dann reißt sie und die beiden Tochterkerne bilden sich und umgeben sich mit einer neuen Membran. Die Auflösung der Kernmembran geschieht zwischen Metaphase und Telophase, bei der Interphase bildet sich die Membran wieder.

Kl. loossi stellt einen haploiden Organismus dar, die Zahl von 4 Chromosomen, die in allen pro- und metagamen Teilungen auftritt, ist die haploide Zahl. Die diploide Phase ist auf die Zeit von der Befruchtung bis zur ersten metagamen Teilung beschränkt. Diese Teilung ist die Reduktionsteilung.

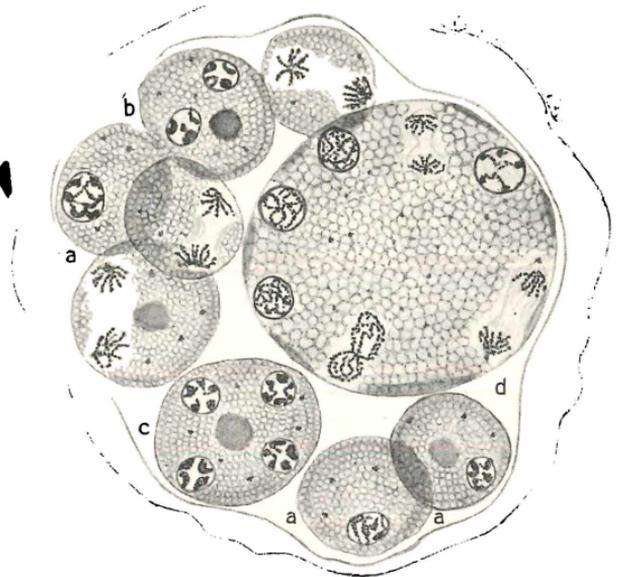


Abb. 13. Sporoblastenbildung, HEIDENHAIN, Vergr. 1200 \times . a 1 kerniger Sporoblast. b 2 kerniger Sporoblast. c 4 kerniger Sporoblast. d Riesensporoblast.

XI. Sporozitenbildung.

Der allgemeinen Ansicht nach entstehen die Sporoziten in ihrer endgültigen Größe und wachsen nicht weiter heran. Ein Wachstum der Sporoziten in der Spore wurde, soweit ich feststellen konnte, nur von WOLTERS (1891) bei *Kl. helicina* und von MOROFF (1906) bei *Adelea zonula* beschrieben. WOLTERS fand, daß die Sporoziten an der Oberfläche des Sporenhalts klein entstehen, dann langsam auf Kosten des Restkörpers, der immer in der Mitte bleibt, wachsen. Er schreibt auf p. 129—130: „Die Sporoziten liegen dem Sporophor (gemeint ist der Restkörper) auf, daß sie strahlenförmig von einem Punkt auszugehen scheinen, also rosettenförmig angeordnet sind. Der Sporophor wird durch weiteres Wachstum der Sporen immer mehr verkleinert, so daß man zuletzt nur noch ganz geringe Reste von ihm vorfindet.“ KLOSS, SCHNEIDER, LABBÉ sowie BALBIANI beschreiben die Spore von *Kl. helicina* mit einem zwischen den Sporoziten zentralliegenden Restkörper, DEBAISIEUX und NAVILLE dagegen ohne einen solchen, so daß ich längere Zeit dachte, die von NAVILLE und DEBAISIEUX beschriebene *Kl. helicina* wäre eine andere Art. Beim Studium der *Kl. helicina* konnte ich das Verschwinden des zentralliegenden Restkörpers, wie es WOLTERS beschrieben hat, beobachten.

MOROFF beschreibt die Bildung der Sporoziten bei *Adelea zonula* wie folgt: „Das Plasma zerfällt nämlich nicht in zwei Portionen mit einem Restkörper, sondern es macht den Eindruck, als ob um jeden Sporozitenkern eine kleine Partie von Plasma sich abgrenzt, die ringsherum von den Reservestoffkörnchen umlagert ist. Anfangs stellt es ein kurzes, abgeflachtes, 6—8 μ langes Gebilde dar, das allmählich zum ausgebildeten Sporoziten heranwächst. Zugunsten dieser Ansicht spricht der Umstand, daß die im Anfang sehr zahlreichen Reservestoffkörnchen sowohl an Größe als auch an Zahl stark abnehmen.“

Bei *Kl. loossi* habe ich bezüglich der Sporozitenentstehung folgende Beobachtungen gemacht: Ehe die Sporoziten entstehen, liegen die 4 Kerne im Sporoblasten peripher verteilt. In der Mitte liegt die oben beschriebene Reservestoffvakuole; dann wandern die 4 Kerne zu einem Pol (Taf. 13 Fig. 16). Währenddessen zerfällt die Reservestoffvakuole in kleine Brocken, diese sammeln sich in der Nachbarschaft der an einem Pol vereinigten 4 Kerne; dann entsteht die Trennung der Sporoziten in der Weise, daß sich die Einschnürungen des Protoplasmaleibes des Sporoblasten von dem Pol aus nach dem Innern fortsetzen und in gleichem Maße die nicht in die

Sporozoen aufgenommene Substanz allseitig peripher verdrängt wird. Auf diese Weise kommen die Sporozoen in das Innere zu liegen und sind schließlich rings von einer peripheren Zone der Restkörpersubstanz umgeben. Im Gegensatz zu dem zentralen Restkörper von *Kl. helicina*, welcher vollkommen verbraucht wird, ist also bei *Kl. loossi* ein peripher gelegener, hüllenartiger Restkörper vorhanden. Die Sporozoen, die am Anfang ihrer Entstehung ungefähr $\frac{1}{3}$ so groß sind wie die erwachsenen Sporozoen, wachsen langsam auf Kosten des peripher gelegenen Restkörpers, dessen Paraglykogengehalt allmählich fast verschwindet; doch bleiben einige Paraglykogenkörnchen im Restkörper erhalten, die noch einige Tage nach Beendigung des Wachstums der Sporozoen mit der BAUERSCHEN Methode nachzuweisen sind. Taf. 13 Fig. 18 und 19 zeigen den peripheren Restkörper noch 10 Tage nach der Ausscheidung der Sporen; in diesem erscheint das Paraglykogen mit HEIDENHAIN als dunkelgefärbte Brocken. Je ein Paar der Sporozoen dreht sich in der entgegengesetzten Richtung wie das andere Paar, so daß sie in der Regel paarweise über Kreuz angeordnet erscheinen. Die Wanderung der Kerne zu einem Pol im Sporoblasten bis zur Entstehung der Sporozoen und deren Wachstum dauert in der Natur ungefähr 7 Tage (Taf. 13 Fig. 14—19).

Die Sporen der *Klossia* reifen in den Nierenkanälchen. Sie brauchen dazu nicht, wie die vieler anderer Coccidien, in die Außenwelt zu gelangen, da ihnen der nötige Sauerstoff zur Genüge zur Verfügung steht, denn der Sauerstoffbedarf der Nieren ist physiologisch sehr groß, wie das experimentell bei vielen Tieren bewiesen ist. Ein analoges Verhalten nimmt man auch bei den Nieren der Schnecken an — obzwar dies physiologisch noch nicht bewiesen ist —, denn die zur Niere führenden Blutgefäße der Schnecken sind sehr stark entwickelt. Die Sporen sowie die Sporozoen reifen, noch umschlossen von den zwei Hüllen der Oocyste, die auch zunächst noch erhalten bleiben, wenn das umhüllende Wirtszellplasma zerstört wird und die Cysten dadurch in das Lumen der Nierenpalträume gelangen. Dann folgt das Platzen der 2 eigenen Oocystenmembranen, welches, wie ich öfter am lebenden Präparat beobachtet habe, in der Weise geschieht, daß die reifen Sporen samt den zarten Oocysten-hüllen, wenn sie mit den Flimmerepithelien in Berührung kommen, einige Sekunden gerollt werden, bis die Hüllen platzen und die Sporen auseinandergestreut werden. Dann werden sie durch die Nierenurether mit den Nierenausscheidungen in die Außenwelt befördert. Im Kot der Schnecken sind die Sporen gewöhnlich nicht

zu finden, da die Nierenausscheidung unabhängig von der Darmentleerung und sehr viel seltener als letztere erfolgt. Die Ausscheidung der Sporen von *Kl. helicina* in die Außenwelt wurde bereits von L. PFEIFFER (1891) bei von ihm in Gefangenschaft gehaltenen *Helix*-arten beobachtet.

XII. Das Verhalten der Reservestoffe.

Der einkernige Schizont bei allen Generationen von *Kl. loossi* und *Kl. helicina* besitzt weder Paraglykogen noch Volutin, denn er bildet sie beide allmählich. Dagegen zeichnen sich die mehrkernigen Schizonten aller Generationen durch den Gehalt von Paraglykogen und Volutin aus. Bei der Kernvermehrung wird das Volutin vollkommen verbraucht; das Paraglykogen wird zum Teil aufgebraucht und vor der Spaltung der Merozoiten ist es nur noch im Restkörper vorhanden (Taf. 13 Fig. 1). Während die Merozoiten im Bündel heranwachsen, wird das Paraglykogen im Restkörper allmählich weniger. Manchmal geht das Paraglykogen im Restkörper vollkommen verloren und der Restkörper wird wahrscheinlich verflüssigt, so daß man ihn nicht mehr nachweisen kann. Bei Färbung nach BAUER erscheinen die Merozoiten fast farblos und der Restkörper rötlich. Es zeigte sich, daß die Nierenepithelzellen der *Arion*-, *Limax*- und *Helix*-Arten vollkommen frei von Glykogen sind, der Reservestoff in der *Klossia* ist also ein synthetisches Produkt.

Der einkernige Microgametocyt besitzt ebenfalls weder Paraglykogen noch Volutin. Vor der Teilung bildet er beides, aber er ist bei *Kl. loossi* viel ärmer an Paraglykogen als bei *Kl. helicina*. Bei der Teilung verschwindet das Volutin vollkommen; dagegen wird das Paraglykogen nicht ganz verbraucht, ein Teil desselben bleibt an irgendeiner Stelle des Microgametocyten-Restkörpers zurück. Es verschwindet später, wenn der Restkörper zerfällt. Ähnliches Verhalten wurde oben bei der Bildung der Sporozoiten beschrieben. Die homogenen Reservestoffvakuolen beim Sporozoiten besitzen weder Volutin noch Paraglykogen.

Anders, als oben angegeben, verhalten sich die Reservestoffvakuolen des Macrogameten, weshalb ich die Beschreibung derselben verschoben habe.

DEBAISIEUX teilt die Reservestoffvakuolen beim Macrogameten von *Kl. helicina* ihrem Inhalte nach in 2 Gruppen. Nach ihm wäre der Inhalt der Vakuolen, die unmittelbar um den Kern gruppiert sind, Volutin, dagegen der Inhalt der anderen Vakuolen tierische Stärke. Er meint, daß die sich mit DELAFIELD rot-violett färbenden

Vakuolen aus Volutin beständen. Ich konnte das Vorhandensein des Volutins beim Macrogameten von *Kl. loossi* und *Kl. helicina* nie beobachten; sogar die sich mit DELAFIELD rot-violett färbenden, als Volutin angesprochenen um den Kern gruppierten Körnchen ließen sich mit der REICHENOWSchen Modifikation der FEULGEN-Färbung nie färben. Gerade diese nach DELAFIELD sich färbenden Körnchen waren mit BAUER positiv, so daß die DELAFIELDSche Färbung bei Volutin nicht sehr verläßlich erscheint. Eine Überprüfung in dieser Hinsicht, die ich bei verschiedenen Coccidien noch vorzunehmen beabsichtige, wäre vielleicht wünschenswert. Das Volutin tritt erst nach der Befruchtung in der Zygote auf. Wahrscheinlich ist der oben erwähnte Farbumschlag bei GIEMSA auf sein Vorhandensein zurückzuführen. Manche Macrogameten von *Kl. loossi* zeigten einige feine doppelbrechende Kristalle, deren Natur ich nicht feststellen konnte.

XIII. Systematik.

Aus meiner Arbeit ergibt sich, daß wir zur Zeit drei Arten der Gattung *Klossia* unterscheiden können. Die Ähnlichkeit von *Kl. loossi* mit *Kl. helicina* ist groß. *Kl. helicina* zeichnet sich durch bedeutendere Größe aus. Der Macrogamet erreicht bis 100 μ , während er bei *Kl. loossi* kaum 50—60 μ groß ist. Auch die Oocyste von *Kl. helicina* ist im Durchschnitt 75 μ groß, während sie bei *Kl. loossi* eine Größe von nur ungefähr 50 μ erreicht. Die Sporenzahl bei *Kl. loossi* überschreitet kaum 36, dagegen erreichen die Sporen von *Kl. helicina* eine Zahl von 40—60.

Die Merozoiten aller Generationen sind bei beiden Arten ähnlich lang, weichen aber bei *Kl. loossi* durch ihre schmale Gestalt von den breiteren bei *Kl. helicina* ab. Dieses Breitenverhältnis ist auch bei den Sporozoiten vorhanden. Der Sporozoit von *Kl. loossi* ist 18 μ lang und 3 μ breit; er enthält einen in der Nähe eines Poles liegenden gestreckten Kern; dagegen ist der Sporozoit von *Kl. helicina* 12 μ lang, 4,5 μ breit und besitzt einen in der Mitte liegenden fast runden Kern. Die Sporen von *Kl. helicina* sind 13 μ im Durchmesser, haben 4 Sporozoiten und besitzen bei der Ausscheidung keinen Restkörper mehr. Dagegen haben die Sporen von *Kl. loossi* einen Durchmesser von 16 μ und zeigen noch bei der Ausscheidung peripher gelegene Restkörperbrocken (Taf. 13 Fig. 18 und 19).

Klossia helicina kommt in den Nieren folgender Arten vor: *Helix hortensis*, *H. nemoralis*, *H. arbustorum*, *H. hispida*, *H. practicum*, *H. umbrosa*, *Succinea pfeifferi*, *S. gigantea*. PFEIFFER (1891) gibt an, daß

er die *Klossia*-Infektion nicht nur in den Nieren, sondern auch in der Gonade gefunden hat. Ich habe viele Gonaden untersucht, ohne sie mit *Klossia* infiziert gefunden zu haben. PFEIFFER gibt weiter an, daß bei *Helix*-Arten der Befall der Nieren mit einem „Cestoden“ die Infektion mit *Klossia* ausschließt. Ich fand, daß die mit einer *Harmostomum*-Art¹⁾ befallenen Nieren auch die Infektion mit *Kl. helicina* zeigten.

Klossia loossi kommt in der Umgebung Hamburgs in allen Arten von *Arion* und *Limax* vor, der Sitz der Infektion ist die Niere. Die Gonade bei *Arion* und *Limax* war nie mit *Klossia* infiziert. Manche Nieren waren auch mit einer anderen *Harmostomum*-Art befallen und zeigten trotzdem die Infektion mit *Kl. loossi*.

Nach Angaben A. SCHNEIDERS kommt *Kl. soror*, die viel kleiner als die oben erwähnten 2 Arten ist, bloß bei *Neritina fluviatilis* vor. Ihr Sporozoit ist $7,5 \mu$ lang und $1,5 \mu$ breit.

Neuerdings fand E. CHATTON (1937) eine *Klossia*-Art in der Mittelmeerschnecke *Loripes lacteus*, ohne Näheres darüber zu berichten. Wahrscheinlich handelt es sich hierbei um eine neue *Klossia*-Art.

Bei Durchsicht der Literatur fand ich die Angabe von CLARKE (1895), daß er bei einer *Limax*-Art in Sutherland *Kl. helicina* gefunden habe. Die von ihm gezeichneten Sporen haben merkwürdigerweise 6 mit in der Mitte liegendem Kern versehene Sporozoiten. Sie stimmen morphologisch mit den Sporozoiten von *Kl. helicina* überein, da er auch ihre Länge mit 12μ angibt. Ein Restkörper kann in der Spore vorhanden sein oder auch fehlen. In der Umgebung Hamburgs fand ich weder *Arion*- noch *Limax*-Arten mit *Kl. helicina* infiziert. Da CLARKE die Spore mit 6 Sporozoiten fand, scheint es sich um eine andere Coccidiengattung zu handeln.

XIV. Zusammenfassung.

1. Entgegen den Angaben der Lehrbücher besteht die Gattung *Klossia* nicht aus einer, sondern aus mehreren Arten; zur Zeit sind 3 Arten (*Kl. helicina*, *Kl. soror* und *Kl. loossi* nov. sp.) bekannt.

2. Die Infektion mit *Klossia* geschieht, wie experimentell bewiesen, oral durch die mit ausgeschiedenen Sporen verunreinigten Nahrungsmittel. Die Sporozoiten werden im Darmlumen frei, wandern durch das Darmepithel in die Gefäße und gelangen zur Niere, wo sich ihre ganze Entwicklung vollzieht.

¹⁾ Die richtige Bestimmung dieses Wurmes wurde von Herrn Doz. Dr. VOGEL (Vorsteher der Helminthologischen Abteilung des Tropeninstitutes in Hamburg), dem ich herzlich danke, vorgenommen.

3. Ähnlich wie bei der Untersuchung von ROUDABUSH (1937) über *Eimeria nieschulzi* hat sich beim Lebenszyklus von *Kl. loossi* gezeigt, daß 4 verschiedene Merozoiten entstehen, die 4 verschiedenen Merozoitengenerationen entsprechen. Dadurch ergab sich die Notwendigkeit, einige neue Definitionen (wie Proto- und Teloschizonten, bzw. Proto- und Telomerozoiten) einzuführen.

4. Die Unterschiede zwischen *Kl. helicina* und *Kl. loossi* sowie das Vorkommen beider Arten werden ausführlich angeführt und in der Systematik kurz zusammengefaßt.

5. Eine sog. „intermediäre Phase“, wie sie NAVILLE beim Lebenszyklus von *Kl. helicina* zwischen Agamogonie und Gamogonie angenommen und beschrieben hat und bei allen Coccidien vermutet, existiert bei *Klossia* nicht und beruht auf irrtümlichen Annahmen, wie es in der vorliegenden Arbeit näher dargestellt wird.

6. Die Annahme NAVILLES, daß die Wirtszellkerne bei der Schizogonie von *Klossia* nicht hypertrophieren, hat sich bei meiner Untersuchung nicht bestätigt. Die Wirtszellkerne hypertrophieren sowohl bei der agamen Teilung als auch bei der Gametenbildung.

7. Die von DEBAISIEUX und NAVILLE bei *Kl. helicina* beschriebene Bildung einer Spalte beim Macrogameten vor der Befruchtung, welche angeblich von der Oberfläche bis zum Kern reichen soll, erwies sich als Kunstprodukt.

8. Das goldgelbe Pigment, welches bei den Macrogameten von *Kl. helicina* und *Kl. loossi* manchmal vorkommt, stammt nicht von *Klossia*, sondern wird vom Wirt gebildet.

9. Volutinbildung kommt bei den unbefruchteten Macrogameten von *Kl. helicina* und *Kl. loossi* nicht vor, sondern diese erfolgt erst nach der Befruchtung.

10. Die Angabe NAVILLES, daß der Microgametocyt bei *Kl. helicina* bis 16 Microgameten bilden kann, erwies sich als unzutreffend und beruht auf Verwechslung des Microgametocyten mit dem hypertrophierten Wirtszellkern, dessen Chromatinbrocken verklumpen und so Microgameten vortäuschen.

11. Bei *Klossia* geschieht das Entstehen beider Geschlechter nicht gleichzeitig, sondern es entstehen zuerst die Macrogameten und erst wenn diese eine gewisse Größe erreicht haben, bilden sich die Microgametocyten. Etwas Derartiges fand ich in der Literatur über Coccidien nicht beschrieben.

12. Die Microgameten bei *Kl. loossi* besitzen 2 Geißeln.

13. Im Augenblick der Befruchtung von *Kl. loossi* und *Kl. helicina* bildet die Zygote eine dünne Membran, etwas später entsteht eine

zweite. Folglich ist die einzig dastehende Angabe NAVILLES, daß die Zygote bei *Klossia* keine eigene Membran bilde, unbegründet.

14. Die Teilung von *Kl. loossi* erwies sich als echte Mitose mit 4 Chromosomen und Teilungsapparat. *Kl. loossi* ist ein haploider Organismus. Die erste Kernteilung nach der Befruchtung ist die Reduktionsteilung.

15. Entgegen den Angaben NAVILLE'S treten bei den ersten Kernteilungen der Sporogonie von *Kl. helicina* immer Ruhepausen mit deutlichen Kernmembranen ein, die sich ebenfalls bei *Kl. loossi* zeigen; auch die sog. multiplen Mitosen, wobei angeblich die Telo- phase der vorhergehenden und die Prophase der nächsten Teilung ineinander übergehen sollen, konnten von mir bei beiden *Klossia*-Arten nie beobachtet werden.

16. Die Sporozoitien von *Kl. loossi* und *Kl. helicina* entstehen nicht in ihrer endgültigen Größe, sondern werden an einem Pol der Sporen klein gebildet (ungefähr $\frac{1}{3}$ so groß wie die erwachsenen Sporozoitien), dann wachsen sie langsam auf Kosten des Restkörpers, welcher bei *Kl. helicina* vollkommen aufgebraucht wird; bei *Kl. loossi* dagegen bleiben einige Körnchen des Restkörpers an der Peripherie der Sporen erhalten.

Literaturverzeichnis.

- BALBIANI (1883): Lecons sur les Sporozoaires, Paris.
- BAUER, H. (1933): Mikroskopisch-chemischer Nachweis von Glykogen und einigen anderen Polysacchariden. Z. mikrosk.-anat. Forschg **33**, Heft 1.
- BĚLAŘ, K. (1926 a): Der Formwechsel der Protistenkerne. Eine vergleichend-morphologische Studie. Erg. Zool **7**, 1—420.
- (1926): Zur Cytologie von *Aggregata eberthi*. Arch. Protistenkde **53**, 316.
- BÜTSCHLI, O. (1882): Protozoa, in: „Bronn's Klassen und Ordnungen des Tierreichs.“
- (1885): Bemerkungen über einen dem Glykogen verwandten Körper in den Gregarinen. Z. Biol.
- CHATTON, E. (1937): *Klossia* parasite de *Loripes lacteus*. C. r. Acad. Sci. **204**, 633.
- CLARKE, J. JACKSON (1895): Observations on Various Sporozoa. Quart. J. microsc. Sci. **37**.
- DEBAISIEUX, P. (1911): Recherches sur les Coccidies. I. *Klossia helicina* A. SCHNEIDER. La Cellule **27**, fasc. 1, 89—111.
- DOBELL, C. and JAMESON, A. P. (1915): The chromosome Cycle in *Coccidia* and Gregarines. Proc. R. Soc. (B) **89**, 83.
- DOFLEIN-REICHENOW (1929): Lehrbuch der Protozoenkunde. 5. Aufl., Jena.
- HOFFMANN, H. (1922): Über die Entwicklung der Geschlechtsorgane bei *Limax maximus*. Z. Zool **119**, Heft 4, Leipzig, W. Engelmann.

- KLOSS, H. (1855): Über Parasiten in der Niere von *Helix*. Abh. Senckenberg. naturforsch. Ges. **1**, 189—213.
- KÜNKEL (1928): Spezielle Methoden d. Tierhaltung u. Tierzucht, in: ABDERHALDEN, E., Handbuch d. biolog. Arbeitsmethoden, Abtlg. IX, **1**.
- LABBÉ, A. (1896): Recherches zoologiques, cytologiques et biologiques sur les Coccidies. Arch. Zool. expér. et génér. (Sér. 3), **4**, 517—654.
- (1899): Sporozoa. In: Das Tierreich, Lief. 5, 54.
- LAVERAN, A. (1898): Sur les modes de reproduction du *Klossia helicina*. C. r. Soc. Biol. Paris **5**, (Sér. 10), 1083—1086.
- LÉGER, L. (1898): Sur la morphologie et le développement des microgamètes des Coccidies. Arch. Zool. expér., Sér. 3, **6**.
- LUCET, A. (1913): Recherches expérimentales sur la coccidiose du lapin domestique. C. r. Acad. Sci **157**, 1091.
- MAUPAS, E. (1886): Sur les granules amylicés du cytosome des grégarines. C. r. Acad. Sci. Paris **102**.
- MOROFF, TH. (1906): Untersuchungen über Coccidien. I. *Adelea zoutula*. Arch. Protistenkunde **8**.
- (1911): Untersuchungen über Coccidien. II. *Klossia vitrina* MOR. Ibid. **23**, 51—70.
- NAVILLE, A. (1927): Recherches sur le cycle évolutif et chromosomique de *Klossia helicina* (A. SCHNEIDER). Arch. Protistenkunde **57**.
- (1931): Les Sporozoaires. Mémoires de la Société de Physique et d'Histoire naturelle de Genève **41**, fasc. 1.
- PATTEN, R. (1935): The life history of *Merocystis Kathae*. Parasitology.
- PERARD, CH. (1924): Recherches sur les coccidies et les coccidioses du lapin. Ann. Inst. Pasteur **38**, 953.
- (1925 a): Recherches sur les coccidies et coccidioses du lapin. II. Contribution à l'étude de la biologie des oocystes de coccidies. Ibid. **39**, 505.
- (1925 b): Recherches sur les coccidies et les coccidioses du lapin. III. Etude de la multiplication endogène. (Identification d'une 3. espèce de coccidie du lapin: *Eimeria magna* n. sp.). Ibid. **39**, 952.
- PFEIFFER, L. (1890/91): Protozoen als Krankheitserreger. Fischer, Jena.
- (1895): Nachtrag. Jena.
- PHISALIX (1935): *Cyclospora viperae*. Bull. Soc. Path. exot. **26**, 415.
- RAY u. DAS GUPTA (1937): *Eimeria najae*. Arch. Protistenkunde **58**, Heft 2, 275.
- REICH, F. (1912): Das Kaninchencoccid *Eimeria Stiedae*, nebst einem Beitrag zur Kenntnis von *Eimeria falciformis*. Arch. Protistenkunde **28**, 252.
- REICHENOW, E. (1910): *Haemogregarina stepanowi*. Die Entwicklungsgeschichte einer Haemogregarine. Arch. Protistenkunde **20**, 252.
- (1910): Der Zeugungskreis der *Haemogregarina stepanowi*. Sitzsber. Ges. naturforsch. Freunde, Berlin.
- (1912): Die Hämogregarinen. Handb. d. pathogenen Protozoen **2**, 602.
- (1921): Die Hämococcidien der Eidechsen. I. Teil. Entwicklungsgeschichte von *Karyolysus*. Arch. Protistenkunde **42**, Heft 2.
- (1928): Ergebnisse mit der Nuklealfärbung bei Protozoen. Ibid. **61**, 144.
- REICHENOW, E. u. A. CARINI (1937): Über *Eimeria travassosi* und die Gattung *Globidium*. Arch. Protistenkunde **88**, Heft 3.

- REYER, W. (1937 a): Biometrische Untersuchungen an Cysten von *Barrouxia schneideri* aus dem Darm von *Lithobius forficatus*. Arch. Protistenkunde 88, 431.
- (1937 b): Infektionsversuche mit *Barrouxia schneideri* an *Lithobius forficatus*, insbesondere zur Frage der Sexualität der Coccidiensporoziten. Z. Parasitenkunde 9, 478.
- ROUDABUSH, R. L. (1937): The endogenous Phases of the life Cycles of *Eimeria nieschulzi*, *E. separata* & *E. miyairii*. Coccidian Parasites of the Rat. Iowa State College Jour. of Science 11, N 2, 135—163.
- SCHAUDINN, F. (1900): Untersuchungen über den Generationswechsel der Coccidien. Zool. Jb. Abt. Anat 13, 197.
- (1901): Studien über krankheitserregende Protozoen. I. *Cyclospora caryolytica*. Arb. ksl. Gesdh.amt 18, 378.
- (1905): Neue Forschungen über die Befruchtung bei Protozoen. Verh. dtsh. Zool. Ges. 16.
- SHELLACK, C. (1913): Coccidien-Untersuchungen. II. Die Entwicklung von *Adelina dimidiata*. Arb. ksl. Gesdh.amt 45, Heft 3.
- SHELLACK, C. u. E. REICHENOW (1913): Coccidien-Untersuchungen. I. *Barrouxia schneideri*. Arb. ksl. Gesdh.amt 44, 30.
- (1915): Coccidien-Untersuchungen. III. *Adelea ovata*. Ibid. 48, 425.
- SCHNEIDER, A. (1875): Note sur la Psorospermie oviforme du Poulpe. Arch. Zool. expér. et gén. 4, Notes et Revue XL.
- (1881): Sur les Psorospermies oviformes ou Coccidies. Ibid. 399.
- SCHUBERG, A. u. A. KUNZE (1907): Über *Orcheobius herpobdellae*. Arch. Protistenkunde 9.
- SIEDLECKI, M. (1899): Etude cytologique et cycle évolutif de *Adelea ovata* Schneider. Ann. Inst. Pasteur 13, 169.
- (1902): Cycle évolutif de la *Caryotropha mesnili*. Bull. Acad. Science Cracovie 561.
- (1907): Über die Struktur und die Lebensgeschichte von *Caryotropha mesnili*. Ibid. (Sc. Math. et Natur.).
- TANABE, M. (1938): On Three Species of Coccidia of the Mole, *Mogera Wogura Coreana* Thomas, With Special Reference to the Life History of *Cyclospora Caryolytica*. The Keijo Journal of Medicine 9. Nr. 1.
- WAWORUNTU (1924): Bijdrage tot de kennis van het konijnen-coccidium. Proefschr. Veeartsenijk. Hoogesch. Utrecht.
- WEDEKIND, G. (1927): Zytologische Untersuchungen an *Barrouxia schneideri*. Z. Zellforschg u. mikr. Anat 5, 505.
- WENYON, C. M. (1926): Protozoology. London.
- WESCHENFELDER, R. (1938): Studien über *Actinocephalus parvus*. Arch. Protistenkunde 91.
- WOLTERS, M. (1891): Die Conjugation und Sporenbildung bei Gregarinen. Arch. f. mikr. Anat 37, 99—138.
- WURMBACH, H. (1935): Über die Beeinflussung des Wirtsgewebes durch *Aggregata octopiana* und *Klossia helicina*. Arch. Protistenkunde 84.
- YARWOOD, E. (1937): Life Cycle of *Adelina cryptocerci*. Parasitology 29, 370.

Tafelerklärung.

Tafel 13.

Microphotogramme von *Kl. loossi*.

Fig. 1. Merozoiten III. Ordnung mit gestrecktem Kern und Restkörper. Ausstrich, DELAFIELD, 830 \times .

Fig. 2. 2 Schizonten II. Ordnung in Wirtszellen, beim unteren ist der Wirtszellkern pyknotisch geworden. Schnitt, GIEMSA-Feucht, 1000 \times .

Fig. 3. Schizont II. Ordnung in Wirtszelle; Wirtszellkern ist hypertrophiert, rechts 2 normale Wirtszellkerne. Schnitt, GIEMSA-Feucht, 1000 \times .

Fig. 4. Viele halberwachsene Macrogameten noch ohne Microgametocyten. Die dunklen kappenförmigen Gebilde stellen hypertrophierte Wirtszellkerne dar. Schnitt, DELAFIELD, 400 \times .

Fig. 5. Einige halberwachsene Macrogameten, dazwischen unten ein Telo-schizont in Teilung. Schnitt, DELAFIELD, 700 \times .

Fig. 6. 4kerniger Sporont, seine Kerne zeigen deutliche Membranen. Schnitt, HEIDENHAIN, 850 \times .

Fig. 7. Sporont bei Buckelbildung; zweite Oocystenhülle zwischen den Buckeln sichtbar. Schnitt, HEIDENHAIN, 950 \times .

Fig. 8. Sporont mit Telophasen-Kernteilung in den Buckeln. Schnitt, GIEMSA, 1100 \times .

Fig. 9. Oocyste in Sporoblastenbildung; 3 Microgametocyten-Restkörper, auf der äußeren Oocystenmembran liegend. Ausstrich, BAUER, 1000 \times .

Fig. 10. Oocyste (umhüllt mit den 2 eigenen Membranen) mit ein- und zweikernigen Sporoblasten. Ausstrich, DELAFIELD, 1300 \times .

Fig. 11. Unregelmäßige Sporoblastenbildung. Schnitt, GIEMSA, 1000 \times .

Fig. 12. Oocyste mit Sporoblasten und einem großen Restkörper. Schnitt, GIEMSA, 900 \times .

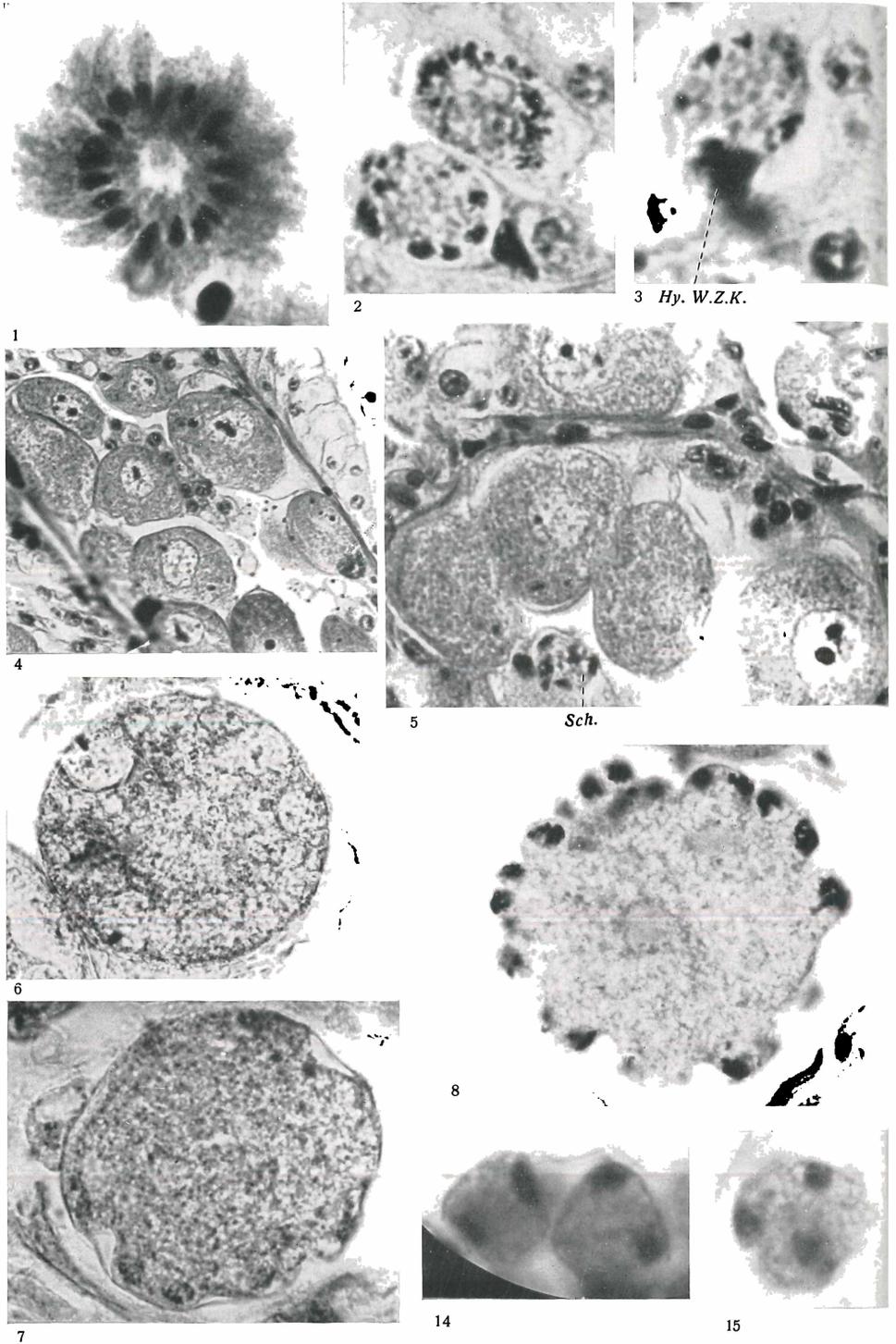
Fig. 13. Oocyste mit Sporoblasten und kleinem Restkörper. Schnitt, GIEMSA, 950 \times .

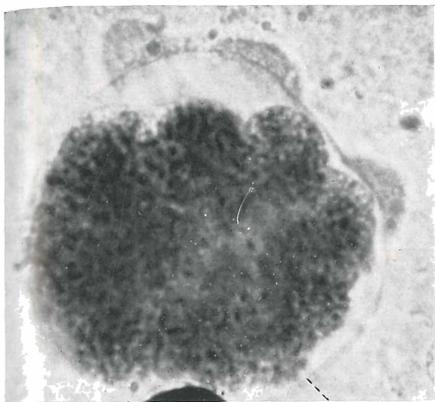
Fig. 14. 2 zweikernige Sporoblasten. Ausstrich, BAUER-HEIDENHAIN, 1400 \times .

Fig. 15. Vierkerniger Sporoblast (der 4. Kern liegt tiefer). Ausstrich, BAUER-HEIDENHAIN, 1400 \times .

Fig. 16. Wanderung der Sporoblastenkerne zu einem Pol. Ausstrich, BAUER-HEIDENHAIN, 1400 \times .

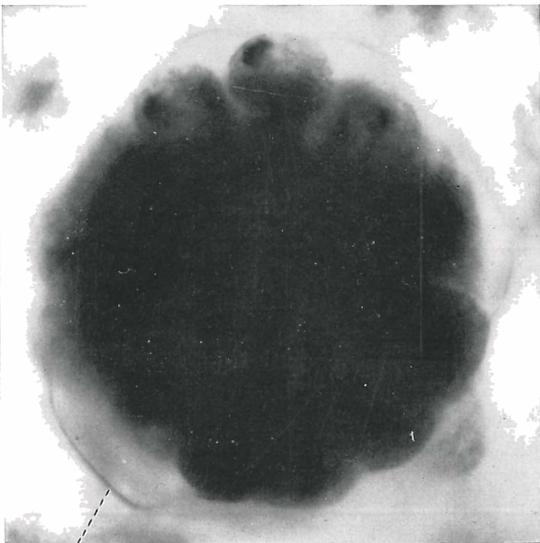
Fig. 17—19. Sporoblasten mit 4 Sporozoiten und peripheren Restkörperbrocken. 10 Tage nach der Ausscheidung. Ausstrich, HEIDENHAIN, 1450 \times .



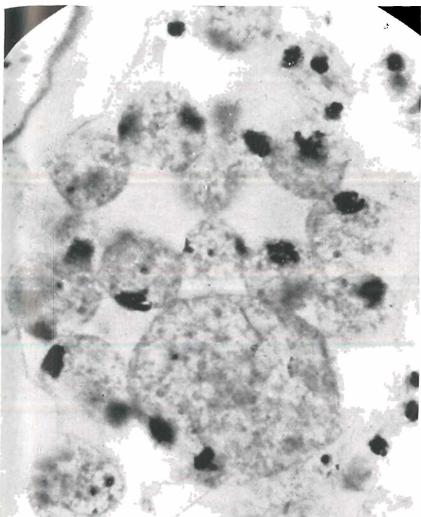


9

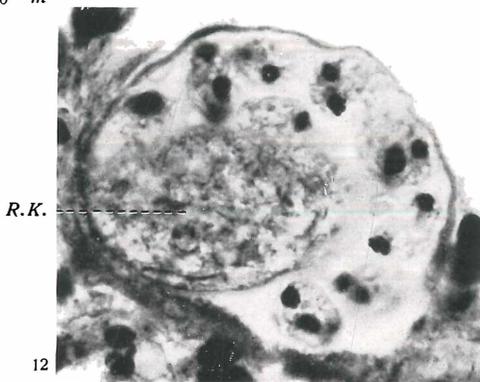
m



10 *m*



11

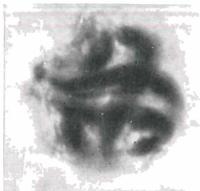


R.K.

12



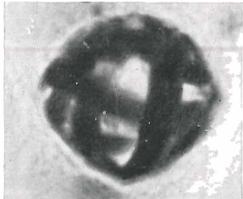
16



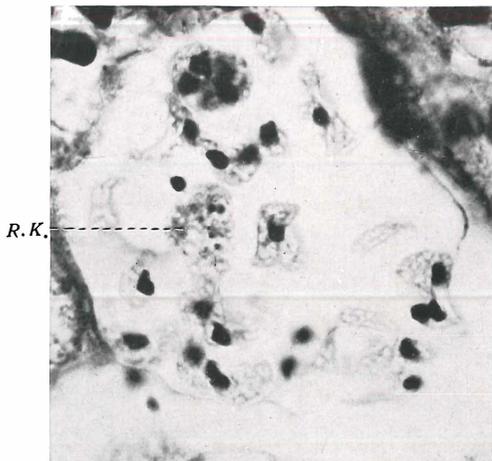
17



18



19



R.K.

13

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Archiv für Protistenkunde](#)

Jahr/Year: 1938

Band/Volume: [91_1938](#)

Autor(en)/Author(s): Nabih A.

Artikel/Article: [Studien über die Gattung Klossia und Beschreibung des Lebenszyklus von Klossia loossi \(nov. sp.\). 474-515](#)