

Archiv

für

Protistenkunde

begründet von

Dr. Fritz Schaudinn,

herausgegeben

von

Dr. M. Hartmann und **Dr. S. von Prowazek**
Berlin. Hamburg.

Fünfzehnter Band.

Mit 30 Tafeln und 14 Textfiguren.



JENA.

Verlag von Gustav Fischer

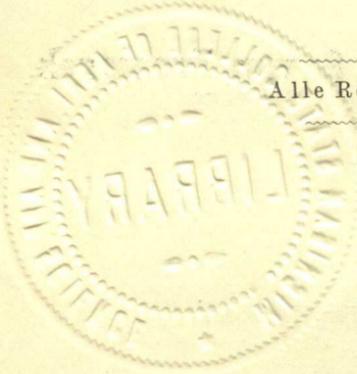
1909.

Archiv

Protistenkunde

Dr. Th. E. Schmidt

Alle Rechte vorbehalten.



Inhaltsübersicht.

Erstes und zweites Heft.

| | Seite |
|--|-------|
| NÄGLER, KURT: Entwicklungsgeschichtliche Studien über Amöben. (Mit Tafel I) | 1 |
| COMES, SALVATORE: Quelques observations sur l'hémophagie du Balanthidium entozoon EHR. en relation avec la fonction digestive du parasite. (Mit Tafel VII und 7 Textfiguren) | 53 |
| ENTZ, G. jun.: Studien über Organisation und Biologie der Tintinniden. (Mit Tafel VIII—XXI und 2 Textfiguren) | 93 |
| PORTER, ANNIE: Merogregarina amaroucis nov. gen. nov. sp., a Sporozoon from the Digestive Tract of the Ascidian, Amaroucium sp. (Mit Tafel XXII) | 227 |

Drittes Heft.

| | |
|---|-----|
| JOLLOS, VICTOR: Multiple Teilung und Reduktion bei Adelea ovata (A. SCHNEIDER). (Mit Tafel XXIII u. XXIV und 1 Textfigur) | 249 |
| ROSENBUSCH, F.: Trypanosomen-Studien. (Mit Tafel XXV—XXVII) | 263 |
| BERLINER, ERNST: Flagellaten-Studien. (Mit Tafel XXVIII u. XXIX) | 297 |
| BALDREY, F. S. H.: Versuche und Beobachtungen über die Entwicklung von Trypanosoma lewisi in der Rattenlaus Haematopinus spinulosus. (Mit 2 Textfiguren) | 326 |
| PATTON, W. S.: The Life cycle of a Species of Crithidia Parasitic in the Intestinal Tracts of Tabanus hilarius and Tabanus sp.? (Mit Tafel XXX und 2 Textfiguren) | 333 |

Nachdruck verboten.
Übersetzungsrecht vorbehalten.

(Aus dem Königl. Institut für Infektionskrankheiten.)

Flagellaten-Studien.

Von

Ernst Berliner.

(Hierzu Tafel XXVIII u. XXIX.)

Inhalt.

| | Seite |
|---|-------|
| I. Einleitung | 298 |
| II. Untersuchungsmethoden und Technik | 298 |
| III. Bau und Entwicklungsgeschichte von <i>Copromonas major</i> n. sp. | 300 |
| Züchtung auf Agar-Agar | 300 |
| Allgemeiner Bau von <i>Copromonas major</i> und systematische Stellung | 304 |
| Beobachtungen am lebenden Objekt | 306 |
| Studium des feineren Baues und der Fortpflanzung an gefärbten Präparaten | 309 |
| IV. Einiges über den Bau und die Entwicklung von <i>Leptomonas</i> (<i>Herpeto-</i> <i>monas</i>) <i>jaculum</i> LÉGER | 313 |
| Beobachtungen am lebenden Objekt | 313 |
| Studium am gefärbten Objekt | 314 |
| Übertragung der Parasiten durch Dauereysten | 317 |
| Über die Charakterisierung der Gattungen <i>Herpetomonas</i> KENT und <i>Leptomonas</i> KENT | 319 |
| V. Schlußbemerkungen | 320 |
| VI. Literaturverzeichnis | 322 |
| VII. Tafelerklärung | 325 |

I. Einleitung.

In einer Amöbenkultur auf Agar-Agar, die Herr NÄGLER im Königl. Institut für Infektionskrankheiten bereits seit einer Reihe von Wochen weiter geimpft hatte, und die aus dem Kote einer *Lacerta agilis* gezogen war, traten plötzlich neben der im Eidechsenkote stets vorkommenden *Amoeba lacertae* eine Menge verhältnismäßig großer Flagellaten auf, deren Bearbeitung mir Herr NÄGLER in liebenswürdiger Weise überließ.

Zu gleicher Zeit beschäftigte ich mich mit einem im Darmkanal von *Nepa cinerea* lebenden Flagellat und begann die Struktur und Lebensverhältnisse dieses Parasiten mit den in Wirbeltieren parasitierenden Blutflagellaten zu vergleichen. Bei unseren lückenhaften Kenntnissen vom feineren Bau und der Entwicklung der Flagellaten erscheint aber jeder Beitrag zur Vermehrung derselben von Wichtigkeit, zumal da eine Anzahl von Flagellaten als Erreger verheerender Krankheiten praktisch von größter Bedeutung ist.

Ich möchte nicht verfehlen, der Leitung des Königl. Instituts für Infektionskrankheiten für Überlassung eines Arbeitsplatzes und des nötigen Materials, besonders aber Herrn Dr. HARTMANN für die tatkräftige Unterstützung meiner Arbeiten meinen ergebensten Dank auszusprechen.

II. Untersuchungsmethoden und Technik.

Die Anfertigung von Dauerpräparaten der aus Eidechsenkot gezogenen *Copromonas major* n. sp. geschah in der Weise, daß ich Deckgläschen leicht auf den mit den Flagellaten belebten Kulturboden drückte, wobei diese mit einer dicken Schicht von Bakterien am Deckglas haften blieben. Darauf verrührte ich diese Schicht zur gleichmäßigen Verteilung der Tiere mit einem Tröpfchen Wasser und ließ das Deckglas mit der beschickten Seite nach unten waagrecht auf die Fixierungsflüssigkeit fallen. Die meisten Flagellaten blieben hierbei fest kleben und konnten auf dem Deckglas leicht weiter behandelt werden.

Fixiert habe ich *Copromonas* meist mit dem SCHAUDINN'schen Sublimatalkoholgemisch ($\frac{2}{3}$ konzent. wässrige Sublimatlösung + $\frac{1}{3}$ Alc. abs.), das höchstens leicht erwärmt wurde, weil bei stärkerem

Erhitzen meist Schrumpfung der Tiere eintraten. Außerdem gaben noch gute Resultate die FLEMMING'sche und HERRMANN'sche Lösung. Gefärbt wurde zuerst nach der HEIDENHAIN'schen Eisenhämatoxylin-Methode und mit verschiedenen anderen Hämatoxylinen; die GIEMSA-Färbung war unbrauchbar, weil die Pellicula sich stark mitfärbte und dadurch die Struktureinheiten des Tieres verdeckte.

Später verwandte ich die von MOORE u. BREINL erprobte Modifizierung der Eisenhämatoxylin-Methode unter Fortlassung der Behandlung der Objekte mit Jod-Jodkali, die im Institut für verschiedene Zwecke von Herrn Dr. ROSEBUSCH und mir ausprobiert wurde.

Ich beizte die Präparate nach der Fixierung 1—2 Stunden in 3proz. Eisenalaun, spülte in Wasser ab und legte sie dann in die gewöhnliche Eisenhämatoxylin-Mischung, der auf 100 ccm 4—5 Tropfen Lithium carbonicum zugesetzt waren. Diese Färbung wirkt außerordentlich intensiv, so daß man nur kurze Zeit zu färben und entsprechend kurz zu differenzieren hat. Noch schneller färbt eine alkoholische Hämatoxylinlösung, der man 2—3mal soviel Lithium zusetzen darf als der vorigen (ROSEBUSCH).

Die genügende Durchfärbung der Präparate erkennt man an der tiefschwarzen Färbung der Bacteriensicht. Dann wurde mit Leitungswasser abgespült und unter dem Mikroskop vorsichtig differenziert, etwa $\frac{1}{4}$ Stunde wieder in fließendem Leitungswasser abgewaschen und das Präparat durch die Alkoholstufen bis Xylol überführt und dann in Kanadabalsam eingeschlossen.

Nach vielen vergeblichen Versuchen gelang es mir, diese so kräftig wirkende Färbung auch für die intraglobulären Blutparasiten nutzbar zu machen. (MOORE u. BREINL hatten sie bereits für Trypanosomen umgewandt.) Bisher waren ja alle Versuche, diese Parasiten anders als mit Giemsa zu behandeln, an der starken Färbbarkeit des Hämoglobins gescheitert. Das Hämoglobin hielt noch den Farbstoff zurück, wenn der Parasit längst entfärbt war.

Durch methodisches Probieren gelang es mir durch Mischung der erprobten Fixierungsflüssigkeiten mit Essigsäure das Hämoglobin vollständig zu entfernen. Ich nahm Sublimatalkohol, Alkohol, FLEMMING'sche, HERRMANN'sche und andere Fixierungsflüssigkeiten und setzte eine gewisse Portion (im allgemeinen etwa $\frac{1}{3}$ der Fixierungsflüssigkeit) 1—2proz. Essigsäure zu. Die Blutausrichungen fertigte ich in der üblichen Weise an, nur achtete ich darauf, daß sie nicht trocken wurden, sondern warf sie noch feucht mit der beschickten Seite nach unten in die Flüssigkeit.

Ich habe mich durch Versuche überzeugt, daß besonders die Anordnung der Kernsubstanz außerordentlich durch das Antrocknenlassen des Blutes leidet und dann falsche Bilder vortäuscht. In der Fixierungsflüssigkeit blieben die Präparate etwa $\frac{1}{4}$ Stunde und wurden dann nach der bereits angegebenen Modifikation der HEIDENHAIN'schen Methode behandelt. Nur muß man bei den intraglobulären Parasiten länger färben und beizen. Je stärker überfärbt die Präparate zunächst sind, desto besser bringt man oft die cytologischen Feinheiten heraus. Doch geben häufig auch nur kurze Zeit gefärbte Präparate gute Bilder.

Ich glaube, daß schon jetzt diese Fixierungs- und Färbungsmethode in mancher Beziehung die Giemsa-Färbung übertrifft, da man beliebige Konservierungsflüssigkeiten anwenden kann, während man bei der Giemsa-Färbung hauptsächlich auf die unvollkommene Alkoholfixierung angewiesen ist.

Gelänge es aber erst, das besonders bei den kleineren Parasiten (z. B. *Proteosoma*) störende Pigment durch irgend welche Behandlung zu beseitigen, so würde wohl bald die Giemsa-Färbung in vielen Fällen durch die Lithium-E. H.-Färbung übertroffen werden. Doch sind meine Versuche in dieser Richtung bisher gescheitert.

Die beigegebenen Abbildungen der Crithidia sind mit Ausnahme der Fig. 25—36 mit Giemsa gefärbt, weil gerade der Geißelapparat hierbei sehr gut herauskommt. Die Abbildungen von Leucocytozoon und Halteridium dagegen sind nach Präparaten angefertigt, die nach der neuen Methode fixiert und gefärbt wurden.

III. Bau und Entwicklungsgeschichte von *Copromonas major* n. sp.

Züchtung der Flagellaten auf Agar-Agar.

Die Züchtung der *Copromonas major* geschah in der Weise, daß ich mit einer Platinöse den zahlreiche Amöben, Flagellaten und Bakterien enthaltenden gelblichen Belag der Agarplatte abstrich und auf frisch ausgegossenem Agar in parallelen Streifen aussäte. Es erfolgte dann bei gewöhnlicher Zimmertemperatur eine lebhaftere Bakterienvermehrung, der in etwas langsamerem Tempo die der Amöben und Flagellaten folgte. Nach einer Reihe von Versuchen fand ich

es für die Kultivierung der Flagellaten am vorteilhaftesten, den Agarboden noch etwas mehr zu verdünnen als es gewöhnlich bei dem zu Amöbenkulturen benutzten der Fall war. Die Zusammensetzung des Nährbodens war die nach FROSCHE: 90 Proz. Leitungswasser, 10 Proz. Nährbouillon und 0,5 Proz. Agar-Agar. Nach 24 Stunden war bereits eine lebhafte Vermehrung der Kulturen zu beobachten. Die gezogenen Streifen waren breiter geworden und zeigten bei schwacher Vergrößerung in ihrer Mittelregion eine dicke Anhäufung von Bakterien, zwischen denen Amöben umherkrochen, während die Flagellaten mehr die Ränder besetzten. Nach 3—4 Tagen erreichte die Kultur den Höhepunkt und hielt sich auf diesem bis zu einer Woche, nach welcher Frist der Nährboden auszutrocknen begann, was die Encystierung der Amöben und die schnelle Mengenabnahme der Flagellaten zur Folge hatte.

In den mehrere Tage alten und auf der Höhe der Entwicklung stehenden Kulturen hatten sich die Flagellaten in ungeheuren Scharen über die Ränder der Aussaatstriche hinaus verbreitet, während die Amöben mehr den dicken Bakterienrasen der Streifenmitten vorzogen.

Diese, wenn auch nicht scharf durchgeführte, so doch deutlich erkennbare Trennung von Flagellaten und Amöben ist aber nicht auf eine aktive Wanderung der Flagellaten nach den Rändern hin zurückzuführen, sondern vielmehr auf die Gefräßigkeit der auf den Streifen sich entwickelnden Amöben, die mit Vorliebe sich von den Flagellaten ernähren. Eine Ortsveränderung der mit dicker formbeständiger Pellicula versehenen Flagellaten ist wegen der Konsistenz des Kulturbodens ausgeschlossen; vielmehr liegen die Tiere ohne Geißel- oder sonstige Bewegung dicht nebeneinander, so wie sie sich bei der Teilung voneinander trennen. Nur an einzelnen Stellen, an denen von dem Deckel der Kulturschalen etwa herabtropfendes Kondenswasser sich angesammelt hat, schwimmen die Flagellaten lebhaft umher.

Nach 4—8 Tagen ist eine Neuüberimpfung auf frischen Kulturboden in der Regel nötig, die in der oben bereits erwähnten Weise geschieht.

Während eine Isolierung der Amöben ohne Schwierigkeit vortritt, geht, indem man eine Kultur einige Wochen stehen läßt und die dann sämtlich encystierten Amöben frisch aussät (die Flagellaten gehen inzwischen zugrunde, weil sie die Feuchtigkeit nicht entbehren können), ist mir eine vollkommene Isolierung der Flagellaten nie gelungen, weil stets einige Amöben bei der Überimpfung mit

übertragen wurden. Jedoch bekam ich Kulturen, in denen die Flagellaten in ungeheurer Zahl überwogen. Irgend welche Schwierigkeiten in der Beobachtung haben sich auch aus dem Nebeneinanderleben der Amöben und Flagellaten nie ergeben, da sich beide Tiere schon durch ihre Größe und Form auf den ersten Blick unterscheiden lassen.

Es ist mir gelungen, diese Kulturen über 6 Monate hindurch ohne jede Mühe auf der Höhe zu halten, bis im Frühjahr 1908 sich eine langsame Abnahme der Flagellaten bemerkbar machte, die sich leider durch kein Mittel aufhalten ließ. Die Tiere wurden kleiner und kleiner und zeigten, während sie früher die Pellicula prall ausgefüllt hatten, mehr eine ovale, abgeplattete Form, die noch von zahlreichen unregelmäßigen tiefen Falten durchzogen war. Trotz reichlicher Nahrungsaufnahme wuchsen solche Individuen nicht weiter heran, sondern wurden immer kümmerlicher und starben schließlich ab, nachdem sie nur in seltenen Fällen sich zur Teilung entschlossen hatten.

Was die Ursache dieses Absterbens betrifft, so glaube ich nicht fehlzugehen, wenn ich sie in letzter Linie auf die beschränkte Bewegungsmöglichkeit der Flagellaten zurückführe. Während sie sich zwar ungestört durch Zweiteilung vermehren können, ist ihnen in den weitaus meisten Fällen eine Copulation unmöglich gemacht, was über kurz oder lang ein Degenerieren zur Folge haben muß.

Während DOBELL (1908), der eine ganz ähnliche Art untersuchte, die im Kote von Kröten lebt, nach einer Periode lebhafter Vermehrung durch Längsteilung stets ein Copulieren beobachtete, dem entweder wieder Längsteilung oder Encystierung folgte, habe ich nur in wenigen Kulturen Copulationen beobachten können, und diese wenigen scheinen nicht genügt zu haben, das Bestehen der Art zu sichern. Ich habe nun oft versucht, aus Eidechsenkot wieder diese Flagellaten zu ziehen, doch stets ohne Erfolg, so daß ich zweifeln würde, ob sie überhaupt normalerweise im Eidechsenkot lebten, wenn nicht DOBELL ganz ähnliche Formen im Kote von Frosch, Kröte und Molch gefunden hätte. Daß an und für sich eine Verunreinigung der Kulturen, selbst bei größter Sorgfalt nicht gänzlich ausgeschlossen ist, geht daraus hervor, daß in denselben Kulturen, in denen die Flagellaten so unerwartet aufgetreten waren, einige Wochen später in ebenso rätselhafter Weise die von HARTMANN u. NÄGLER (1908) beschriebene *Amoeba diploidea* n. sp. auftrat. Auch hier mußte zunächst angenommen werden, daß diese Amöbe aus dem auf den Kulturboden überimpften Eidechsenkot stammte, bis es in letzter

Zeit Herrn NÄGLER gelang, dieselbe Amöbe aus Gartenerde aus dem Institut für Infektionskrankheiten zu züchten und damit zu beweisen, daß in den Kot nur zufällig einige Cysten hineingelangt waren. Bei *Copromonas major* kann man vorläufig nur mutmaßen, daß sie im Eidechsenkot vorkommt, eine Annahme, die durch die Arbeit DOBELL's eine gewisse Stütze hat.

Auf Anregung von Herrn Dr. HARTMANN versuchte ich auch andere Arten von Flagellaten auf künstlichem Nährboden zu ziehen, was mir auch bei einer ganzen Anzahl frei lebender Formen gelang, wenigstens insofern, als auch sie sich monatelang lebhaft vermehrten, um dann allmählich einzugehen. Ich glaube, daß auch hier die Veranlassung in der Festigkeit des Nährbodens zu suchen ist. Ich züchtete auf Agar ein sehr kleines eingeißeliges Flagellat, das dadurch interessant war, daß bei ihm die Geißel direkt bis in den Kern hinein verlief. Aus fauligem Wasser, das einem Aquarium entnommen wurde, wurden auf Agar eine *Bodo*-Art und ein *Copromonas* ähnliches Flagellat gezüchtet. Besonders gut geeignet für Züchtung auf festem Nährboden erscheint ein zweigeißeliges mit Rhizoplast versehenes Flagellat, das Herr Dr. HARTMANN aus Kuhjauche zog. Läßt man Kuhjauche einige Tage stehen und streicht dann eine dünne Schicht auf Agarboden aus, so belebt sich die Platte nach 3—5 Tagen mit diesem Protozoon. Bei ihm scheint auch, trotzdem es doch aus einem dünnflüssigen Medium stammt, eine dauernde Kultivierung möglich zu sein, da es nur beim Schwimmen eine feste eiförmige Gestalt annimmt, auf Kulturboden aber amöboid wird und umherkriecht. Einen Verlust der Geißeln habe ich nie beobachtet; bringt man das Tier in einen Flüssigkeitstropfen, so nimmt es wieder die normale Gestalt an und beginnt zu schwimmen. Hier scheinen auch zahlreiche Individuen in den Kulturen zu copulieren, so daß die Aussicht besteht, sie während ihres ganzen Entwicklungsganges auf Nährböden ziehen zu können. Erwähnen möchte ich noch, daß in fast allen Flagellatenkulturen, die ich anlegte, bald Amöben auftraten.

Wie bequem und vorteilhaft dieses Kulturverfahren für Protozoen ist, braucht nicht besonders hervorgehoben zu werden. Es liefert zu jeder Zeit eine unbegrenzte Menge von Material und gestattet, in einfachster Weise Dauerpräparate herzustellen, die Tausende von Individuen enthalten. Durch weitere Modifikationen dürfte es vielleicht auch gelingen, einen Nährboden herzustellen, der auch für Flagellaten vollkommen genügt und das Studium ihres ganzen Entwicklungscyclus gestattet. Parasitisch lebenden Proto-

zoen scheint aber diese Züchtungsmethode nicht zu behagen, wenigstens habe ich vergeblich versucht, die im Enddarm von *Lacerta muralis* vorkommenden *Bodo*-, *Trichomonas*- und *Trichomastix*-Arten zu züchten, und ebenso starben auch die im Darm von *Nepa* parasitierenden Flagellaten nach wenigen Tagen schon ab. Man wird bei diesen Formen aber vielleicht eine Züchtung auf Blutagar erreichen können, wie es z. B. schon NOVY, MCNEAL und JOOREY gelungen ist, ein im Darm von amerikanischen Stechmücken vorkommendes Flagellat geraume Zeit auf Blutagar zu kultivieren. Sonst gehen auch zahlreiche andere Protozoen, besonders Ciliaten auf Agarnährboden an.

Allgemeiner Bau von *Copromonas major* und systematische Stellung.

Bevor ich zur Schilderung der Lebensweise und Fortpflanzung von *Copromonas major* übergehe, möchte ich eine kurze Schilderung seines Baues geben und im Anschluß daran seine Stellung im System besprechen.

Der ovale Körper besitzt eine Länge von ungefähr 20μ und wird von einer formbeständigen doppelkonturierten Pellicula begrenzt, die einen grünlichen Schimmer besitzt und sehr widerstandsfähig sein muß, da sie sich bei zerquetschten Individuen scharf vom Körperplasma abhebt und nach dem Tode des Tieres noch wochenlang deutlich erkennbar bleibt. Läßt man die Tiere unter Luftabschluß im hängenden Tropfen absterben, so findet man noch nach langer Zeit die aufgequollenen Hüllen, die in ihrem Innern ganze Scharen von Bakterien beherbergen. Irgend welche feinere Struktur der Hülle konnte ich nicht erkennen. Am Vorderende, aber etwas seitlich, entspringt eine dicke Geißel, die etwa $\frac{5}{4}$ der Körperlänge des Tieres beträgt und noch ein Stückchen in das Körperinnere hinein verfolgt werden kann; seitlich dicht neben der Geißel deutet ein schnabelartiger Einschnitt das Cytostom an, das in einen noch nicht bis zur Hälfte des Körpers reichenden Cytopharynx mündet. In dem stark gekörnelt, wenig durchsichtigen Körperplasma sieht man vorn regelmäßig eine runde große pulsierende Vacuole, deren Pulsationen in etwa zwei Minuten mit denen einer zweiten alternieren und zwar so, daß stets kurz vor dem Collaps der einen die andere als kleines Bläschen erscheint. Etwa in der Mitte zwischen Vorder- und Hinterende liegt, der einen Körperwand genähert, der Kern, der beim lebenden Tier als Blase erscheint und sich an seiner konstanten Lage von den Nahrungsvacuolen unterscheiden läßt. Diese

füllen in sehr wechselnder Zahl und Größe die ganze Hinterhälfte aus und werden nur in Ausnahmefällen — durch anormale Kernteilung usw. — bis in die Vorderhälfte gedrängt. Zwischen ihnen liegen als knorrige, aber meist unverzweigte Äste in wechselnder Anzahl Körper, die stark lichtbrechend sind und wohl als Paraylon anzuspochen sind, da sie mit Jod nicht tingierbar sind. In mit Eisenhämatoxylin oder gewöhnlichem Hämatoxylin gefärbten Präparaten sind sie nicht sichtbar, doch treten sie ebenso deutlich wie im Leben an Präparaten hervor, die nur mit Lichtgrün behandelt werden. Mit Ausnahme des Zellmundes ist die äußere Hüllmembran überall geschlossen.

Was nun die systematische Stellung anbetrifft, so schließe ich mich der Ansicht DOBELL'S an, der seine Form (*Copromonas subtilis*) in die Ordnung der Euglenoidina (KLEBS) einreihet. Mag man nun die Petalomonadina als Subfamilie der Familie der Peranemiden unterordnen oder beide als gleichartige Gruppen nebeneinander stellen, wir können diese Frage bei der geringen Kenntnis der meisten dieser Flagellaten unentschieden lassen und uns damit begnügen, wie DOBELL unsere Form als *Copromonas major* zu den Petalomonadina zu stellen, die BÜTSCHLI folgendermaßen charakterisiert:

„Ungefärbte formbeständige Formen von etwas ovaler abgeplatteter Gestalt, mit großer Geißel des Vorderendes und dicht dahinter auf Bauchseite eine Mundöffnung mit sehr wenig entwickeltem Schlund.“

Eine besondere Gattung aufzustellen hat wohl DOBELL deshalb für notwendig gehalten, weil von den beiden bei BÜTSCHLI angeführten Gattungen die eine, *Petalomonas* STEIN, sich durch den Besitz von Längskielen oder Furchen auszeichnet, während die alten Beschreibungen der anderen in Betracht kommenden Gattung *Cytomonas* STEIN, so unvollkommen sind, daß man lieber vorläufig zur Aufstellung einer neuen Gattung seine Zuflucht nehmen mag. Die von mir gefundene Form als identisch mit der von DOBELL beschriebenen zu betrachten halte ich nicht für angängig, weil trotz der großen Ähnlichkeit in der allgemeinen äußeren Gestalt und Lebensweise doch wiederum bei genauerer Untersuchung so bedeutende Unterschiede zutage getreten sind, daß es sich fast rechtfertigen würde, eine neue Gattung aufzustellen.

Im Verlaufe der Arbeit werde ich, um unnütze Wiederholungen zu vermeiden, mich hauptsächlich darauf beschränken, die von DOBELL'S Untersuchungen abweichenden Punkte hervorzuheben.

Beobachtungen am lebenden Objekt.

Da die Undurchsichtigkeit der Agarplatten, auf denen die Flagellaten gezogen wurden, die Anwendung stärkerer Vergrößerungen verbot, und es außerdem zum Studium der Geißelbewegung notwendig war, die Tiere in ein flüssiges Medium zu übertragen, wurden Deckgläschen leicht auf die Oberfläche der Kulturen gedrückt, abgehoben, und dann ihre beschickte Seite mit gewöhnlichem Leitungswasser benetzt. Physiologische Kochsalzlösung, destilliertes Wasser oder andere Lösungen führten meist ein schnelleres Absterben der Tiere herbei. Das Deckgläschen wurde mit der beschickten Seite auf einen gewöhnlichen oder hohlgeschliffenen Objektträger gelegt und sorgfältig mit Wachs oder Vaseline umrandet. In solchen Präparaten hielten sich die Tiere bis zu drei Tagen ohne ersichtliche Schädigung und pflanzten sich sogar lebhaft fort. Zu den Beobachtungen am lebenden und gefärbten Objekt wurde ein ZEISS'sches Mikroskop mit der 2 mm Apochromat-Ölimmersion und den Ocularen 6, 8, 12, 18 benutzt.

Betrachtet man ein frisch hergestelltes Lebendpräparat, so sieht man in dem außerordentlich dichten Bacteriengewimmel, das aber bei richtiger Abblendung die Deutlichkeit der Beobachtung nicht bloß nur wenig beeinträchtigt, sondern insofern von Nutzen ist, als es die Bewegung der Flagellaten in wünschenswerter Weise verlangsamt, die Tiere in gleichmäßig langsamer Bewegung und meist gerader Richtung sich ihren Weg bahnen. Die Geißel ist gerade nach vorn gestreckt und zeigt nur an ihrer Spitze ein bedächtiges Hin- und Herschlagen, während sie im übrigen in ihrer ganzen Länge starr erscheint. Der Körper selbst führt nur schwache, seitlich pendelnde Bewegungen aus; eine eigentliche Rotation um die Längsachse fehlt. Nur wenn der Körper einen stärkeren Widerstand auf seinem Wege findet, beginnt die Geißel in heftigen Schlägen sich zu winden, bis sie das Hindernis fortgeschleudert hat, oder das Tier in eine andere Richtung getrieben worden ist. Die Geißel selbst erscheint als gleichmäßig dicker Strang, der vorn nicht zugespitzt, sondern flach abgerundet ist und eine ziemlich derbe Beschaffenheit haben muß, da er zuweilen heftigen Zerrungen ausgesetzt wird. Ein Verschwinden der Geißel ist nur vor der Teilung zu beobachten; abgerissene oder verkürzte Geißeln findet man nur bei degenerierten Individuen.

Die Nahrung der Flagellaten besteht ausschließlich aus Bacterien, die in großen Mengen aufgenommen werden. Eine bestimmte

Art scheint nicht bevorzugt zu werden. Oft habe ich beobachtet, daß ein Bacterium in gerader Linie auf das Cytostom eines Tieres losschoß, zurückprallte und dies mehrere Male wiederholte, bis es im Schlunde verschwand. Diese Bewegung sieht bei dem Fehlen jeglicher Strömung, die etwa die Nahrung in den Mund hineinzieht, so zielbewußt aus, daß ich fast an einen Reiz denken möchte, der, vom Munde des Tieres ausgehend, die Bacterien anlockt. Eine derartige Wirkung könnte ja am Ende die durch den Schlund erfolgende Entleerung der pulsierenden Vacuolen und der verdauten Nahrung hervorrufen.

Ist ein Bacterium am Grunde des Schlundes angelangt, so bleibt es dort einige Zeit liegen, bis sich noch mehr Nahrung angehäuft hat; dann wird der Bacterienballen langsam mit einer Flüssigkeitsvacuole umgeben und allmählich durch nachfolgende Nahrungsstoffe seitwärts und nach unten in das Plasma gedrängt. Die Größe der Nahrungsvacuolen richtet sich nach der Bacteriengröße; ihre Form ist meist kreisrund. Manchmal aber findet man Vacuolen, die langgestreckt, fast den ganzen Körper des Tieres durchziehen und, den Kern an die Zellwand pressend, nur ein großes Bacterium in ihrem Innern bergen, dessen Aufnahme durch den Zellmund man fast für unmöglich halten sollte. Solche Riesenvacuolen zerschnüren sich bei fortschreitender Verdauung meist in eine Anzahl kleinerer, die wieder mehr in die hintere Körperhälfte hineinrücken. Ein Ausstoßen der unverdaulichen Bestandteile der Nahrung habe ich nie mit Sicherheit beobachten können.

Individuen, die unmittelbar vor der Teilung stehen, erkennt man bald an ihrer Größe und ihren trägen Bewegungen. Sie bleiben an einer Stelle liegen, und die Geißel beginnt nun in unregelmäßigen großen Schwingungen, die wellenförmig von hinten nach vorn verlaufen, langsam hin und her zu schlagen. Dann geht eine Verkürzung der Geißel derart vor sich, daß die Spitze mit einer ganz kleinen knopfförmigen Verdickung gewissermaßen von vorn nach hinten abschmilzt. Ist dieser Prozeß etwa bis zur Hälfte der Geißellänge vorgeschritten, so scheint auch der Geißelrest seine frühere Konsistenz schon eingebüßt zu haben. Er schlängelt sich zwar noch eifrig, bleibt aber leicht an in der Nähe befindlichen Gegenständen oder am Körper des Tieres selbst kleben und reißt dabei leicht ab. Der letzte Rest der Geißel ist als kleines Knöpfchen neben dem Zellmund kurze Zeit zu erkennen. Eine Einziehung der Geißel oder ihrer Auflösung zu einem großen bläschenförmigen Körper ist ebensowenig wie eine Zerfaserung zu beobachten. Während

dieses Vorganges ist am Kern eine Streckung senkrecht zur Körperlängsachse zu sehen. Diese geht weiter vor sich, der Kern schnürt sich in der Mitte biskuitförmig ein, bis schließlich durch Zerreißen des Verbindungsstranges die zwei Tochterkerne entstehen. Ungefähr von dem Zeitpunkt an, wo die Biskuitform des Kernes auftritt, bildet sich am Vorderrande und in der Richtung der Längsachse ein Einschnitt aus, der, flacher werdend, bald als Furche über den ganzen Körper verläuft und, von vorn aus nach innen weiterschreitend, immer tiefer einschneidet. Gleich bei Beginn dieser Zellteilung sprossen vorn an den beiden Spitzen zwei Geißeln langsam hervor, die langsam hin- und herpendelnd sich immer weiter hervorschlingeln und bald durch ihre kräftigen Bewegungen die Zellteilung beschleunigen. Der Organismus beginnt sich wieder in allerdings nur unregelmäßig taumelnde Bewegung zu setzen und bricht dabei mehr und mehr auseinander. Zuletzt hängen die Tochtertiere nur noch an einem kurzen Zipfel zusammen, der schließlich, sich etwas ausziehend, durchreißt und noch für einige Zeit erkennen läßt, daß man ein eben erst aus der Teilung hervorgegangenes Individuum vor sich hat. Alle diese Stadien sind auf den Figg. 1—14 dargestellt, nur daß bei einigen Zeichnungen die Geißeln nicht zu sehen sind, weil sie bei etwas stärkerer Differenzierung leicht sich entfärben und unsichtbar werden.

Über die Art der Verdoppelung des Cytostoms möchte ich nichts Bestimmtes sagen, da eine genaue Beobachtung dieses Prozesses mir nicht gelungen ist. DOBELL glaubt, daß das alte degeneriert und daß zwei neue Zellmünder angelegt werden, doch gibt auch er die Schwierigkeit der Beobachtung zu.

Leichter ist das Verhalten der pulsierenden Vacuolen zu beobachten, doch weichen hier meine Ergebnisse von denen DOBELL's ab. DOBELL hat bei *Copromonas subtilis* nur eine pulsierende Vacuole beobachtet, die sich in bestimmten Zeitabschnitten in ein median liegendes Reservoir entleert. Bei Beginn der Teilung schneidet die Teilungsfurche das Reservoir durch, und gleichzeitig tritt auf der der ursprünglichen pulsierenden Vacuole gegenüberliegenden Seite eine neue pulsierende auf. Auch ich habe sehr oft den Teilungsvorgang beobachtet und festgestellt, daß bei der von mir untersuchten Art zwei pulsierende Vacuolen bestehen, die abwechselnd in Tätigkeit treten. Die Teilungsfurche geht zwischen beiden hindurch und der Rhythmus ihrer Pulsationen verschiebt sich, bis erst auf der einen, bald auch auf der anderen Seite je eine kleine neue

Vacuole auftritt, die nun ihrerseits im Takte mit der auf ihrer Seite befindlichen ursprünglichen Vacuole pulsiert.

Die im hinteren Ende liegenden Nahrungsvacuolen und Paramylonkörper werden ungefähr gleichmäßig auf beide Tochterindividuen verteilt. Ein Heraustreten von Nahrungskörpern oder Kristallen bei der Trennung habe ich nie beobachtet. Überhaupt scheint das Protoplasma eine sehr zähflüssige, teigige Beschaffenheit zu haben und bei Berührung mit dem umgebenden Wasser sofort eine neue Zellhaut zu bilden. Sonst könnte man wohl nicht die neu entstandenen Tiere oft noch an dem hinten hervorragenden Zäpfchen (Fig. 14) erkennen, welches erst nach einiger Zeit durch eine gleichmäßigere Rundung des Körpers verwischt wird.

Alle diese bisher geschilderten Vorgänge lassen sich am besten am lebenden Objekt beobachten. Für die Erforschung der Feinheiten der Kernteilung und der Geißelbildung jedoch sind gefärbte Präparate unentbehrlich.

Studium des feineren Baues und der Fortpflanzung an gefärbten Präparaten.

Der Querschnitt der Geißel erscheint im gefärbten Präparat im allgemeinen schwächer als im Leben, während allerdings die mit Giemsa gefärbten Geißeln ungefähr ebenso dick sind als die der lebenden Tiere. Trotzdem aber möchte ich es unentschieden lassen, ob diese Unterschiede durch Schrumpfungen des Geißelplasmas hervorgerufen werden oder ob wir in dem dünnen Geißelfaden der meisten Präparate vielleicht einen die Geißel durchziehenden Zentralfaden sehen, während die ihn umgebende Plasmahülle ungefärbt bleibt. Es wäre immerhin möglich, daß bei Giemsa-Färbung eine feine Farbstoffniederschlagszone längs der Geißel eine bedeutendere Geißelstärke nur vortäuscht. Auch die bei Bacterien oft Vorzügliches leistenden Geißelbeizen konnten mir keine einwandfreien Bilder liefern. Der Verlauf der Geißel im Innern ist bei einiger Aufmerksamkeit schon am lebenden Objekt festzustellen. An mit Lithium-Eisenhämatoxylin gefärbten Präparaten sieht man, daß die Geißel mit einem kleinen Basalkorn endigt (Fig. 1).

Der Kern zeigt ein großes dunkelgefärbtes Caryosom, an dem wegen seiner Kompaktheit weitere Einzelheiten nicht zu erkennen sind, und um dieses eine helle Kernsaftzone, die bei längerer Färbung und darauf folgender Beizung keinerlei Differenzierung aufweist. Färbt man jedoch kurze Zeit und differenziert nur sehr wenig und

vorsichtig, so zeigt sich in dieser Zone ein Ring aus Körnchen und staubförmigem Chromatin, der im allgemeinen der äußeren Begrenzung der Kernsaftzone anliegt, doch auch oft etwas exzentrisch gelagert ist und nach dem Caryosom (bei exzentrischer Lage auch nach außen) feine Ausläufer entsendet. Eine eigentliche Kernmembran ist nicht vorhanden und wird nur leicht durch die an das Körperplasma grenzende Chromatinschicht vorgetäuscht.

Beim Beginn der Kernteilung streckt sich das Caryosom in die Länge und scheint dabei etwas aufzuquellen und gleichzeitig einen Teil des in ihm aufgespeicherten Chromatins an das Außenchromatin abzugeben, das sich inzwischen von der Peripherie der Kernsaftzone nach innen zurückgezogen hat und als gleichmäßige Schicht das Caryosom umgibt (Fig. 3). Bei der weiteren Streckung des Caryosoms fließt das Außenchromatin nach den beiden Enden ab und legt sich um sie in Gestalt von unregelmäßigen, wolkig aufgelockerten Kappen. In diesem Zustande bleibt es bis zur vollendeten Teilung und wandert erst allmählich während der Neubildung des Tochtercaryosoms wieder um dieses herum, um dann wieder peripherwärts zu wandern (Fig. 1—14). Lange Zeit konnte ich bei dem Studium der Caryosomteilung weiter nichts beobachten, als daß ein kompakter Körper sich hantelförmig in die Länge zog und schließlich durchschnürte, wie man es bei einer bis jetzt als Amitose bezeichneten Kernteilungsform oft sieht. Schließlich gelang es mir, an einigen wenigen Präparaten, die ich ganz kurze Zeit mit Lithium-Heidenhain behandelt hatte, deutlich das Vorhandensein von Äquatorialplatten und Centriolen festzustellen. In Fig. 3 u. 4 ist das Auftreten und Auseinanderweichen der Äquatorialplatten deutlich zu erkennen. Die Existenz einer typischen Mitose ist also nicht zu bezweifeln. In Fig. 4 sind noch zwei an beiden Polen gelegene Körnchen angedeutet, die als Centriole zu bezeichnen wären. Meistens sind diese aber in dem stark zusammengebackenen Caryosom nicht zu sehen, dagegen sind die Spindelfasern häufiger als feine Strichelung zu erkennen, die DOBELL zwar abgebildet, aber nicht weiter gedeutet hat, da er die Kernteilung für amitotisch hält.

Fast noch schwieriger erschien das Studium der Geißelbildung. Geißel und Basalkorn sind so schwer färbbar, und die Hülle und der Zelleib des Flagellaten färben sich so intensiv, daß auch hier die Einzelheiten im Innern des Körpers nur in Ausnahmefällen zu sehen sind. Oft sieht man während der Teilung eine Fibrille im Körperinnern verlaufen, wie in Fig. 8 u. 9, die besonders deutlich zu erkennen ist, wenn sie sich über die pulsierende Vacuole hinwegzieht, aber

nur wenige Bilder habe ich auffinden können, die die Erklärung der Geißelentstehung ermöglichen. Und diese Bilder stehen im strikten Gegensatz zu den Abbildungen DOBELL'S.

Fig. 5 zeigt uns zwei Fibrillen, direkt von den Polen (Centriolen) der Kernspindel entspringend (siehe auch Fig. 4). Nehmen wir hierzu noch die Bilder, die die Fig. 10 u. 11 zeigen, so scheint es mir ziemlich sicher, daß bei *Copromonas major* analoge Verhältnisse bei der Entstehung des Basalkornes vorliegen, wie sie z. B. SCHAUDINN bei der Bildung des Blepharoplasten und der Saumgeißel bei *Haemoproteus noctuae* schildert. Nur daß bei *Copromonas major* die Geißeln direkt aus den beiden Centriolen hervorsprossen, ein Umstand, auf den wir noch zurückkommen werden. Aus den durch Teilung der Centriole entstandenen Basalkörnern scheint noch je ein Körnchen zu entspringen (Fig. 10), das vielleicht bis zum Vorderende des Körpers wandert und das Material zum Aufbau der Geißel allmählich liefert. Ist die Geißel fertig, so ist das Körnchen verschwunden und nur noch das Basalkorn zu sehen.

Fig. 9 zeigt wohl den Vorgang der Geißelauflösung vor der Teilung und veranschaulicht, daß neben der bereits geschilderten Verkürzung der Geißel gleichzeitig eine wenn auch nicht sehr bedeutende Geißeleinziehung einhergeht, dadurch, daß das Basalkorn kernwärts wandert.

So schwierig nun auch diese Untersuchungen über die Geißelentstehung in ihren Einzelheiten sind, so scheint mir das doch festzustehen, daß bei der Fortpflanzung das alte Basalkorn mit der Geißel zugrunde geht (oder in den Kern zurückwandert?), und daß zwei Basalkörner für die Tochterzellen aus den Centriolen der neuen Kerne austreten.

DOBELL weist ausdrücklich darauf hin, daß bei *Copromonas subtilis* zu keiner Zeit eine Verbindung zwischen Basalkorn und Kern besteht. Auch er glaubte zuerst eine solche gefunden zu haben, hat sich dann aber überzeugt, daß er den Zellschlund oder die Teilungsfurche als Verbindungsstrang angesehen hat. Er bildet Stadien ab, in denen aus dem alten Basalkorn durch hantelförmige Teilung ein neues entsteht. Mir jedoch ist es trotz Anwendung derselben Methoden, die DOBELL angibt (Schwärzung mit Osmiumsäure), nicht gelungen, auch nur ein einziges Mal ein ähnliches Bild zu finden. Inwiefern die Entstehung der Basalkörner aus den Centriolen für die Richtigkeit des Begriffes der Doppelkernigkeit spricht, soll weiter unten erörtert werden.

Über geschlechtliche Vorgänge bei *Copromonas major*, die DOBELL

bei *Copromonas subtilis* häufig beobachtet und lückenlos abgebildet hat, kann ich nur aussagen, daß eine Copulation sicherlich vorkommt. Einmal fand ich zwei lebende Tiere, deren Vorderenden miteinander verschmolzen waren, und die nur noch eine Geißel besaßen. Ich konnte auch eine Zeitlang beobachten, daß diese Verschmelzung weiter fortschritt, verlor das Paar dann aber infolge seiner heftigen Bewegungen aus dem Auge. Ferner fand ich auf Dauerpräparaten, die von einer sehr feucht gehaltenen Kultur angefertigt waren, eine ganze Anzahl von offenbaren Copulationsstadien, doch waren diese meist undeutlich infolge schlechter Konservierung. Immerhin erhielt ich einige gut erhaltene Stadien, die wohl einwandfrei das Vorkommen der Copulation darlegen. In Fig. 15 sehen wir zwei Exemplare, die mit ihren Vorderenden miteinander verschmolzen sind; die eine Geißel mit ihrem Basalkorn ist vollständig erhalten. Noch klarer sind die in Fig. 16 u. 17 dargestellten Stadien. In Fig. 16 ist die erste Reduktionsteilung in Gestalt einer richtigen Kernteilung vor sich gegangen; die außenliegenden beiden Kerne, wohl die Reduktionskerne, unterscheiden sich von den beiden anderen durch die kleine undeutliche Kernsaftzone. In Fig. 17 sind zwei schon ganz verblaßte Reduktionskerne vorhanden; ob aber hier auch schon die zweite Reduktionsteilung vollendet ist, oder ob wir es mit den zugrundegehenden Reduktionskernen der ersten Teilung zu tun haben, muß dahingestellt bleiben. Endlich zeigt Fig. 18 höchstwahrscheinlich die stattgehabte Verschmelzung der copulierenden Flagellaten, während die Kerne noch getrennt sind. Stadien, in denen gerade die Vereinigung der Kerne stattfindet, habe ich nicht finden können.

Das Schicksal der Tiere nach der Copulation habe ich nicht verfolgen können wegen des seltenen Auftretens der Erscheinung. DOBELL hat aber diese Lücke durch seine Beobachtungen vollständig ausgefüllt. Nach ihm entwickeln sich die aus der Copulation hervorgegangenen Individuen nach zwei verschiedenen Richtungen. Die einen runden sich schon vor der Verschmelzung der Kerne ab, stoßen die Nahrungsballen aus und encystieren sich, die anderen behalten die Geißeln und pflanzen sich genau wie die übrigen wieder durch Längsteilung fort. Auch ich habe einige Cysten gefunden, die den von DOBELL abgebildeten vollkommen gleichen, doch will ich auf sie nicht näher eingehen, weil es mir nicht gelungen ist, aus ihnen wieder Flagellaten zu züchten.¹⁾

¹⁾ Falls *C. major* wirklich im Eidechsenkot lebt, müssen die Cysten vielleicht, um sich wieder zu Flagellaten entwickeln zu können, den Darmkanal einer Eidechse passieren, wie es nach SCHAUDINN (1903) bei *Chlamydothrys* der Fall ist.

Die Abbildungen 20—23 zeigen Flagellaten, wie ich sie oft auch lebend fand. Die lebenden bieten ganz das Bild solcher Individuen, die gerade im Begriff stehen sich zu teilen, doch vergeblich wartet man auf den Beginn des Prozesses.

Die Ursache der Verzögerung ist offenbar die stattgehabte Drehung der Kernspindel um 90° , durch die die Ausbildung der Zellteilung unmöglich gemacht wird. Die Fig. 19 u. 24 könnten auch hierher gehören. Das ganze Aussehen von dem in Fig. 24 abgebildeten Individuum wenigstens ist pathologisch, während in Fig. 19 eventuell auch der letzte Akt der Copulation fixiert sein könnte. Doch scheint mir dazu der Umfang des Tieres zu gering. Bei solchen Tieren mit schief gestellter Kernspindel scheint auch die Nahrungsaufnahme erschwert oder sogar unmöglich zu sein, denn bald zeigen sie nur Nahrungsvacuolen, deren Inhalt schon ziemlich verdaut ist (Fig. 20, 21, 23), bald solche ohne Inhalt (Fig. 24), ja zuweilen ist sogar das Körperinnere überhaupt frei von Vacuolen (Fig. 22).

IV. Einiges über den Bau und die Entwicklung von *Leptomonas (Herpetomonas) jaculum* LÉGER.

Bei der Untersuchung des Darminhalts von *Nepa cinerea* L. fand ich den von LÉGER entdeckten und beschriebenen Parasiten *Herpetomonas jaculum*. Da sich derselbe in sämtlichen von mir untersuchten Nepen in großen Mengen aufhielt, nahm ich Gelegenheit, seine feinere Struktur zu untersuchen und mit anderen in letzter Zeit näher beschriebenen ihm nahestehenden Formen zu vergleichen. Auf Kernstruktur, Modus der Kernteilung, Befestigung der Parasiten am Darmepithel des Wirtes will ich allerdings an diesem Orte nicht eingehen, weil ich nicht genügend Gelegenheit hatte, meine hauptsächlich mittels der Giemsa-Färbung gewonnenen Ergebnisse durch die von mir bereits erwähnte Lith.-E. H.-Färbung nach BREINL nachzuprüfen.

Beobachtungen am lebenden Objekt.

Die zur Untersuchung benutzten Wasserskorpione wurden an den verschiedensten Orten der Umgegend von Berlin, hauptsächlich aber in einem Teich im Garten des Berliner Zoologischen Instituts

gefangen und zeigten sich ausnahmslos infiziert. Nach Abschneiden des Thorax und der Abdomenspitze wurde der Darm mit einer Pinzette herausgezogen und auf einem Objektträger in mehrere Stücke zerschnitten, die dann einzeln auf Objektträgern unter Zusetzung eines Tröpfchens physiologischer Kochsalzlösung zerzupft und unter einem mit Vaseline umrandeten Deckgläschen untersucht wurden. Eine Verdünnung des Darminhaltes ist wegen seiner undurchsichtigen dunkelbraunroten Farbe geboten.

Die Flagellaten zeigen meist die von LÉGER beschriebene und in den Figuren 25—28 dargestellte Gestalt und bewegen sich mit großer Geschwindigkeit durch das Gesichtsfeld. Der Körper erscheint starr, die Geißel vibriert lebhaft. Das Plasma ist gelblich und mit zahlreichen stark lichtbrechenden Körnchen angefüllt; weitere Einzelheiten sind am lebendenden Tier nicht zu erkennen mit Ausnahme einer helleren Partie am Vorderende, die aber nicht deutlich begrenzt erscheint. Die Geißel ist bei passender Ablendung deutlich sichtbar und gleichmäßig dick. Meist kann man eine zweite im Entstehen begriffene Tochtergeißel beobachten, die der Hauptgeißel fest anliegt und sich deren Bewegungen vollkommen anpaßt, also wohl durch eine gewisse Klebrigkeit der Geißeloberfläche mit dieser verbunden ist.

In späteren Stadien der Teilung werden beide Geißeln durch die fortschreitende Längseinschnürung des Vorderendes des Tieres voneinander getrennt und bewegen sich nun unabhängig voneinander, wodurch eine Fortbewegung in bestimmter Richtung vereitelt wird. Allmählich klappen dann die Tochtertiere immer weiter auseinander, bis schließlich die Durchschnürung vollendet ist.

Studium am gefärbten Objekt.

Das Plasma der mit Alkohol fixierten und mit GIEMSA's Färbung behandelten Flagellaten ist bläulichgrau und von einem etwas dunkler gefärbten wolkigen Netzwerk durchzogen. Am Vorderende ist die auch am lebenden Tier zu erkennende hellere Partie meist deutlich sichtbar.

Ungefähr in der Mitte des Tieres liegt der Kern, der im Ruhezustand rund ist und ein dunkelrot gefärbtes Caryosom erkennen läßt, von dem aus feine Fäden zu einer Art Kernmembran laufen, die aus miteinander verklebten Chromatinkörnchen besteht. Ähnliche Bilder zeigt die Lith.-E.-H.-Färbung bei Fixierung mit Sublimat-Alkohol. Die Kernteilung wird eingeleitet durch Längsstreckung

des Kernes mit darauf folgender biskuitförmiger Einschnürung (Fig. 26—28), doch will ich hier nicht näher darauf eingehen.

Am Vorderende, innerhalb der helleren Zone liegt der tiefdunkelrot gefärbte Blepharoplast. Er ist kugelig (Fig. 25 und 39), erscheint allerdings meist langgestreckt, weil er meist in Teilung begriffen ist. Fibrilläre Strukturen, die den Körper durchziehen und sich an Kern oder Blepharoplast anheften, habe ich nicht darstellen können; Fig. 46 zeigt offenbar nur ein im Absterben begriffenes Individuum, dessen Körperhülle geschrumpft ist.

Interessant ist die Ausbildung des Geißelapparates, die besonders bei GIEMSA-Färbung gut zu studieren ist. Der Deutlichkeit halber habe ich eine Anzahl Flagellaten abgebildet, die sich durch ihre Größe und andere, weiter unten noch zu erwähnende Eigentümlichkeiten von den in den Figuren 25—28 dargestellten Normalformen unterscheiden, in der Ausbildung des Geißelapparates aber vollkommen mit ihnen übereinstimmen.

Von dem stets vor dem Kerne innerhalb der hellen Zone liegenden, im Ruhezustand kugeligen Blepharoplast entspringt der Rhizoplast, der meist stäbchenförmig verdickt erscheint (Fig. 42, 44 usw.) und häufig erst in einer kurzen Entfernung vom Blepharoplast sichtbar wird (Fig. 45, 48). An der Körpergrenze verdickt sich meist der Rhizoplast noch zu einem Körnchen (Fig. 38—44), von dem dann die Geißel entspringt, ohne daß durch Zuspitzung des Körpers eine Art undulierender Membran zustande kommt.

Dieser einfache Geißelapparat ist aber selten zu finden (Fig. 25, 38, 39); meist ist er, selbst bei Individuen, deren Hauptkern sich noch vollkommen im Ruhezustand befindet, bereits mehr oder minder weit verdoppelt, da die Zellteilung stets geraume Zeit vorher durch Entstehung eines Tochtergeißelapparates eingeleitet wird. Die Teilung des Blepharoplasten erscheint hantelförmig, doch zweifle ich nicht, daß auch hier eine (nur sehr schwer erkennbare) Mitose vorliegt, wie sie ROSENBUSCH bei den Trypanosomen festgestellt hat. Oft schon vor der Durchschnürung der Tochterblepharoplasten sproßt aus dem sich abschnürenden Teil ein zweiter Rhizoplast hervor (Fig. 42, 47), aus dem alsbald eine neue Geißel heraustritt (Fig. 26, 40, 43, 44, 45 usw.). Während PATTON u. WERNER von einer Zweiteilung der Geißel durch Spaltung reden, kann man bei dem Nepaparasiten deutlich das Hervorsprossen der Geißel aus dem neuen Blepharoplasten feststellen. Die Fig. 40, 48 u. 49 zeigen in einwandfreier Weise die alte Geißel in ihrer normalen Länge und die neue im

Entstehen begriffene. Erschwert wird diese Beobachtung allerdings meist durch das Verkleben beider Geißeln.

Die Fig. 38—49 stammen aus Präparaten, die von dem Darminhalt einiger weniger Nepen angefertigt wurden. In den meisten Tieren findet man nur die in Fig. 25—28 dargestellten Tiere und zwar stets in großen Mengen, so daß man sie wohl als die Normalform des Parasiten bezeichnen kann. Die anderen fallen schon durch ihre Größe und abnorme Gestalt im Leben auf, zeigen aber auch im fixierten und gefärbten Präparat Abweichungen, die der Erwähnung wert erscheinen. Ebenso wechselnd wie ihre äußere Form, die von der Lanzettform ausgehend alle Übergänge bis zur Kugelgestalt durchläuft (Fig. 49), ist die Kernstruktur. Allerdings kommen normale Kernbilder vor, wie sie Fig. 25 zeigt, doch treten daneben bald Kerne auf, in denen das gesamte Chromatin gleichmäßig verteilt ist (Fig. 39), oder in kleinen Klümpchen den Kern erfüllt (Fig. 38), bald solche, die ein an Größe sehr wechselndes Caryosom enthalten, das von chromosomartigen Gebilden umgeben ist (Fig. 40, 41). Wieweit hier Alkoholkonservierung verbunden mit GLEMSA-Färbung falsche Bilder gibt, muß einer späteren Untersuchung zur Klarstellung überlassen bleiben. Daß aber die Kerne irgend einer Degeneration anheimgefallen sein müssen, geht aus den Befunden hervor, die in Teilung begriffene Individuen zeigen. In Fig. 42 ist der Teilung des Blepharoplasten und der Verdoppelung des Rhizoplasten die Teilung des Caryosom gefolgt; das übrige Chromatin ist im Kerninnern in kleinen Bröckchen verteilt und nur an der äußeren Kerngrenze stärker angesammelt. Fig. 43 zeigt den zum Vorderende hinaufgerückten Kern in Auflösung begriffen, die beiden Caryosome aber an der den Blepharoplasten zugekehrten Kernseite. In Fig. 44 sind die beiden Caryosome aus den bereits zu formlosen chromatischen Klumpen veränderten Tochterkernen herausgetreten, und die Fig. 45 u. 46 zeigen, daß das gesamte nicht in den Caryosomen angesammelte Kernmaterial verschwindet. Wahrscheinlich wird all dieses Material staubförmig im Körper verteilt, damit der fortschreitenden Auflösung der Kernsubstanz die blaugraue Färbung immer mehr durch einen kräftigen hellroten Farbton verdrängt wird. Die Fig. 45 u. 47 z. B. sind rein hellrot. Über das Schicksal der Caryosome kann ich nichts Bestimmtes aussagen. Ihre Annäherung an den Blepharoplast deutet auf eine Verschmelzung mit diesem, zumal sie keine Spuren der Auflösung zeigen, sondern noch nach Verschwinden des übrigen Kernes fest begrenzt erscheinen. Jedfalls finden sich Formen (Fig. 47, 49), die rein hellrot gefärbt und

vollkommen hauptkernlos sind. Wie weit solche Formen noch lebensfähig sind, ist unsicher, eine gewisse kurze Lebensdauer wird man ihnen aber nicht absprechen können, da man sie noch in allen möglichen Stadien der Teilung findet. Ob sie, wie das FLU bei gewissen hauptkernlosen Formen der *Crithidia melophagia* tut, als „männliche“ Formen anzusprechen sind, möchte ich bezweifeln, da die Beobachtungen von Copulationen „männlicher“ und „weiblicher“ Formen bei diesen im Darm von Insekten lebenden Flagellaten noch zu unsicher sind. Bis auf weiteres wird man annehmen müssen, daß diese Riesenformen durch ein aus uns unbekanntes Gründen beschleunigtes Wachstum in seltenen Fällen entstehen und bald wieder infolge Zugrundegehens des Hauptkernes absterben.

Tiere, in denen auch der Blepharoplast der Auflösung anheimgefallen ist, habe ich nie gefunden. Die kleinen, oben geschilderten Normalformen zeigten als einzige und auch nur seltene Abweichung den Verlust der Geißel bis auf einen kurzen, langsam hin- und herschwingenden Stummel.

Übertragung der Parasiten durch Dauercysten.

Während *Herpetomonas muscae-domesticae* nach v. PROWAZEK (1904) in doppelter Weise auf neue Wirtstiere übertragen werden kann, nämlich durch im abgelegten Kot der Fliegen befindliche „Schleimcysten“ neben denen auch Dauercysten vorkommen, die durch copulierende Individuen gebildet werden, und durch Einwanderung der Parasiten in die Ovarialeier, scheint bei unserem Flagellat, in Übereinstimmung mit den Beobachtungen PATTON's (1908) eine Infektion durch Vererbung ausgeschlossen zu sein. PATTON hat für seine Vermutung den strikten Beweis durch das Experiment geliefert, indem er von *Lygaeus militaris* abgelegte Eier isolierte und daraus parasitenfreie Wanzen zog, die erst infiziert wurden, wenn sie mit kranken Exemplaren zusammengebracht wurden. Bei *Crithidia melophagia* (*Leptomonas melophagia*) hingegen findet nach FLU (1908) wahrscheinlich nur durch Vererbung eine Übertragung statt, da die mit dem Kote etwa abgehenden nackten Ruheformen schnell zugrunde gehen müssen.

Bei *Crithidia* (*Leptomonas*) *gerridis* beschreibt PATTON (1908) Ruheformen, die nach ihm im Kote von *Gerris fossarum* vorkommen und, wenn sie wieder in den Darm einer *Gerris* gelangen, sich zu Flagellaten umwandeln. Als „Dauercysten“ wird man sie nicht

bezeichnen können, da weder aus der Beschreibung noch aus den Abbildungen auf das Vorhandensein einer Cystenmembran geschlossen werden kann. Die im Kote von *Lygaeus* vorhandenen Stadien von PATTON'S *Herpetomonas* (*Leptomonas*) *lygaei* erinnern eher an Dauercysten, obwohl auch bei ihnen eine feste Schutzmembran nicht erwähnt wird und sie sich, wenn sie von einem *Lygaeus* aufgenommen werden, in dessen Kropf ohne weitere Veränderungen durch Längsteilungen vermehren, ähnlich der Vermehrung der LEISHMAN-DONOVAN-Körper.

Im Enddarm, bezüglich in dem Kote von *Nepa* fand ich häufig große Mengen von stark lichtbrechenden, sehr kleinen ovalen Körperchen, die sich bei genauerer Untersuchung als Dauercysten der Parasiten herausstellten. Obwohl ich einen Infektionsversuch mittels dieser Cysten bisher noch nicht machen konnte, da mir parasitenfreie Wasserskorpione nicht zur Verfügung standen, scheint die Tatsache der Übertragung der Flagellaten durch die Cysten nicht gut zu bezweifeln zu sein. Die dicht unter der Wasseroberfläche sich aufhaltenden Nepen spritzen ihren dünnflüssigen, meist zahlreiche Cysten enthaltenden Kot in kräftigem Bogen über die Wasseroberfläche hinaus und beschmutzen so die ihnen und ihren Genossen zum Aufenthalte dienenden Wasserpflanzen. Da aber die Nepen selten vereinzelt vorkommen und besonders die junge Brut sich wenig von dem Geburtsorte entfernt, scheint es nicht weiter wunderbar, daß die Infektion schnell um sich greift.

Die Cysten besitzen eine außerordentlich widerstandsfähige Hülle, die nur schwer für Farbstoffe durchlässig ist und sich durch Zerquetschen von dem Inhalte leicht isolieren läßt. In feuchter Kammer halten sie sich Wochen hindurch unverändert. Im gefärbten Dauerpräparate zeigen sie ein von zartem Netzwerk durchzogenes fein granuliertes Plasma (Fig. 29—37), das nur um den Blepharoplast einen hellen Hof freiläßt. Der bläschenförmige Hauptkern erscheint meist homogen (Fig. 29), nur selten befinden sich in ihm in wechselnder Anzahl Kernkörperchen.

Besonders aufmerksam machen möchte ich auf die in den Fig. 31—37 abgebildeten Cysten, in denen Kernteilungen und eventuell auch Kernverschmelzungen zu sehen sind. Es scheint sehr wahrscheinlich, daß hier Stadien einer Autogamie vorliegen; doch ist eine sichere Deutung noch nicht möglich.

Über die Charakterisierung der Gattungen *Herpetomonas* KENT und *Leptomonas* KENT (*Crithidia* LÉGER).

LÉGER (1902) betrachtete den *Nepa*-Parasiten als zur Gattung *Herpetomonas* gehörig und benannte ihn *H. jaculum*. Nachdem nun aber v. PROWAZEK (1904) feststellte, daß *Herpetomonas muscae-domesticae* zwei durch einen zarten Plasmasaum miteinander verbundene Geißeln besitzt, erscheint es nicht angängig, Flagellaten, denen dies Charakteristikum fehlt, in dieselbe Gattung einzureihen. PATTON'S Behauptung, daß auch *H. muscae-domesticae* normalerweise nur eine Geißel besitzt, und daß v. PROWAZEK durch den häufig zu beobachtenden Vorgang der Verdoppelung des Geißelapparates als Einleitung der Längsteilung getäuscht worden sei, ist um so weniger stichhaltig, als WERNER neben *Herpetomonas* im Stubenfliegenkot eine eingeißelige Flagellatenform gefunden hat, die deutlich schon durch ihre Größe sich von *H. muscae-domesticae* unterscheidet. Es ist also sehr wohl möglich, daß PATTON gar nicht *H. muscae-domesticae*, sondern eine andere Form, die wirklich nur eine Geißel besitzt, vor sich gehabt hat.

Zu *Herpetomonas* gehören demnach nur *H. muscae-domesticae* und *H. sarcophagae*. Alle anderen bisher zu der Gattung *Herpetomonas* gezählten Flagellaten sind in einer Gattung zusammenzufassen, für die CHATTON u. ALILAIRE (1908) den Gattungsnamen *Leptomonas* KENT (1881) festlegen. Die von LÉGER aufgestellte Gattung *Crithidia* zieht man wohl dann am besten ein und stellt die sie repräsentierenden Species ebenfalls zu *Leptomonas*, da die von den Autoren erwähnten Unterschiede zwischen *Leptomonas* und *Crithidia* im Vergleich zu den sogar bei ein und derselben Species auftretenden Abweichungen von dem Normaltyp nur geringfügiger Natur sind. *Leptomonas* umfaßt dann also alle im Insektdarm lebenden Flagellaten, die eine aus einem Blepharoplast entspringende, nach vorn gerichtete Geißel haben, ganz gleich, ob der Blepharoplast in der vorderen oder hinteren Hälfte des Tieres liegt, ob Spuren einer undulierenden Membran vorhanden sind oder nicht.

Der Kala-Azar-Parasit kann natürlich nicht, wie PATTON meint, *Herpetomonas donovani*, ebensowenig aber *Crithidia* oder *Leptomonas donovani* benannt werden, weil er, trotz aller verwandtschaftlichen Beziehungen mit den erwähnten Gattungen, immerhin in seiner Entwicklung sich so abweichend verhält, daß man für ihn eine besondere Gattung beanspruchen muß. Er hat demnach *Leishmania donovani* zu heißen.

V. Schlussbemerkungen.

Akzeptieren wir die von HARTMANN (1907) in seinem „System der Protozoen“ vorgeschlagene Einteilung der *Flagellata* im engeren Sinne in die Ordnungen der *Protomonadina* BLOCHMANN, *Polymastigina* BÜTSCHLI u. BLOCHMANN, *Binucleata* HARTMANN, *Euglenoidina* KLEBS, *Chromomonadina* BLOCHMAN und *Phytomonadina* BLOCHMANN, so haben wir in *Copromonas major* und *Leptomonas jaculum* je einen Vertreter der *Euglenoidina* und *Binucleata* vor uns.

Die *Binucleata* bilden eine in sich geschlossene Gruppe, während, wie HARTMANN ausführt, die übrigen Ordnungen einen mehr oder minder ausgeprägten provisorischen Charakter tragen, da infolge unserer geringen Kenntnisse der Entwicklung und des feineren Baues vieler Flagellaten, diese nach oft unwesentlichen äußerlichen Übereinstimmungen in diese oder jene Ordnung gestellt wurden.

In seinen „Flagellatenstudien“ hat v. PROWAZEK bereits die beiden Punkte hervorgehoben, die für eine Neugruppierung der Flagellaten in Betracht kommen: nämlich Bau des Kernes und Ausbildung des Bewegungsapparates. Wenn auch die Entwicklungshöhe von Kern und Geißelapparat durchaus nicht bei jeder Form auf der gleichen Stufe stehen wird, so wird doch z. B. bei einer Gruppe mit kompliziertem Kernbau der Bewegungsapparat nicht so konstruiert sein wie der von niederen Flagellaten.

Für die Entscheidung, ob ein Tier einen Kern von primitivem oder kompliziertem Aufbau besitzt, kommt der Begriff des Kerndualismus in Betracht, wie ihn, angeregt durch SCHAUDINN, HARTMANN und v. PROWAZEK (1907) aufgestellt haben. Sie unterscheiden im Protozoenkern einen lokomotorischen und einen trophischen Teil. Der primitivste, und wahrscheinlich auch phylogenetisch älteste Kern ist der, in dem keinerlei Differenzierung im Ruhezustande zu erkennen ist, also trophisches und lokomotorisches Kernmaterial gleichmäßig miteinander vermischt ist. Dementsprechend ist auch die Kernteilung primitiv. Die Geißel entspringt direkt aus dem Kern. Die nächst höhere Entwicklungsstufe zeigt die Anfänge der Sonderung der Kernsubstanzen. Ein Caryosom hat hauptsächlich lokomotorische Funktion, während das außerhalb des Caryosoms in der Kernsaftzone angeordnete Chromatin trophisch tätig ist. Auch bei diesen Formen scheint die Geißel oft noch aus dem Kern, und zwar entsprechend der eingetretenen Arbeitsteilung aus dem Caryosom zu entspringen. Weiterhin kann an dem Kern noch eine Kernmembran auftreten.

Wird der Geißelapparat komplizierter, so tritt zunächst ein Basalkorn auf, das höchstwahrscheinlich aus dem Caryosom oder vielmehr dem im Caryosom verborgenen Centriol seinen Ursprung genommen hat und mit ihm noch durch eine Fibrille, den Rhizoplasten in Verbindung steht. Daß auch bei niederen Flagellaten bereits ein Centriol vorkommt, wird durch die Untersuchungen von HARTMANN und NÄGLER, die es bei allen von ihnen untersuchten Amöben fanden, wahrscheinlich gemacht.

Weiter wird das Basalkorn unabhängiger vom Kern. Die dauernde Verbindung zwischen beiden schwindet. Bei *Copromonas major* geht das Basalkorn vor der Zellteilung zugrunde, und aus den beiden Tochtercentriolen schnürt sich je ein neues Korn ab, das die neue Geißel produziert. Anders noch ist es bei *Copromonas subtilis*. Hier geht vor der Zellteilung nur die Geißel verloren, während das alte Basalkorn durch hantelförmige Teilung in die beiden neuen zerfällt.

Am interessantesten aber liegen die Verhältnisse bei den *Binnucleata*. Der Kerndualismus besteht hier nicht nur in der Scheidung von Caryosom und Außenchromatin, sondern der durch heteropole Teilung aus dem Hauptkern entstandene Blepharoplast ist Ursprung der zur äußeren Fortbewegung dienenden Geißeln und etwaigen undulierenden Membran. Vom Basalkorn unterscheidet sich der Blepharoplast durch seine Zusammensetzung aus trophischem und lokomotorischem Kernmaterial. Diese Zusammensetzung erklärt auch das Vorkommen hauptkernloser Flagellaten. Denn da der Blepharoplast auch trophische Kernbestandteile enthält, wird er imstande sein, wenigstens einige Zeit die Ernährung der Zelle aufrechtzuerhalten.

Von den hauptsächlich im Insektendarm lebenden Parasiten (*Herpetomonas*, *Leptomonas*) kann man die im Blutserum von Wirbeltieren sich bewegenden Flagellaten ableiten, die Trypanosomen. Ihre abweichende Gestalt, die durch das Herabrücken des Blepharoplasten nach dem Hinterende bedingt ist, ist wohl nur eine sekundäre Anpassung an ihre Lebensweise. Eine Verbindung zwischen ihnen und den Insektendarmparasiten ergibt sich daraus, daß letztere meist in stechenden und saugenden Insekten vorkommen und demnach sehr oft bei dem Saugakt in das Blutgefäßsystem der überfallenen Wirbeltiere gelangen mußten. Ein weiterer Beweis für die nahe Verwandtschaft beider Gruppen erscheint mir darin, daß die Formen, die sich aus in Blutagar übertragenen Blutparasiten entwickeln, eine richtige *Leptomonas*-Gestalt annehmen durch Herauf-

rücken des Blepharoplasten nach vorn und damit verbundener Rückbildung der Saumgeißel.

Geben die *Binucleata* ihre selbständige Fortbewegung durch Geißeln ganz oder in einem Teil ihres Lebens auf, so beginnt die Rückbildung des lokomotorischen Kernes. *Haemoproteus noctuae* zeigt noch oft einen kleinen, in der Nähe des Kernes liegenden Blepharoplast (Fig. 56—58), der zuweilen noch durch eine Fibrille mit dem Caryosom in Verbindung steht und so auf seinen Ursprung aus dem Caryosom hindeutet. Auch bei dem *Proteosoma* der Vögel hat HARTMANN in einigen Fällen einen Blepharoplast entdeckt. Bei *Leucocytozoon ziemanni* liegt am Rande des großen blassen, von einer schmalen Kernsaftzone umgebenen Caryosoms ein dunkelgefärbter Blepharoplast (Fig. 50—53), der auch an den im Gametocyten vor sich gehenden Kernteilungen Anteil nimmt (Fig. 52).¹⁾ Bei den menschlichen Malariaparasiten ist der Blepharoplast nach HARTMANN wieder vom Hauptkern aufgenommen worden, scheint aber in seltenen Fällen aus ihm herauszutreten.

Wir sehen, wie in diesem Falle der Begriff des Kerndualismus befruchtend auf die Erkenntnis der Verwandtschaftsverhältnisse von Formengruppen gewirkt hat, die bisher im System weit voneinander entfernte Plätze angewiesen bekommen hatten; Sache weiterer Einzelforschungen wird es sein, das Material zum weiteren Ausbau des Systems der Flagellaten zu liefern, das heute erst in den Hauptzügen skizziert werden kann.

VI. Literatur-Verzeichnis.

- AWERINZEW, S.: Beiträge zur Kenntnis der Flagellaten. Zool. Anz. Vol. XXXI 1907.
 BLOCHMANN, F.: Kleine Mitteilungen über Protozoen. Biol. Centralbl. Vol. XIV 1894.
 —: Über die Kernteilung bei *Englena*. Ibid.
 —: Die mikroskopische Tierwelt des Süßwassers. Abt. I: Protozoa. Hamburg 1895.
 BÜTSCHLI, O.: Beiträge zur Kenntnis der Flagellaten und einiger verwandter Organismen. Zeitschr. f. wiss. Zool. Vol. XXX 1878.
 —: Mastigophora. in: BRONN's Klassen u. Ordn. d. Tierreichs 1885—87.

¹⁾ Die hier abgebildeten Figuren von *Haemoproteus* und *Leucocytozoon* stammen aus Präparaten, die nach feuchter Fixierung mit der Lith.-E.-H.-Färbung behandelt wurden.

- CHATTON, E. et ALILAIRE, E.: Coexistence d'un *Leptomonas* (*Herpetomonas*) et d'un *Trypanosoma* chez un muscide non vulnérant, *Drosophila confusa* Staeger. C. R. Soc. Biol. 1908.
- CZENKOWSKI, L.: Beiträge zur Kenntnis der Monaden. Arch. f. mikr. Anat. Vol. I 1865.
- : Über Palmellaceen und einige Flagellaten. Ibid. Vol. VI 1870.
- CZENKOWSKI, D. D.: On the Development of Certain Microscopic Organisms occurring in the Intestinal Canal. Quart. Journ. Micr. Sci. Vol. XXI 1881.
- DALLINGER, W. H. and DRYSDALE, J.: Researches on the Life-History of the Monads. Several Papers, Monthly Micr. Journ. Vol. X—XII 1873—75.
- DANGEARD, P. A.: Recherches sur les Cryptomonadinae et les Euglenae. Le Botaniste. 1^e année 1888.
- : Sur les Chlamydomonadinées. C. R. Ac. Sci. Paris Vol. CXXXVII 1898.
- : Mémoire sur les Chlamydomonadinées. Le Botaniste. 6^e année 1898.
- : Etude sur la Structure de la Cellule et ses Fonctions. Le Polytoma uvella. Ibid. 8^e série 1901.
- : Recherches sur les Eugléniens. Ibid. 8^e série 1902.
- : Observations sur le *Monas vulgaris*. C. R. Ac. Sci. Paris Vol. CXXXVI 1903.
- DOBELL: The Structure and Life-History of *Copromonas subtiles* nov. gen. nov. sp. The Quart. Journ. of Micr. Sci. Vol. 52 January 1908.
- FISCH, G.: Untersuchungen über einige Flagellaten und verwandte Organismen. Zeitschr. f. wiss. Zool. Vol. XLII 1885.
- FISCHER, A.: Über die Geißeln einiger Flagellaten. PRINGSHELMS Jahrb. f. wiss. Bot. Vol. XXVI 1894.
- FLU, P. C.: Über die Flagellaten im Darm von *Melophagus ovinus*. Arch. f. Protistenk. Bd. XII 1908.
- Francé, R.: Die Polytomeen, eine morphologisch-entwicklungsgeschichtliche Studie. PRINGSHELMS Jahrb. f. wiss. Bot. Vol. XXVI 1894.
- GOLDSCHMIDT, R.: Lebensgeschichte der Mastigamöben *Mastigella vitrea* n. sp. und *Mastigina setosa* n. sp. Arch. f. Protistenk., Suppl. I, Festband f. R. HERTWIG 1907.
- HARTMANN, M. (1904): Die Fortpflanzungsweisen der Organismen usw., zugleich vorläufige Mitteilung über die Dicyemiden. in: Biol. Centralbl. 1904.
- (1907 a): Praktikum der Protozoologie. in: KISSKALT u. HARTMANN, Prakt. d. Bakt. u. Protozool. Jena.
- (1907 b): Das System der Protozoen, zugleich vorläufige Mitteilung über Proteosoma. in: Arch. f. Protistenk. Bd. X.
- HARTMANN u. v. PROWAZEK (1907): Blepharoplast, Caryosom und Centrosom. Ibid. Bd. X.
- HARTMANN u. NÄGLER (1908): Copulation bei *Amoeba diploidea* n. sp. mit Selbständigbleiben der Gametenkerne während des ganzen Lebenscyclus. in: Sitz.-Ber. Gesellsch. naturf. Freunde 1908.
- KEUTEN, J.: Die Kernteilung von *Euglena viridis* EHRBG. Zeitschr. f. wiss. Zool. Vol. LX 1895.
- KHAWKINE, W.: Recherches Biologiques sur l'*Astasia ocellata* n. sp. et l'*Euglena viridis* EHRBG. Ann. Sci. Nat. (Zool.) 6^e série 19, Art 7 1885, und 7^e série 1 Art. 6 1886.

- KLEBS, G.: Über die Organisation einiger Flagellaten-Gruppen und ihre Beziehungen zu Algen und Infusorien. *Untersuch. a. d. bot. Inst. Tübingen* Vol. 1 1883.
- KRASSILTSCHIK, J.: Zur Entwicklungsgeschichte und Systematik der Gattung *Polytoma*. (Vorl. Mittel.) *Zool. Anz.* 5. Jahrg. 1882.
- MAIER, H. N.: Über den feineren Bau der Wimperapparate der Infusorien. *Arch. f. Protistenk.* Bd. II 1903.
- MEYER, H.: Untersuchungen über einige Flagellaten. *Rev. Suisse Zool. Genève* Vol. V 1897.
- PATTON, W. S.: The Life-Cycle of a species of *Crithidia* parasitic in the intestinal tract of *Gerris fossarum*. *Arch. f. Protistenk.* Bd. XII 1908.
- : *Herpetomonas lygaei*. *Arch. f. Protistenk.* Bd. 13 1908.
- PLENGE, H.: Über die Verbindungen zwischen Geißel und Kern bei den Schwärmerzellen der Mycetozoen und bei Flagellaten, und über die an Metazoen aufgefundenen Beziehungen der Flimmerapparate zum Protoplasma und Kern. *Verh. naturhist.-med. Ver. Heidelberg N. F.* Vol. VI 1899.
- PROWAZEK, S. v.: Vitalfärbungen mit Neutralrot an Protozoen. *Zeitschr. f. wiss. Zool.* Vol. LXIII 1897.
- : Protozoenstudien. II. *Arb. a. d. Zool. Inst. d. Univ. Wien* Vol. XII 1900.
- : Kernteilung und Vermehrung der *Polytoma*. *Öster. bot. Zeitschr.* Vol. LI 1901.
- : Flagellatenstudien. *Arch. f. Protistenk.* Bd. II 1903.
- : Die Entwicklung von *Herpetomonas*. *Arb. a. d. kais. Gesundheitsamte* Vol. XX 1904.
- : Die Kernteilung des Entosiphon. *Ibid.*
- : Untersuchungen über einige parasitische Flagellaten. *Ibid.* Vol. XXI 1904.
- ROUBAUD, E.: Sur un nouveau Flagellé, parasite de l'intestin des Muscides, au Congo français. *C. R. Soc. Biol.* 1908 1 p. 1106.
- : *Leptomonas mesnili* n. sp.; nouveau flagellé à formes trypanosomes de l'intestin de Muscides non piqueurs. *C. R. Soc. Biol.* 1908 2 p. 39.
- SCHAUDINN, F.: *Camptonema nutans* nov. gen. nov. sp., ein neuer mariner Rhizopode. *Sitz.-Ber. Akad. Berlin* Vol. II 1894.
- : Über das Centrakorn der Heliozoen, ein Beitrag zur Centrosomenfrage. *Verh. deutsch. zool. Ges.* 1896.
- : Generations- und Wirtswechsel bei *Trypanosoma* und Spirochäte. (Vorl. Mittel.) *Arb. a. d. kais. Gesundheitsamte* Vol. XIX 1902.
- : Untersuchungen über die Fortpflanzung einiger Rhizopoden. (Vorl. Mittel.) *Ibid.* 1903.
- SCHULZE, F. E.: Rhizopoden-Studien. V. *Arch. f. mikr. Anat.* Vol. XI 1875.
- SENN, G.: *Flagellata* in ENGLER und PRANTL's Pflanzenfamilien. Leipzig 1900.
- STEUER, A.: Über eine Euglenoide (*Eutreptia*) aus dem Canale Grande von Triest. *Arch. f. Protistenk.* Bd. III 1904.
- STOKES, A. C.: The Food-habit of *Petalomonas*. *Sci. Gossip* 1886.
- WAGEN, H.: On the Eye-spot and Flagellum in *Euglena viridis*. *Journ. Linn. Soc.* Vol. XXVII 1899.
- WERNER, H.: Über eine eingeißeilige Flagellatenform im Darm der Stubenfliege. *Arch. f. Protistenk.* Bd. XIII p. 19 1908.
- WILSON, E. B.: *The Cell in Development and Inheritance*. New York 1900.

VII. Tafelerklärung.

• Sämtliche Figuren sind bei ZEISS homog. Imm. 2 mm apochrom. und mit dem Kompensationsocular 18 mit dem ABBÉ'schen Zeichenapparat entworfen bei 165 mm Tubuslänge. Die Vergrößerung ist ungefähr 2800fach. Nur die beiden Figg. 50 und 51 sind mit dem Kompensationsocular 12 entworfen und besitzen eine ungefähr 2000fache Vergrößerung. Die Figuren sind nach mit Lithium-E. H. gefärbten Deckglaspräparaten gezeichnet mit Ausnahme der Fig. 38—49, die nach GIEMSA's Methode gefärbt wurden.

Fig. 1—24. *Copromonas major* n. sp.

Fig. 1—14. Längsteilung von *C. major*.

Fig. 3 und 4. Auftreten der Äquatorialplatten.

Fig. 5, 10, 11. Entstehung der Tochtergeißeln.

Fig. 7. Kernspindel (mit Chromosomen?).

Fig. 8. Präparat mit gewöhnlichem Eisenhämatoxylin gefärbt, daß eine amitotische Teilung vortäuscht.

Fig. 14. Vollendete Teilung, erkennbar durch die noch nicht abgeschlossene Neuordnung der Kernsubstanzen und den links unten hervortretenden zipfelförmigen Anhang.

Fig. 15—18. Copulationsstadien.

Fig. 16. Erste Reduktionsteilung.

Fig. 17. Zugrundegehen zweier Reduktionskerne.

Fig. 20—24. Anormale Drehung der Kernspindel um 90°.

Fig. 25—28. Normalformen von *Leptomonas jaculum* LÉGER.

Fig. 29—37. Dauerzysten aus dem Kote resp. Enddarm von *Nepa cinerea* L.

Fig. 38—49. Durch Gestalt, Kernstruktur und andere Merkmale von den Normalformen abweichende Parasiten.

38—41. Verschiedene Kernformen; Verdoppelung des Geißelapparates.

Fig. 41. Teilung des Blepharoplasten und Entstehung des Tochterrhizoplasten.

Fig. 42—46. Zugrundegehen der Hauptkernes.

Fig. 47 und 49. Hauptkernlose Formen.

Fig. 48. Bau des Geißelapparates.

Fig. 50. *Leucocytozoon ziemanni* (männliche Form mit großem Kern).

Fig. 51. " " (weibliche Form mit kleinem Kern).

Fig. 52. " " (Macrogametocyt mit Blepharoplast- und Centriolenteilung?).

Fig. 53. " " (Microgametocyt).

Fig. 54—60. *Haemoproteus noctuae*.

Fig. 54 u. 55. Gametocyten.

Fig. 56—60. Verschiedene Wachstumsstadien der intraglobulären Parasiten.

Fig. 56—58. Parasiten mit kleinem Blepharoplast.

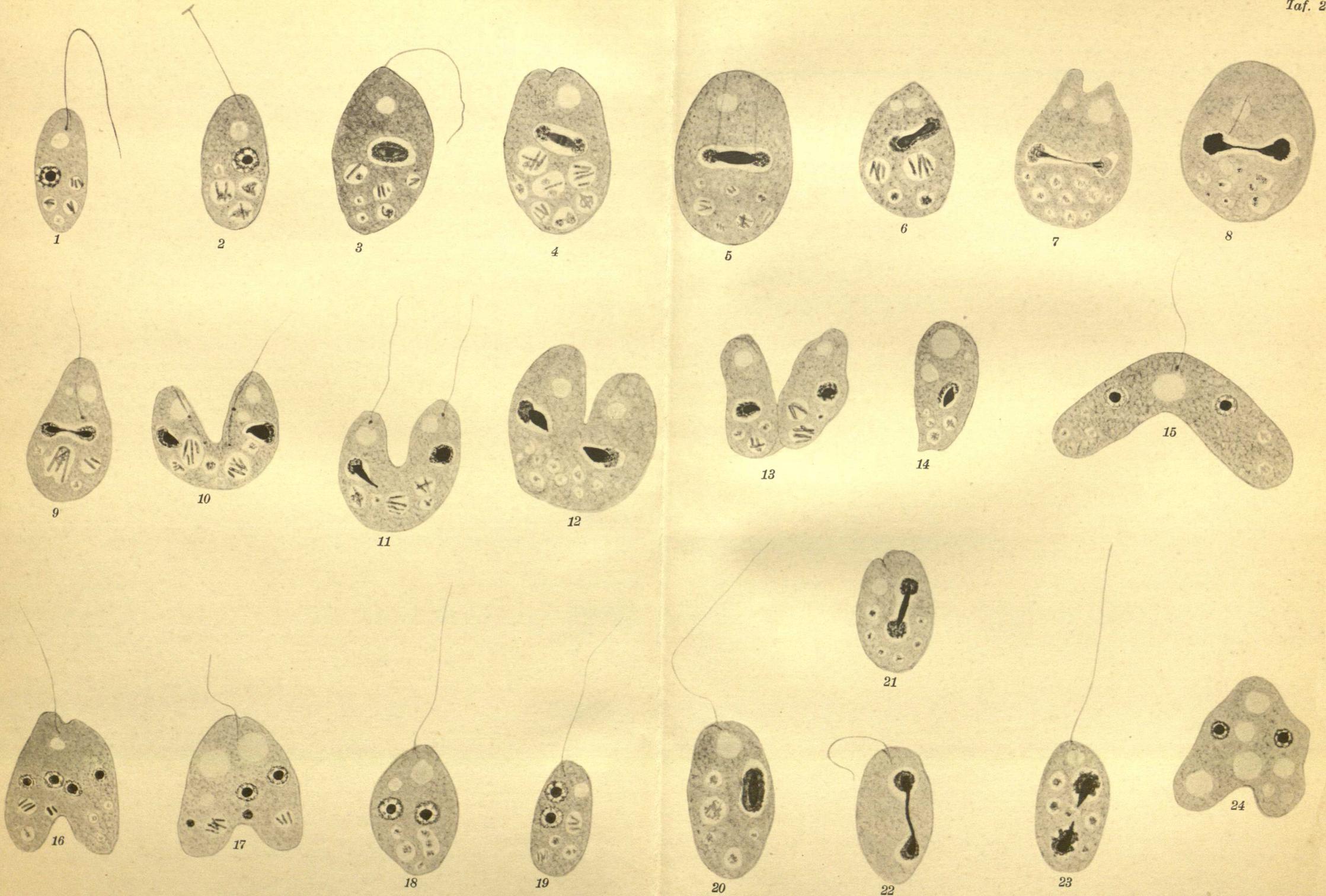


Fig. 1-24 *Copromonas major* n. sp. Vergr. circa 2800 \times | 1.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.



Fig. 25-49 *Leptomonas jaculum* Léger; Vergr. circa 2800/1.

Fig. 50-53 *Lencocytozoon ziemanni* Schaudinn; Vergr. Figur 50 und 51 circa 2000/1, Fig. 52 und 53 circa 2800/1.

Fig. 54-60 *Haemoproteus noctuae* Schaudinn; Vergr. circa 2800/1.