

Nachdruck verboten.  
Übersetzungsrecht vorbehalten.

Aus dem Protozoenlaboratorium des Reichsgesundheitsamts.  
(Leiter: Geh. Reg.-Rat Prof. Dr. SCHUBERG.)

## Zur Morphologie und Biologie von *Dictyostelium mucoroides* BREF.

Von

W. von Schuckmann.

(Hierzu 5 Textfiguren und Tafel 21.)

---

### Einleitung.

In den letzten Jahren hat das Interesse für diejenigen Rhizopoden, deren Dauerstadien (Cysten oder Sporen) den Darm von Menschen oder Tieren ungeschädigt passieren können, infolge der durch den Weltkrieg veranlaßten oder zum mindesten während seines Verlaufes hervorgetretenen weiteren Verbreitung der Amöbenruhr ganz erheblich zugenommen, weil die Möglichkeit besteht, daß solche in der Regel harmlose Darmpassanten, die aus menschlichem oder tierischem Kot in Kulturen gezüchtet werden, für den Erreger der Amöbenruhr (*Entamoeba histolytica*) oder für eine andere parasitische Entamöbenart angesprochen werden. Zu diesen Darmpassanten gehört auch, wie unten näher dargelegt werden soll, der Myxomycet *Dictyostelium mucoroides* BREF.<sup>1)</sup> Dieser in mehr als einer Hinsicht interessante Organismus ist schon seit über 50 Jahren bekannt und verschiedentlich genauer untersucht worden; trotzdem aber weisen unsere Kenntnisse über seine Morphologie und Biologie immer noch einige Lücken auf. Ich benutzte deshalb, als ich dank

---

<sup>1)</sup> Im Text dieser Arbeit stets als *D. m.* bezeichnet.

der Liebenswürdigkeit des Herrn San.-Rats Dr. OEHLER-Frankfurt a. M. in den Besitz einer „gemischten Reinkultur“ von *D. m.* gelangt war, die Gelegenheit zu einigen morphologischen und biologischen Untersuchungen an *D. m.*, über deren Ergebnisse im folgenden berichtet werden soll. Zuvor aber dürfte eine kurze Übersicht über die wichtigsten bei früheren Untersuchungen von *D. m.* erzielten Ergebnisse wohl am Platze sein, weil eine zusammenfassende Darstellung unserer Kenntnisse von *D. m.* bisher nur in einer nicht überall leicht erhältlichen amerikanischen Zeitschrift vor mehr als 20 Jahren erschienen ist, und weil in ihr zwei wichtige Arbeiten über *D. m.* (POTTS 1902 und PINOY 1907) noch nicht berücksichtigt werden konnten.

### Literaturübersicht.

Gelegentlich eingehender Untersuchungen über die auf Tierkot auftretende Schimmelpilzflora fand BREFELD (1869) einen amöbenartigen Organismus, den er wegen seiner den Sporangien der Schimmelpilzgattung *Mucor* sehr ähnlichen Fruchtkörper *Dictyostelium mucoroides* benannte und in systematischer Hinsicht provisorisch den Mucorineen anschloß. Bei genauerem Studium seines Entwicklungskreislaufs erwies er sich als ein den Myxomyceten oder Mycetozoen nahe verwandter Schleimpilz, der nach Ansicht seines Entdeckers, andererseits „eine Brücke zu den eigentlichen Pilzen“ bildet. VAN TIEGHEM (1880) vereinigte die Gattung *Dictyostelium* mit zwei anderen Gattungen (*Acrasis* und *Guttulina*) in der Familie der *Acrasieae*, während BREFELD in einer zweiten Arbeit (1884) *D. m.* zusammen mit dem ihm nahe verwandten *Polysphondylium violaceum* als *Myxomycetes aplasmodiophori* den typischen Myxomyceten (*Myxomycetes plasmodiophori*) gegenüberstellte. In einer ausführlichen Monographie behandelte dann später OLIVE (1902) die Gruppe der *Acrasieen*, zu der er die Gattungen *Sappinia*, *Guttulinopsis*, *Guttulina*, *Acrasis*, *Dictyostelium*, *Polysphondylium* und *Coenonia* mit insgesamt 20 Arten rechnete.

Der Grund für die Gegenüberstellung von *D. m.* und seinen nächsten Verwandten einerseits und den typischen Myxomyceten andererseits liegt darin, daß erstere nicht wie die typischen Myxomyceten echte, durch Verschmelzung von zahlreichen Einzelamöben entstehende Plasmodien bilden, sondern nur „Scheinplasmodien“ („Pseudoplasmodien“ POTTS 1902) hervorbringen, in denen zwar auch zahlreiche Amöben in sog. „Zügen“ dicht beieinander liegen, eine Verschmelzung der Amöben zu einer einheitlichen Masse jedoch niemals stattfindet. Ein solches Pseudoplasmodium hat, wie POTTS (a. a. O. p. 283) feststellt, im Gegensatz zu den echten Plasmodien „keine Vorwärtsbewegung des Ganzen vermittels Pseudopodien, und auch keine rhythmische Zirkulation seines Protoplasmas, und es findet wahrscheinlich in diesem Stadium keine Ernährung statt, es scheint lediglich ein notwendiger Vorläufer der Sporenbildung“. Auch durch das Fehlen eines begeißelten Schwärmerstadiums, sowie der Wandung und des „Capillitiums“ in den sog. Pseudosporangien (s. u.) unterscheidet sich *D. m.*, wie POTTS (1902) ebenfalls hervorhebt, von den typischen Myxomyceten. Die Pseudoplasmodien der *Acrasieen* sind, nach Ansicht von OLIVE (1902), nicht

wie die echten Myxomycetenplasmodien zum vegetativen Teil des Entwicklungskreislaufs zu rechnen, sondern gehören bereits dem Fruktifikationsstadium an und sind daher den echten Plasmodien der typischen Myxomyceten nicht homolog.

Hinsichtlich der Ernährung von *D. m.* herrschte lange Zeit (BREFELD 1869 und 1884, NADSON 1899, POTTS 1902, OLIVE 1902) die irrige Ansicht, daß die *D. m.*-Amöben zwar zur gelegentlichen Aufnahme fester Körper (Bakterien, *D. m.*-Sporen u. a. m.) befähigt seien, daß ihre Ernährung aber auf osmotischem Wege durch Aufnahme gelöster Nährstoffe erfolge. POTTS (1902) äußert die Meinung, daß die *D. m.*-Amöben ein verdauendes Enzym ausscheiden, durch welches Bakterien, die sich in der Umgebung der Amöben befinden, extracellulär verdaut werden, und daß die Produkte dieser Verdauung dann durch Osmose ins Innere der *D. m.*-Amöben gelangen. Erst PINOY (1907) gelang der endgültige Nachweis, daß Bakterien regelmäßig von den *D. m.*-Amöben aufgenommen und in Nahrungsvakuolen mit Hilfe einer „diastase intracellulaire“ verdaut werden, daß also, mit anderen Worten, die Ernährung der *D. m.*-Amöben in der gleichen Weise wie die anderer saprophytischer Amöben erfolgt.

Der Entwicklungskreislauf von *D. m.* beginnt mit dem Ausschlüpfen des Inhaltes der Sporen, das schon BREFELD (1869) beobachtet und ausführlich beschrieben hat. Es erfolgt nach OEHLER (1923) „leicht, wenn lebende Bakterien zugegen sind, schlecht oder garnicht, wenn abgetötete Bakterien oder nur Nährlösungen geboten werden“. POTTS (1902) hält die Anwesenheit von Phosphaten, organischen Verbindungen und Sauerstoff in Verbindung mit Wasser für erforderlich, um eine Keimung der Sporen zu veranlassen.

Die den Sporen entschlüpften Amöben vermehren sich durch Zweiteilung, solange die Lebensbedingungen und vor allem die Nahrungsverhältnisse für sie günstig sind. Nach einiger Zeit kommt jedoch die Vermehrung zum Stillstand, und die Amöben schreiten zur Pseudoplasmodienbildung, indem sie zunächst alle in ihrem Protoplasma enthaltenen unverdauten Bakterienreste und sonstigen Fremdkörper ausstoßen, eine langgestreckte, meist spindelförmige Gestalt annehmen und sich zu sog. „Zügen“ zusammenlegen. Dadurch, daß mehrere derartige Amöbenzüge von einem Punkte ausstrahlen, nach welchem hin die in den Zügen vorhandenen, nicht miteinander verschmelzenden Amöben sich langsam bewegen, erhalten die Pseudoplasmodien von *D. m.* und seinen nächsten Verwandten ihr charakteristisches Aussehen. POTTS (1902) kommt hinsichtlich der die Pseudoplasmodienbildung auslösenden Faktoren auf Grund der Ergebnisse seiner Untersuchungen zu dem Schluß, daß „eine Pseudoplasmodienbildung erst stattfindet, wenn der Nahrungsvorrat zur Neige geht, und daß die Amöben, wenn die Umstände günstig sind, im Wachstum und in der Teilung fortfahren, bis solcher Mangel fühlbar wird“, und ebenso sieht OEHLER (1923) in eintretendem Nahrungsmangel die Ursache für die Bildung der Amöbenzüge. Auch chemotaktische Einflüsse spielen, nach Ansicht von POTTS (1902) und OLIVE (1902), bei dem Zustandekommen der Pseudoplasmodien eine Rolle. Die von SKUPIŃSKI (1918) aufgestellte Behauptung, daß die in den Zügen zusammentretenden Amöben Zygoten seien, die ihre Entstehung einem Sexualakt verdanken, bei dem nach gewissen Veränderungen am Kern die *D. m.*-Amöben paarweise miteinander verschmelzen sollen, bedarf noch der Nachprüfung. Eine Vermehrung der Amöben findet, nach den Beobachtungen von OLIVE (1902) in den Amöbenzügen nicht mehr statt.

Die Bildung des Pseudosporangienstieles, die ihren Anfang nimmt,

sobald durch das oben erwähnte Zusammenströmen von Amöben an der gemeinsamen Ausgangsstelle mehrerer „Züge“ eine größere Anhäufung von Amöben entstanden ist, wurde schon von BREFELD (1884) eingehend untersucht und beschrieben. Eine genauere, mit der BREFELD'schen weitgehend übereinstimmende Schilderung des Vorganges der Stielbildung gibt ferner auch OLIVE (1902): In den zentral gelegenen Amöben tritt, wohl infolge von Wasseraufnahme aus den ihnen zunächst liegenden Amöben, eine große, nicht kontraktile Vakuole auf. Die so als werdende Stielzellen gekennzeichneten Amöben umgeben sich dann mit einer Membran, die mit Chlorzinkjod die Cellulosereaktion gibt, und deren Dicke allmählich auf Kosten des ihr anliegenden protoplasmatischen Wandbelages immer mehr zunimmt. Der Stiel verlängert sich dann dadurch, daß alle in seiner Verlängerung, d. h. an seiner Spitze liegenden Amöben sich auf die beschriebene Weise in Stielzellen umbilden. Durch dichtes Zusammenpressen in dem von einer Scheide umgebenen Stiel werden die Stielzellen polygonal und verwachsen miteinander, so daß die anfangs vorhandenen Intercellularräume verschwinden und ein „parenchymähnliches Gewebe“ entsteht. Daß an der Spitze des sich bildenden Stieles stets Amöben liegen, die sich zu Stielzellen umbilden können, ist darauf zurückzuführen, daß die gesamte im Pseudoplasmodium vereinigte Amöbenmasse sofort bei Beginn der Stielbildung anfängt, in einer dicht zusammenhängenden Masse an dem allmählich sich verlängernden Stiel aufwärts zu kriechen.

Die am wachsenden Stiel emporwandernden Amöben werden aber nur zum Teil zur Stielbildung verbraucht. Die nach Beendigung der Stielbildung übrig bleibenden Amöben finden dagegen Verwendung bei der Bildung des kugeligen Fruchtkörperköpfchens, das als Sporangium oder — wegen des Fehlens einer Sporangienmembran — meist als Pseudosporangium bezeichnet wird. Die Vorgänge, die zur Bildung der Pseudosporangien führen, sind von BREFELD (1869 und 1884) VAN TIEGHEM (1880), POTTS (1902) und OLIVE (1902) genauer untersucht und etwa folgendermaßen geschildert werden: Die an dem wachsenden Stiel emporwandernde, ihn allseitig umgebende Amöbenmasse hat anfangs zapfen- oder kegelförmige und später etwa keulenförmige Gestalt. Schließlich sammeln sich die nicht zur Stielbildung verbrauchten Amöben am oberen Stielende zu einer kugeligen Masse an, in der sich dann jede einzelne Amöbe zu einer ovalen, von einer Membran umgebenen Spore<sup>1)</sup> umwandelt. In den fertigen Pseudosporangien liegen die Sporen in eine Flüssigkeit eingebettet, über deren Natur die obengenannten Autoren nur spärliche Angaben machen. So spricht VAN TIEGHEM (1880) von einer „matière gélatineuse“, während BREFELD (1884) der Ansicht ist, daß diese „Art von Zwischensubstanz vielleicht — Reaktionen ergaben nur ein negatives Resultat — nur Wasser sein kann“. Daß den Pseudosporangien von *D. m.* außer der Wandung auch das Capillitium fehlt, wurde oben (S. 496) bereits erwähnt.

BREFELD (1869) beschreibt außer der Sporenbildung auch die Bildung einzeln liegender cystenartiger Ruhestadien von *D. m.*, die er als Mikrocysten bezeichnet. Bei *Polysphondylium violaceum* hat er jedoch (1884) derartige Cysten nicht beobachtet. Auch VAN TIEGHEM (1880) schildert die Entstehung von Cysten bei *D. m.* und *D. roseum* durch einen knospungsähnlichen Vorgang, und ebenso

<sup>1)</sup> Nähere Angaben über Form und Größe der Sporen verschiedener *D.*-Arten und anderer Acrasieen finden sich namentlich in den Arbeiten von BREFELD (1869 und 1884) und OLIVE (1902).

meint OLIVE (1902), daß unter ungünstigen Lebensbedingungen eine Cystenbildung bei *D. m.* stattfindet. POTTS (1902) kommt dagegen auf Grund seiner Untersuchungen zu dem Schluß, „daß *D. m.* keine Mikrozysten hat“.

Über den Einfluß physikalischer Faktoren wie Wärme, Licht, Schwerkraft, Feuchtigkeit, Austrocknung usw. auf die Amöben, Pseudosporangien und Sporen von *D. m.* finden sich in der Literatur unter anderem folgende Angaben: Nach BREFELD (1869) wird die Entwicklung von *D. m.* durch Wärme erheblich beschleunigt. Das Temperaturoptimum für die Entwicklung von *D. m.* liegt nach POTTS (1902) bei 23—25° C, nach SKUPIENSKI (1918) bei 14—18° C; bei 11° C tritt eine starke Verzögerung der Entwicklung ein. Während BREFELD (1869) einen Einfluß des Lichtes auf die Pseudosporangien nicht feststellen konnte, sahen POTTS (1902) und PINOY (1907) einen deutlichen positiven Heliotropismus der Pseudosporangien. Ein richtender Einfluß der Schwerkraft auf die Stiele der Pseudosporangien konnte dagegen von BREFELD (1869), POTTS (1902) und OLIVE (1902) nicht festgestellt werden; die genannten Verfasser betonen vielmehr, daß die Pseudosporangienstiele, soweit nicht das Licht ihre Richtung beeinflusst, ohne Rücksicht auf die Lage des Kulturgefäßes stets genau senkrecht zum Substrat wachsen. Die Ursache für diese Art des Wachstums sehen POTTS (1902) und OLIVE (1902) in einer negativen Hydrotaxis. Eine mit Feuchtigkeit gesättigte Atmosphäre ist nach POTTS (1902) für das Amöbenstadium von *D. m.* so schädlich, daß über 90% aller Amöben in einer solchen Atmosphäre zugrunde gehen, während die überlebenden Amöben nur wenige, zwerghaft kleine Pseudosporangien bilden sollen. Bei Züchtung von *D. m.* in Wasser sah POTTS überhaupt keine Stielbildung, sondern nur das Auftreten ungestielter Sporenhaufen. Er nimmt deshalb an, daß die Ursache für die Stielbildung in der Transpiration zu suchen sei, und daß die Unmöglichkeit der Transpiration bei Züchtung von *D. m.* in Wasser das Ausbleiben der Stielbildung zur Folge habe. Über die Wirkung der Austrocknung auf die Sporen von *D. m.* berichtet BREFELD (1869): „Nach 3 Wochen keimten die Sporen noch ziemlich allgemein, in der 5. Woche nur mehr einzeln, nach der 6. habe ich nie mehr die Keimung gesehen“. POTTS (1902) fand dagegen die Sporen nur dann noch keimfähig, wenn sie nicht länger als 10—12 Tage am Deckglas angetrocknet waren; feucht gehalten blieben dagegen die Sporen mindestens 5 Monate keimfähig. Auch eine einstündige Erwärmung der Sporen auf 49° C in feuchter Atmosphäre soll die Keimfähigkeit der Sporen nicht herabsetzen.

---

## Eigene Untersuchungen.

### 1. Vorkommen von *Dictyostelium mucoroides*.

Über das Vorkommen von *D. m.* finden sich in der Literatur nur wenige, meist kurze Angaben. BREFELD (1869) hat *D. m.* „am sichersten und reichsten immer auf Kaninchenmist angetroffen“. *Poly-sphondylium violaceum* fand der gleiche Verfasser (1884) auf Pferdemit, und zwar konnte er es „bei aufmerksamer Beobachtung in Deutschland allgemein antreffen“. Nach POTTS (1902) tritt *D. m.*

„in der Natur auf Pferde- oder Kaninchenmist“ auf. PINOY (1907) fand es auf einem faulen „Becherpilz“ („Pezize“). CHATTON (1912) züchtete es neben einer Entamoebenart aus dem Kot eines Affen (*Macacus sinicus*), OEHLER (1923) gibt Mist, Kompost und Walderde als Fundstätten an, und KROSZ (1924) erwähnt kurz, daß er *D. m.* mehrfach in Kulturen aus Pferdekot angetroffen habe.

Bei meinen Untersuchungen konnte ich *D. m.* aus dem Kot von verschiedenen Versuchstieren züchten. So ergaben z. B. Kotproben von 6 Meerschweinchen, die ich mehrfach durch Anlegung von Kulturen auf die in ihrem Kot vorkommenden Amöbenarten hin untersuchte, fast jedesmal ein Wachstum von *D. m.* Um eine Verunreinigung der zur Anlegung von Kulturen benutzten Kotproben mit *D. m.* zu vermeiden, verfuhr ich bei diesen Versuchen mit kleineren Versuchstieren stets so, daß ich die Tiere einzeln in sterilen, mit einem Deckel versehenen Gläsern Kot absetzen ließ und diesen dann unmittelbar nach der Ablage auf die Amöbenagarplatten übertrug. Um ganz sicher zu gehen, stellte ich diese Versuche nicht in dem sonst von mir zu meinen Untersuchungen über *D. m.* benutzten Raum an, sondern in einem anderen Raum, in dem noch niemals mit *D. m.* gearbeitet worden war. Schließlich entnahm ich auch einem toten Meerschweinchen, dessen Kotproben schon bei seinen Lebzeiten mehrmals *D. m.*-Wachstum in den Kulturen ergeben hatten, mit einer sterilen Pinzette einige Kotproben aus dem Darm, übertrug sie sofort auf Amöbenagar und konnte auch aus ihnen *D. m.* züchten. Eine Verunreinigung der Kotproben mit *D. m.* von außen her dürfte bei dieser Versuchsanordnung wohl völlig ausgeschlossen sein. Wenn sich trotzdem aus den Kotproben von den 6 Meerschweinchen fast stets *D. m.* züchten ließ, so muß also *D. m.* in dem Kot schon vor seiner Ablage — wahrscheinlich in Form von Sporen — vorhanden gewesen sein. In genau der gleichen Weise konnte ich *D. m.* auch im Kot einiger Mäuse und Kaninchen kulturell nachweisen. Dagegen hatte ich bei der kulturellen Untersuchung von Pferde-, Esel-, Ziegen-, Schweine-, Ratten- und Hundekot und des Darminhaltes von Regenwürmern in bezug auf *D. m.* bisher stets negative Ergebnisse. Alle von mir zur Anlegung von Kulturen benutzten Kotproben untersuchte ich auch mikroskopisch auf das Vorhandensein von *D. m.* und anderen Protozoen, fand jedoch in sämtlichen Kotproben *D. m.* weder in Amöben-, noch in Sporenform.

Meine Untersuchungen von Kotproben verschiedener Versuchstiere auf das Vorhandensein von *D. m.* haben also, in Bestätigung

der oben erwähnten Angaben von CHATTON (1912) und KROSZ (1924) ergeben, daß *D. m.*, ebenso wie andere saprophytisch lebende Amöbenarten, den Darm von Tieren (Kaninchen, Meerschweinchen und Mäuse) ungeschädigt passieren und nach dem Absetzen des Kotes seinen Entwicklungskreislauf von neuem beginnen kann, daß also, mit anderen Worten, *D. m.* zu den sog. Darmpassanten gehört. Bei der kulturellen Untersuchung von Kot auf Amöben wird man daher stets auch mit dem Auftreten von *D. m.* rechnen und deshalb auf das etwaige Vorhandensein der für *D. m.* charakteristischen Pseudoplasmodien und Pseudosporangien achten müssen. Auf einige morphologische Merkmale, die eine sichere Unterscheidung der vegetativen *D. m.*-Amöben von anderen in Kulturen züchtbaren, saprophytischen Amöbenarten ermöglichen, soll unten näher eingegangen werden.

## 2. Züchtung.

Die Züchtung von *D. m.* wurde bereits von BREFELD (1869) mit Erfolg versucht. Als Kulturmedium benutzte er einen durch Auskochen von frischem Pferdemist gewonnenen, mehrfach filtrierten „Mistdecoct“ sowie Pferdemist, der mit wenig Wasser eine halbe Stunde gekocht war, bis er nahezu seine natürliche Konsistenz wieder erreicht hatte. Auch NADSON (1899) züchtete *D. m.* auf Pferdemist, außerdem aber auch auf Gelatine, der ein Extrakt aus Pferdemist, Malz oder ein peptonisierter, leicht alkalisch gemachter Fleischextrakt zugesetzt war. POTTS (1902), der zahlreiche Züchtungsversuche mit *D. m.* anstellte, benutzte außer sterilisiertem Pferdemist und Mistextrakt auch Agar- und Gelatinenährböden. Er konnte, in Übereinstimmung mit NADSON (1899), feststellen, daß eine schwach alkalische Reaktion des Nährmediums für das Wachstum und die Sporenbildung von *D. m.* besonders günstig ist, daß aber ein Wachstum auch auf Medien erfolgt, „deren Reaktion von schwachem Säuregehalt bis zu ausgesprochen alkalischer Beschaffenheit variiert“. In Flüssigkeiten ist nach POTTS (1902) das Wachstum von *D. m.* etwas weniger gut als auf festen Substraten; es hört völlig auf, wenn die Flüssigkeitsschicht tiefer als 10 mm ist. OLIVE (1902) bediente sich zur Züchtung von *D. m.* und anderen Acrasieen teils des vorher sterilisierten Substrates, auf dem die betreffenden Organismen unter natürlichen Verhältnissen wachsen, teils eines 1,5 bis 2% igen Agars, dem eine schwache Pferdekotabkochung oder Peptonlösung zugesetzt war. PINOY (1907) benutzte „Leinsamengelatine“ als Nährboden, und SKUPIENSKI (1918) züchtete *D. m.* ebenfalls auf Gelatinenährböden (2 g Gelatine + 1 l Heuabkochung 10 : 1000) oder auf Fließpapierstreifen, deren eines Ende in ein mit Heuabkochung (10 : 1000) gefülltes Reagenzglas eintauchte. OEHLER (1923) empfiehlt als geeigneten Nährboden „ $\frac{1}{100}$  Wasseragar ohne Nährstoffzusatz“.

Zur Isolierung und Weiterzüchtung meiner *D. m.*-Stämme benutzte ich den von v. WASIELEWSKY und KÜHN (1914) angegebenen Amöbenagar, als Nahrungsbakterium kam meist *Bac. coli* zur Ver-

wendung. Trat in den mit Tierkot beschickten Stammkulturen *D. m.* auf, so wartete ich die Bildung von Pseudosporangien ab und übertrug dann einzelne Pseudosporangien, die sich unter der Lupe mit einer feinen Pinzette leicht „abpflücken“ lassen, auf die Mitte von Amöbenagarplatten, die nach dem von MOUTON (1902) angegebenen Verfahren mit Bakterienradien vorbeimpft waren; die den übertragenen Sporen entschlüpften Amöben wuchsen dann bei Zimmertemperatur längs der Bakterienradien, die sie völlig aufzehrten, bis zum Plattenrand. Meist erhielt ich auf diese einfache Weise schon nach der ersten, sicher aber nach der zweiten Weiterimpfung „gemischte“ (MOUTON 1902) oder „zweigliedrige“ (OEHLER 1917) Reinkulturen, die nur noch *D. m.* und das ihm zur Nahrung dienende Bakterium enthielten.

In solchen Kulturen überschreiten die *D. m.*-Amöben die seitlichen Grenzen der Bakterienradien fast gar nicht, so daß also die zwischen den Radien liegenden Teile des Nährbodens von Amöben frei bleiben. Die das Pseudoplasmodium bildenden Amöbenzüge verlaufen ebenfalls ausschließlich innerhalb der Bakterienradien, und ebenso finden sich auch Pseudosporangien niemals auf den von Bakterien nicht bewachsenen Teilen der Kulturplatten. Ein höchst

charakteristisches Wachstumsbild erhält man in der Regel, wenn die zur Züchtung von *D. m.* benutzten Platten nicht mit radiären Bakterienstrichen, sondern mit einer einheitlichen, die ganze Platte überziehenden Bakterien-schicht vorbeimpft sind. Bringt man auf die Mitte solcher Platten in einem Tropfen Wasser oder physiologischer Kochsalzlösung Sporen oder Amöben von *D. m.*, so vermehren sich die den Sporen entschlüpfenden bzw. bei der Impfung übertragenen

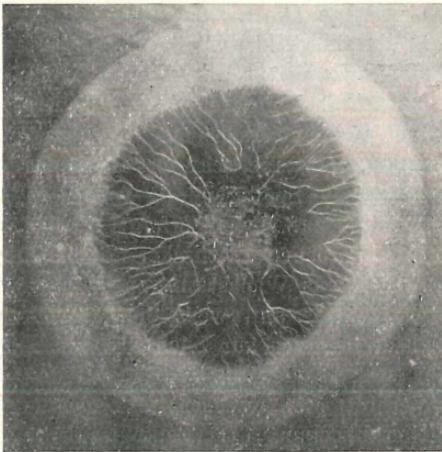


Fig. A.

3 Tage alte *D. m.*-Kultur.

Amöben und breiten sich in einer kreisrunden Schicht allmählich über die ganze Platte aus. Dabei ergibt sich etwa am 3. Tage nach der Beimpfung der Platte mit *D. m.*-Sporen das folgende Bild (Textfig. A): In dem im Mittelpunkt der Platte gelegenen „Impffleck“, in dem das übertragene *D. m.*-Material verrieben

worden ist, und in dessen näherer Umgebung steht eine Anzahl bereits fertig ausgebildeter Pseudosporangien. Eine weiter nach außen hin sich anschließende Zone weist die für das Pseudoplasmodienstadium charakteristischen, wurzelartig verzweigten Amöbenzüge in besonders schöner Ausbildung auf, enthält jedoch, ebenso wie die in der Mitte der Platte gelegene Impfzone, so gut wie gar keine Bakterien mehr. Die Amöbenzüge der zweiten Zone stellen gewissermaßen „einseitig“ ausgebildete Pseudoplasmodien dar. Denn während in einem typischen *D. m.*-Pseudoplasmodium die Amöbenzüge in der Regel strahlenartig von einem Punkt nach allen Seiten hin ausstrahlen, verlaufen in dem hier in Rede stehenden Fall die Amöbenzüge von einer Anzahl im Umkreis des Impffleckes nahe seinem Rand gelegener Punkte aus nur nach der Seite des Plattenrandes hin. Daß solche einseitig ausgebildeten Pseudoplasmodien bei *D. m.* vorkommen können, erwähnt bereits OLIVE (1902). Durch Anlagerung immer neuer, bis dahin einzeln gelegener Amöben an die dem Plattenrand zugekehrten Enden der Amöbenzüge verlängern und verzweigen diese sich allmählich immer mehr, so daß die Zone der Amöbenzüge unter Umständen eine recht beträchtliche Ausdehnung erreicht; in älteren Kulturen erstrecken sich die Züge häufig sogar vom Rand des Impffleckes bis zum Plattenrand. Bei einer 3 Tage alten Kultur wird jedoch die Zone der Amöbenzüge noch von einer dritten Zone umgeben, in der die Amöben sich noch nicht in die Länge gestreckt und zu Zügen zusammengelegt haben, sondern in unregelmäßiger Verteilung, vermischt mit Bakterien dicht beieinander liegen. Die Breite dieser Zone wechselt, ist jedoch in der Regel geringer als die der Zone der Amöbenzüge. Die Textfig. A läßt die hier geschilderten drei Zonen der Pseudosporangien (in der Mitte), der Amöbenzüge und der vegetativen Amöben deutlich erkennen. Von der dritten Zone nach außen hin folgt dann die Schicht der Nahrungsbakterien, in welcher *D. m.*-Amöben noch nicht vorhanden sind. Da die in den Zügen vereinigten Amöben sich langsam nach den nahe der Plattenmitte gelegenen Ausgangspunkten der Züge hin bewegen, so verschwinden die Züge allmählich von der Platte; sie hinterlassen aber auf dem Nährboden deutliche Spuren, die auch noch erkennbar bleiben, wenn alle Nahrungsbakterien verzehrt und die Amöbenzüge selbst zur Bildung der Pseudosporangien verbraucht sind. Auffallend ist es, daß auf den ganz mit einer Bakterien-schicht bedeckten Platten Pseudosporangien in größerer Anzahl nur in der Mitte der Platte, im „Impffleck“ und in seiner näheren Umgebung gebildet werden,

während der weitaus größte Teil einer solchen 5—6 Tage alten Kultur, in welcher das Amöbenwachstum den Plattenrand bereits erreicht hat, nur wenige Pseudosporangien aufweist. In gleich alten Kulturen mit Bakterienradien finden sich dagegen die Pseudosporangien über die ganze Länge der Bakterienradien hin bis zum Plattenrand in gleichmäßiger Verteilung.

### 3. Die *D. m.*-Amöben.

Wird eine mit Bakterien vorbeimpfte Amöbenagarplatte mit Sporen von *D. m.* beimpft, indem die Sporen in einem Tropfen Wasser auf die Plattenmitte gebracht und dann mit der Platinöse verrieben werden, so entschlüpfen einem Teil dieser Sporen nach einiger Zeit kleine Amöben. Das Ausschlüpfen der Amöben aus den Sporen ist schon von BREFELD beobachtet und beschrieben worden (1869, p. 87 und 1884, p. 7). Es erfolgt, wie PINOY (1907) festgestellt hat, und wie ich durch mehrfache Versuche bestätigen konnte, nur bei Anwesenheit von Bakterien. In bakterienfreiem Wassertropfen konnte ich niemals die Sporen von *D. m.* zum Ausschlüpfen bringen.

Die den Sporen entschlüpften Amöben nehmen Bakterien auf und verdauen sie intracellulär, wie ebenfalls durch PINOY (1907) einwandfrei festgestellt worden ist. Man findet häufig Bakterien in verschieden großer Zahl in den Amöben (Taf. 21 Fig. 1, 4, 9, 11, 13) und hat an ihrer verschiedenen Färbbarkeit einen gewissen Maßstab dafür, wie weit ihre Verdauung im Amöbenprotoplasma vorgeschritten ist. So färben sich z. B. die noch nicht oder erst wenig verdauten Bakterien, ebenso wie die außerhalb der Amöben liegenden, mit GIEMSA-Lösung tiefdunkelblau, während die bereits stärker verdauten Bakterien eine je nach dem erreichten Verdauungsgrade stärkere oder schwächere Rotfärbung aufweisen (Taf. 21 Fig. 1 und 4).

Das Protoplasma der lebenden und sich bewegenden *D. m.*-Amöben zeigt eine deutliche Sonderung in hyalines Ectoplasma und körnchen- und bakterienreiches Entoplasma. Auf den Kulturplatten bewegen die Amöben sich nur verhältnismäßig träge und langsam, im hängenden Wassertropfen dagegen zeigen sie sich etwas lebhafter und lassen bald hier, bald dort kurze, aus Ektoplasma bestehende Pseudopodien vorströmen. Eine kontraktile Vakuole ist stets vorhanden.

Für meine Untersuchungen an fixierten und gefärbten Amöben fertigte ich in der Regel Deckglasklatschpräparate von stark mit Amöben bewachsenen Agarstellen an, indem ich entweder das auf den Agar gelegte Deckglas (18:18 mm) schon nach ganz

kurzer Zeit (wenige Sekunden bis  $\frac{1}{2}$  Minute) wieder abhob und es, mit der Amöbenseite nach unten, auf die Fixierungsflüssigkeit (meist heißer Sublimatalkohol nach SCHAUDINN) fallen ließ oder nach dem von v. WASIELEWSKI und KÜHN (1914) empfohlenen Verfahren das Deckglas  $\frac{1}{2}$ —1 Stunde auf dem Agar liegen ließ und erst dann die Amöben, ohne das Deckglas abzuheben, durch den Agar hindurch fixierte, wobei in der Regel ebenfalls heißer Sublimatalkohol nach SCHAUDINN als Fixierungsflüssigkeit Verwendung fand. Zuweilen aber verfuhr ich auch so, daß ich mit der Platinöse Amöben von der Kulturplatte abnahm, sie auf einem Deckglas in einem Wassertropfen verrieb und das Deckglas etwa 1 Stunde in der feuchten Kammer beließ, bis sich die Mehrzahl der Amöben am Deckglas festgeheftet hatte. Sodann wurden die Amöben in dem Wassertropfen mittels Sublimatalkohol oder Osmiumsäuredämpfen (1 Minute) fixiert.

Im Verlauf meiner Untersuchungen stellte es sich heraus, daß in fixierten und gefärbten Präparaten die Amöben je nach der bei der Fixierung zur Anwendung kommenden Technik sehr verschieden groß erschienen: Amöben, die in der eben geschilderten Weise mittels Sublimatalkohol im Wassertropfen fixiert worden waren, ergaben, wenn man ihre Umrisse mit Hilfe des Zeichenapparates aufzeichnete, wesentlich kleinere Bilder (Textfig. Ba und e) als Amöben, die längere Zeit lebend unter dem Deckglas gelegen hatten und dann mittels Sublimatalkohol durch den Agar hindurch fixiert worden waren (Taf. 21 Fig. 1—4 und 11—14 und Textfig. Bb, c und d).

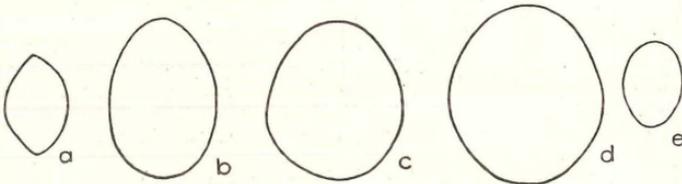


Fig. B.

Umrisse von 5 *D. m.*-Amöben, bei gleicher Vergrößerung und gleicher Tubuslänge (170 mm) auf Objekttschhöhe mit dem Zeichenapparat gezeichnet. a und e im Wassertropfen auf dem Deckglas, b—d durch den Agar hindurch unter dem Deckglas fixiert.

Die möglichst genau von mir ausgeführte Messung der Länge, Breite und Dicke der Amöben <sup>1)</sup> ergab, daß die in Textfig. Ba und e abgebildeten, im Wassertropfen fixierten Amöben ungefähr die Form

<sup>1)</sup> Für die vergleichenden Messungen wurden absichtlich Amöben mit möglichst regelmäßigen, kreis- oder ellipsenförmigen Umrissen ausgewählt, um auch das Volumen der Amöben möglichst genau berechnen zu können.

von Rotationsellipsoiden mit den Achsenlängen 10 : 6 : 4 bzw. 8 : 6 : 4  $\mu$  darstellen. Die in Textfig. B b—d abgebildeten Amöben, die durch den Agar hindurch unter dem Deckglas fixiert worden waren, erwiesen sich dagegen als dünne Scheiben aus Cylindern mit annähernd kreisrunder bzw. elliptischer Grundfläche, deren Dicke etwa 1  $\mu$  (b und c) bzw.  $\frac{1}{2}$   $\mu$  (d) betrug. Unter Zugrundelegung dieser Masse errechnete ich für die 5 so verschieden groß erscheinenden Amöben die folgenden Volumina: a etwa 126  $c\mu$ , b etwa 118  $c\mu$ , c etwa 129  $c\mu$ , d und e je etwa 100  $c\mu$ . Die so errechneten Volumina der Amöben können natürlich nur annähernd richtig sein, trotzdem aber zeigt es sich bei dieser Berechnung, daß in Wirklichkeit gar kein oder doch nur ein geringer Massenunterschied zwischen den in der Zeichnung bei gleicher Vergrößerung dargestellten und im Flächenbild trotzdem so verschieden groß erscheinenden Amöben besteht.

Die Ursache für die scheinbaren Größenunterschiede zwischen den im Wassertropfen und den unter dem Deckglas durch den Agar hindurch fixierten Amöben dürfte wohl darin zu suchen sein, daß die ersteren, keiner deformierenden Kraft (Druck usw.) ausgesetzten Amöben ihre im Wassertropfen bestehende Form und Größe ungefähr beibehalten haben; dagegen sind die nach dem Verfahren von v. WASIELEWSKI und KÜHN (1914) fixierten Amöben vor der Fixierung durch den Deckglasdruck, vor allem aber wohl infolge der zwischen Deckglas und Agaroberfläche, sowie zwischen Agaroberfläche und Amöben bestehenden Kapillaradhäsion zu dünnen, platten Scheiben deformiert worden. In Klatschpräparaten, bei deren Herstellung das Deckglas nur kurze Zeit auf dem Agar belassen wurde, erscheinen die Amöben sowohl nach Fixierung mit Osmiumsäuredämpfen, als auch nach Sublimataalkohol-Fixierung gegenüber den im Wassertropfen fixierten Amöben nur wenig vergrößert; es hat bei ihnen keine so erhebliche Abplattung wie in den nach v. WASIELEWSKI und KÜHN fixierten Präparaten stattgefunden. Daraus geht hervor, daß die Ursache für den scheinbaren Größenunterschied der Amöben nicht in der Verschiedenheit der Fixierungsmittel, sondern in der Anwendung verschiedener Fixierungstechnik zu suchen ist. Man wird also bei Anwendung des im übrigen manche Vorteile aufweisende Verfahrens nach v. WASIELEWSKI und KÜHN (1914) sich stets vergegenwärtigen müssen, daß dieses Verfahren unter Umständen Bilder von den Amöben ergeben kann, die hinsichtlich Form und Größe nicht völlig dem Aussehen der Amöben auf der Kulturplatte entsprechen.

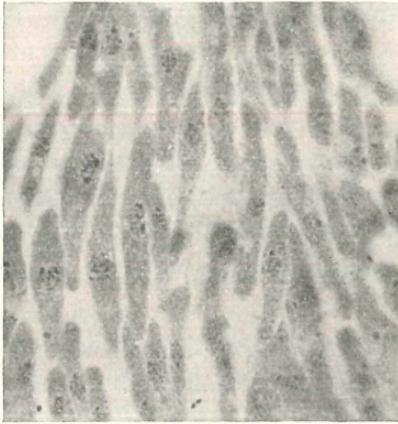
Zur Färbung meiner Präparate benutzte ich GIEMSA-Lösung, HEIDENHAIN'S Eisenhämatoxylin-Lichtgrün und Safranin-Lichtgrün. In der GIEMSA-Farblösung (1 Tropfen auf 1 ccm Aqu. dest.) ließ ich die Präparate in der Regel über Nacht liegen, weil bei kürzerer Färbedauer nur schwer eine Rotfärbung in den Amöbenkernen zu erzielen war.

In mit Sublimatalkohol fixierten Klatschpräparaten sind die Amöben von der sie umgebenden Bakterienmasse häufig durch einen bakterienfreien, hellen Hof getrennt, der darauf hindeutet, daß bei der Fixierung eine allerdings nicht sehr erhebliche Schrumpfung stattgefunden haben muß. Ob diese die Amöben oder, was wahrscheinlicher erscheint, die sie umgebende Bakterienmasse in stärkerem Maße betroffen hat, bleibe dahingestellt.

Das Protoplasma der *D. m.*-Amöben weist nach Fixierung mit Sublimatalkohol und GIEMSA-Färbung meist eine hellviolette (Taf. 21 Fig. 1, 3, 4), zuweilen auch eine schwach rötliche Färbung (Taf. 21 Fig. 2) auf, während es nach Fixierung mit Osmiumsäuredämpfen und GIEMSA-Färbung einen mehr blauen Farbton annimmt. Häufig enthält es eine mehr oder weniger große Zahl von Vakuolen und, wie oben bereits erwähnt, auch mehr oder weniger zahlreiche Bakterien. Diese liegen ebenso wie die Vakuolen stets ausschließlich im Entoplasma, während das Ectoplasma, soweit es in den gefärbten Präparaten erkennbar ist (Taf. 21 Fig. 2), stets frei von allen Einschlüssen ist. Nach Färbung mit Safranin-Lichtgrün ist das Protoplasma je nach dem Grade der Differenzierung hellrötlich bis grün gefärbt. Grünfärbung zeigt es in der Regel auch nach Eisenhämatoxylin-Lichtgrün-Färbung.

Solange die Amöben sich noch nicht, als Vorbereitung zur Pseudosporangienbildung, in „Zügen“ (s. o.) angeordnet haben, ist ihre Form in den Klatschpräparaten sehr verschieden, im großen und ganzen aber nicht gestreckt, sondern meist mehr oder weniger abgerundet. Bevor die „Zugbildung,“ beginnt, entledigen sich die Amöben aller im Protoplasma vorhandenen Einschlüsse (Bakterien usw.), strecken sich allmählich in die Länge, so daß sie zeitweise „*Limax*“-Form haben, (Taf. 21 Fig. 6) und nehmen schließlich die Form einer langgestreckten, an beiden Enden zugespitzten Spindel an (Taf. 21 Fig. 8 und Textfig. C). In den ausgebildeten „Zügen“ liegen diese langgestreckten, spindelförmigen Amöben dicht aneinander, ohne jedoch miteinander zu verschmelzen. In Klatschpräparaten von derartigen „Zügen“ sind, wohl infolge des vor der Fixierung auf die lebenden Amöben einwirkenden Deckglas-

druckes und einer eventuell bei der Fixierung eintretenden geringen Schrumpfung deutliche Zwischenräume zwischen den einzelnen Amöben der „Züge“ vorhanden (Textfig. C) während im Leben die in „Zügen“



a



b

Fig. C.

Teil eines Amöben-„Zuges“ bei etwa 550facher (a) und bei etwa 1100facher (b) Vergrößerung nach einem GIEMSA-Präparat photographiert. Die Bilder lassen die typische langgestreckte „Spindel“form der Amöben und die Kernstruktur erkennen, die mit der der Kerne in den vegetativen Amöben übereinstimmt.

angeordneten Amöben stets so dicht aneinander liegen, das zwar häufig noch ihre Zellgrenzen, aber keine Zwischenräume zwischen ihnen zu erkennen sind.

#### 4. Bau und Teilung der Amöbenkerne.

Die neueren Arbeiten über Amöben beschäftigen sich in der Regel besonders eingehend mit dem Bau und der Teilung des Kernes. Die bisher veröffentlichten Arbeiten über *D. m.* dagegen enthalten nur verhältnismäßig spärliche Angaben über Bau und Teilung des Kernes der *D. m.*-Amöben, und auch aus den diesen Arbeiten beigegebenen Abbildungen läßt sich ein einigermaßen klares Bild von den Kernverhältnissen bei diesen Amöben nicht gewinnen.

Der Entdecker von *D. m.*, BREFELD, erwähnt (1869) nur ganz kurz, daß der Kern zwar nicht „im ersten Jugendzustande“, wohl aber in den größeren Amöben schon im Leben deutlich hervortrete, und daß er zur Zeit der Teilung schwinde, „ohne in den Teilhälften mit gleicher Deutlichkeit sogleich wieder zu erscheinen“. Auch über den Kern des *D. m.* nahe verwandten *Polysphondylium violaceum* gibt BREFELD (1884) nur an, daß die eben der Sporenhülle entschlüpften Amöben einen Kern besitzen, dessen Teilung er bei der Kleinheit des Objekts nicht direkt habe

sehen können, und daß bei der Umwandlung der Amöben zu Sporen der Zellkern „undeutlich“ werde. GRIMM (1895) konnte, im Gegensatz zu BREFELD, in lebenden *D. m.*-Amöben den Kern nie ohne Einwirkung von chemischen Reagentien wahrnehmen. Dagegen tritt, nach seinen Angaben, der bei erwachsenen Amöben verhältnismäßig sehr große Kern, dessen Größe sich zu der Amöbe wie 1 : 4 verhalten soll, bei Anwendung von Jodalkohol besonders deutlich hervor. In Präparaten, die mit Osmiumsäuredämpfen fixiert und mit Hämatoxylin oder SCHNEIDER's essigsaurem Karmin gefärbt waren, konnte GRIMM an dem bläschenförmigen Kern einen Zentralkörper mit meist unregelmäßig verteilten „Chromatin“körnchen und einen ihn umgebenden „Plasmahof“ unterscheiden; das Vorhandensein eines Nucleolus und einer Kernmembran konnte er dagegen nicht feststellen. Die Kernteilung verläuft nach GRIMM entweder als eine typische direkte Teilung, bei der der Kern sich in zwei anfangs häufig halbmondförmige neue Kerne durchschnürt, während gleichzeitig an dem ihn umgebenden „Plasmahof“ entsprechende Veränderungen vor sich gehen, oder es findet eine sehr vereinfachte Caryokinese statt, deren Verlauf GRIMM aber nicht näher beschreibt. Zwei Arten der Kernteilung unterscheidet auch OLIVE (1902) bei den Acrasieen: Bei der einen, „primären“, welche bald nach dem Ausschlüpfen der Amöben aus den Sporen stattfindet, und sehr langsam verläuft, treten im Protoplasma „Chromatin“körnchen auf, die sich zu einer Art von Spirem anordnen; es folgt dann, ohne daß eine Spindel erkennbar wird, die Bildung einer „group possibly comparable to a nuclear plate“, die Teilung und Trennung der stäbchenförmigen „Chromosomen“ und schließlich die Zellteilung, bei der jede Hälfte 3—4 in einer „Vakuole“ eingeschlossene „Chromosomen“ erhält. Diese „Chromosomen“ vereinigen sich, wie OLIVE vermutet, während der Anaphase wieder zu einem Spirem, die „Vakuole“ verschwindet allmählich vollständig, und die in Ein- oder Mehrzahl in ihr vorhandenen „Chromatin“körnchen bleiben entweder beisammen liegen oder zerstreuen sich im Protoplasma. Die „sekundäre“, direkt verlaufende Kernteilung, durch welche nach einer gewissen Zeit vegetativen Lebens eine Periode starker Vermehrung der Amöben eingeleitet wird, spielt sich, nach OLIVE, innerhalb einer Minute oder noch kürzerer Zeit ab, ohne daß eine Abkuglung der Amöben, wie sie bei der indirekten Kernteilung beobachtet wurde, stattfindet. Die Abbildungen von Ruhekernen der *D. m.*-Amöben, die der OLIVE'schen Monographie beigegeben sind, lassen vielfach stark gefärbte, randständige Körper in den Kernen erkennen; im Text der Arbeit erwähnt OLIVE nur (p. 461), daß „the nuclear conditions present in the myxamoebae of the Acrasieae do not closely resemble either those seen in the Amoebae or those present in the amoeboid condition of the Myxomycetes“. PINOY (1907) sah in gefärbten, reifen Sporen von *D. m.* ein zentrales, chromatisches Körnchen, umgeben von einer hellen Zone, die ihrerseits nach außen durch eine mehr oder weniger deutliche Membran abgegrenzt wird. In frisch der Sporenhülle entschlüpften Amöben, die in flüssigem Medium gehalten wurden, konnte PINOY zunächst einen Kern durch Färbung nicht nachweisen, was ihn vermuten läßt, daß der Kern sich, entsprechend den Angaben von OLIVE (1902), in kleine, chromatische, im Protoplasma verstreut liegende Körnchen aufgelöst habe. Diese Körnchen sollen sich zuweilen zu einer Spirale anordnen und sich schließlich in der Mitte der ruhenden Amöbe zu einer Art von Äquatorialplatte vereinigen. Die Äquatorialplatte teilt sich dann, nach PINOY's Angaben, in 2 stäbchenförmige Gebilde, die sich mit 2 Chromosomen vergleichen lassen, und die ihrerseits wieder in je 2 Teile zerfallen. Nach vollendeter Kern- und Zellteilung enthält dann jede Teilhälfte 2 in je einer „Vakuole“ liegende „Chromosomen“. Auf

festen Nährböden soll der Zerfall des Kernes der *D. m.*-Amöben in kleine Körnchen und die Bildung der Äquatorialplatte nicht zu erkennen sein; das zentral gelegene Caryosom soll sich vielmehr sogleich in 2 „Chromosomen“ teilen, und der weitere Verlauf der Kernteilung soll dann der gleiche sein wie bei den in flüssigem Medium gehaltenen Amöben. CHATTON (1912) züchtete unter Ausschluß einer Infektion durch Luftkeime aus dem Kot eines an Trypanosomiasis eingegangenen Affen (*Macacus sinicus*) eine Amöbe, deren bläschenförmiger Kern in seinem Innern nicht ein großes, kompaktes, zentral gelegenes Caryosom, sondern nur 2—4 der Kernmembran anliegende „calottes chromatiques“ aufwies, während der übrige Innenraum des Kernes vollständig leer erschien. Die weitere Untersuchung ergab dann, daß es sich nicht, wie CHATTON anfangs vermutet hatte, um eine Vahlkampffien-, sondern um eine *D. m.*-Kultur handelte. Schließlich seien noch die Angaben von SKUPIENSKI (1918) erwähnt, nach denen die Kernteilung bei *D. m.* stets eine Caryokinese ist, die nur im Dunkeln unter Ausbildung von Spindeln und 4 Chromosomen vor sich geht. Nach einer Periode der Vermehrung soll dann der Kern der *D. m.*-Amöben halbmond- oder sichelförmig werden, und feine, kugelige Körnchen abgeben, die sich wie Chromatin färben. Schließlich sollen je 2 derartige Amöben, sowie deren Kerne miteinander zu einkernigen Zygoten verschmelzen.

Bei meinen Untersuchungen konnte ich in den lebenden vegetativen *D. m.*-Amöben den Kern nicht erkennen, was wohl darauf zurückzuführen ist, daß er durch die zahlreich im Entoplasma vorhandenen, stärker lichtbrechenden Einschlüsse (Bakterien, Körnchen usw.) verdeckt wird. In Amöben, die im Wassertropfen eine Minute lang mit Osmiumsäuredämpfen fixiert und dann ungefärbt im „hängenden Tropfen“ untersucht wurden, sah ich dagegen nicht selten im Entoplasma ein bläschenförmiges Gebilde, an dessen Rand entweder ein stark lichtbrechender Ring oder 1—4 runde, ovale oder halbmondförmige, ebenfalls stark lichtbrechende Körper zu erkennen waren, und das sich bei nachträglicher Färbung solcher Präparate als Kern der Amöben erwies. Lag ein Ring am Rande des Kernes, so war er entweder geschlossen oder wies eine mehr oder weniger große Lücke auf. Außer diesen am Rande der Kerne gelegenen Gebilden, die stets völlig homogen erschienen, waren in den mit Osmiumsäuredämpfen fixierten, ungefärbten Präparaten im Innern der Kerne keinerlei Einschlüsse zu erkennen.

Nach etwa einstündiger Färbung in GIEMSA-Lösung (1 Tropfen auf 1 ccm Aqu. dest.) zeigten die im „hängenden Tropfen“ mittels Osmiumsäuredämpfen fixierten Amöben etwa das auf Taf. 21 Fig. 5a u. b wiedergegebene Aussehen: Das Protoplasma war schwach blau gefärbt. Im Kern waren ein oder mehrere runde, ovale oder halbmondförmige, am Rande des Kernes gelegene, sehr stark dunkelblau gefärbte Körper zu erkennen, während der übrige Kern eine nur wenig dunklere Blaufärbung angenommen hatte als das Protoplasma

und irgendwelche Strukturen oder Einschlüsse nicht erkennen ließ. Rotfärbung zeigte der Kern noch nicht, und ebensowenig ließ sich eine Kernmembran unterscheiden. Statt der am Rande des Kernes gelegenen Körper war häufig ein ebenfalls sehr stark dunkelblau gefärbter, völlig geschlossener oder durch eine mehr oder weniger große Lücke unterbrochener Ring von verschiedener Breite am Rande des Kernes zu sehen.

In Klatschpräparaten, die mit Sublimatalkohol fixiert sind, ist der Kern meist rund (Taf. 21 Fig. 2 u. 3) oder „tropfenförmig“, d. h. am einen Ende abgerundet, am anderen spitz (Taf. 21 Fig. 10b). Man erhält bei Durchsicht der Präparate den Eindruck, als sei der Kern sehr plastisch und könne seine Form je nach der Form des ihn umschließenden Amöbenprotoplasmas verändern. Nach GIEMSA-Färbung läßt er bei der Mehrzahl der Amöben an seinem Rand einen oder mehrere tiefdunkelblau gefärbte, runde, ovale oder halbmondförmige Körper von verschiedener Größe erkennen (Taf. 21 Fig. 1, 2, 5, 6 und 8), von denen sehr häufig zwei an den beiden Enden eines Kerndurchmessers einander gegenüber liegen (Taf. 21 Fig. 1 u. 5b). Nicht selten sieht man aber auch ein ebenso wie diese einzelnen Körper gefärbtes Band den Kern vollständig oder doch nahezu vollständig umziehen (Taf. 21 Fig. 4). Daß es sich tatsächlich um ein den Kern umziehendes Band handelt, scheint mir aus Taf. 21 Fig. 9 hervorzugehen. Bei der größten auf dieser Figur dargestellten Amöbe zieht ein dunkelblau gefärbtes Band über den Kern hin, und man erhält den Eindruck, als ob dieses Band im Begriff stehe, sich in zwei Teile zu teilen.

Außer diesen randständigen, die blaue Komponente der GIEMSA-Lösung aufnehmenden Gebilden findet sich in den Amöbenkernen noch eine mit GIEMSA-Lösung rot färbbare Substanz, die den ganzen Kernraum erfüllt (Taf. 21 Fig. 1, 2, 4, 6, 8). Sie ist entweder in Form kleiner Körnchen im Kern verteilt (Taf. 21 Fig. 1, 4, 6) oder durchzieht das Innere des Kernes als rot gefärbtes Netzwerk, in dessen Knotenpunkten kleine rote Körnchen liegen, während die Maschen des Netzes von einer schwächer rot gefärbten Substanz erfüllt erscheinen (Taf. 21 Fig. 8). Eine Kernmembran habe ich in den nach GIEMSA gefärbten Präparaten nicht erkennen können.

Zuweilen sieht man Kernbilder, die den Anschein erwecken, als lägen die erwähnten einzelnen randständigen Körper nicht im Kern, sondern der Kernmembran außen an (vgl. z. B. die auf Taf. 21 Fig. 10a u. b dargestellten Kerne). Daß dem aber in Wirklichkeit nicht so ist, lassen die in Textfig. D dargestellten Kernbilder er-

kennen. Würde man diese Kerne in der Richtung der eingezeichneten Pfeile betrachten, so würde man den — falschen — Eindruck haben, als lägen die großen in der Textfigur schwarz wiedergegebenen randständigen Klumpen nicht innerhalb der Kernmembran, sondern ihr äußerlich an. Vermutlich sind die erwähnten, zu irrtümlicher Deutung Anlaß gebenden Kernbilder auf die starke Plastizität der Kerne (s. o.) zurückzuführen.

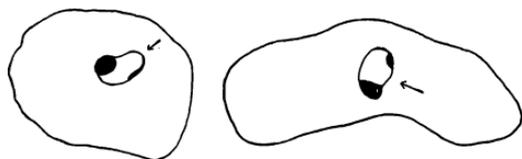


Fig. D. Umrißzeichnung zweier *D. m.*-Amöben mit ihren Kernen.

Die Kernbilder, die man nach Sublimatalkoholfixierung und nach Färbung mit HEIDENHAIN's Eisenhämatoxylin-Lichtgrün bzw. Safranin-Lichtgrün in den vegetativen *D. m.*-Amöben sieht, entsprechen bis auf die Färbung der verschiedenen Kernbestandteile durchaus den in GIEMSA-Präparaten erhobenen Befunden. Die nach GIEMSA dunkelblau sich färbenden, am Kernrand gelegenen Körper bzw. das den Kern umziehende Band färben sich mit Eisenhämatoxylin tief-schwarz (Taf. 21 Fig. 11). Das Innere des Kernes hat in nicht sehr stark differenzierten Präparaten ein graues, ziemlich homogenes Aussehen; Struktureinheiten lassen sich in ihm nicht erkennen (Taf. 21 Fig. 11a). In stärker differenzierten Präparaten dagegen zeigt sich im Kerninnern eine mehr oder weniger deutlich mit Lichtgrün gefärbte, meist feinkörnig oder netzartig strukturierte erscheinende Substanz. Bei Anwendung der Safranin-Lichtgrünfärbung nehmen die am Rande des Kernes liegenden Körper bzw. das den Kern mehr oder weniger vollständig umziehende Band eine leuchtende Rotfärbung an, während der Kern im übrigen etwa dasselbe Aussehen und die gleiche Lichtgrünfärbung hat wie in stärker differenzierten Eisenhämatoxylin-Lichtgrünpräparaten (s. o.). Zuweilen ist in diesen Präparaten eine in rötlichem Ton gefärbte, feine Kernmembran zu erkennen (Taf. 21 Fig. 10).

In den zur „Zug“-Bildung sich anschickenden (Taf. 21 Fig. 6) wie in den bereits zu „Zügen“ angeordneten (Taf. 21 Fig. 8) Amöben ist die Kernstruktur die gleiche wie in den vegetativen *D. m.*-Amöben, so daß eine nochmalige Beschreibung des Kernbaues in diesen Amöben sich erübrigt.

Zusammenfassend wäre also hinsichtlich des Ruhekernes der *D. m.*-Amöben zu sagen, daß er, außer der nicht immer erkennbaren Kernmembran, zwei färberisch unterscheidbare Bestandteile enthält. Der eine stärker lichtbrechende liegt in Form einzelner homogener

Körper von verschiedener Größe und Gestalt oder in Form eines ebenfalls homogenen, mehr oder weniger vollständigen Ringes an der Peripherie des Kernes und färbt sich nach GIEMSA tiefdunkelblau, nach HEIDENHAIN schwarz und bei Safranin-Lichtgrünfärbung rot. Der andere Kernbestandteil erfüllt in Form von Körnchen oder als feines Netzwerk das ganze Innere des bläschenförmigen Kernes und zeigt nach GIEMSA-Färbung eine rote, nach HEIDENHAIN-Färbung eine graue bis grüne und nach Safranin-Lichtgrünfärbung eine grüne Färbung. Der Kern der *D. m.*-Amöben stimmt also hinsichtlich seiner Zusammensetzung aus zwei färberisch verschieden sich verhaltenden Bestandteilen mit den Kernen der meisten bisher auf künstlichen Nährböden gezüchteten und auf ihren Kernbau näher untersuchten saprophytischen Amöben (z. B. *Vahlkampfia*, *Hartmannella* u. a.) überein. Ein sehr deutlicher Unterschied des Kernes der *D. m.*-Amöben gegenüber den Kernen anderer saprophytischer Amöben besteht aber darin, daß der stärker lichtbrechende, homogene, nach GIEMSA blau, nach HEIDENHAIN schwarz und mit Safranin-Lichtgrün rot färbbare Bestandteil nicht in Form eines einzigen Binnenkörpers im Zentrum, sondern in Form eines oder mehrerer Körper oder eines Ringes an der Peripherie des bläschenförmigen Kernes liegt. Der zweite, nach GIEMSA rot, nach HEIDENHAIN grau bis grün, mit Safranin-Lichtgrün grün sich färbende Bestandteil des Kernes der *D. m.*-Amöben nimmt in Übereinstimmung mit den anderen saprophytischen Amöben den übrigen, von der nach GIEMSA blau färbbaren Substanz nicht beanspruchten Teil des Kernes ein, d. h. er erfüllt bei den Kernen der *D. m.*-Amöben den zentralen Hohlraum, während er bei den anderen saprophytischen Amöben in der Kernrandschicht liegt. Der Kern der *D. m.*-Amöben erinnert also, wie auch NÖLLER (1922, p. 241 und Unterschrift zu Abb. 113) hervorhebt, namentlich nach Eisenhämatoxylinfärbung, eher an den Kern der parasitischen Entamöben, als an den typischen Caryosomkern der saprophytischen Amöben, ist aber von dem Entamöbenkern durch das Fehlen eines zentral gelegenen Binnenkörpers (Caryosom) deutlich unterschieden.

Eine in Form einzelner Brocken am Rande des Kernes gelegene, mit Eisenhämatoxylin sich schwärzende Substanz kommt auch in den Kernen von *Pelomyxa palustris* vor, von denen BOTT (1907) sagt: „Die Kerne . . . zeigen im Ruhestand typisch bläschenförmiges Aussehen. Der größte Teil der chromatischen Substanz

liegt in kleinen rundlichen Brocken der Oberfläche an. Im Innern zeigt der Kern ein deutliches Kerngerüst aus zarten Fäden, in deren Knoten nur kleine Chromatinpartikelchen suspendiert sind.“ Auch TÖNNIGES (1909) bezeichnet bei *Pelomyxa palustris* die „bläschenförmigen Kerne mit randständiger Chromatinlagerung“ als typisch, und LEINER (1924) sah an den Kernen der „grauen“ Individuen von *Pelomyxa palustris* „eine Kernmembran, an welcher chromatische Kügelchen dicht anliegen“ und „eine Kernnetzstruktur“, die sich mit Safranin-Lichtgrün „schön grün“ färbt.

NÖLLER (1922, p. 17) betont, daß „Bläschenkerne ohne Binnenkörper . . . besonders scharf ausgeprägt bei den Myxamöben der Myxomyceten“ zu finden seien, und äußert, wohl im Hinblick auf die den Kern der *D. m.*-Amöben betreffenden Angaben und auf die augenscheinlich nach einem Eisenhämatoxylinpräparat angefertigten Abbildungen von CHATTON (1912), die Ansicht, daß bei den Myxamöben von *D. m.* der „zentrale Kernhohlraum leer und nur von Kernsaft erfüllt“ sei, während „das ganze Chromatin in flachen Brocken oder Körnern“ der Kernmembran anliege. Die Ergebnisse meiner Untersuchungen haben die NÖLLER'schen Angaben hinsichtlich des Fehlens eines Binnenkörpers bestätigt. Dagegen erwies sich der zentrale Kernhohlraum bei den *D. m.*-Amöben nicht als „leer und nur von Kernsaft erfüllt“, sondern als erfüllt von einer feinkörnig oder netzartig strukturierten Substanz, die sich z. B. mit GIEMSA-Lösung rot färbt. Ob die der Kernmembran anliegende, nach GIEMSA stark blau färbbare Substanz von NÖLLER mit Recht als „Chromatin“ bezeichnet worden ist, erscheint mir auf Grund meiner Befunde zweifelhaft: v. WASIELEWSKI und KÜHN (1914, p. 309) stellen die Forderung auf, daß bei Protisten „als Chromatin nur bezeichnet wird, was sich der Chromosomensubstanz höherer Geschöpfe als gleichwertig erweisen läßt“. Im Ruhekerne der von v. WASIELEWSKI und KÜHN (1914) näher untersuchten saprophytischen Amöben (*Vahlkampfia bistadialis* und *V. mutabilis*) färbt sich nun diejenige Substanz, die auf Grund ihres Verhaltens bei der Kernteilung als „Chromatin“ (= Chromosomensubstanz) bezeichnet werden muß — sie findet sich ausschließlich im Außenkerne der betr. Amöben —, bei GIEMSA-Färbung rot, während der Binnenkörper, der kein „Chromatin“ in dem oben angeführten Sinne enthält, die blaue Komponente der GIEMSA-Lösung aufnimmt. Vergleicht man diese Kernfärbung mit der oben von mir beschriebenen Färbung des Ruhekerne der *D. m.*-Amöben, so kommt man zu dem Ergebnis, daß die in letzterem dem Kernrand anliegende Substanz hinsichtlich der

Färbung nicht mit dem „Chromatin“ (= Chromosomensubstanz), sondern mit dem kein „Chromatin“ enthaltenden Binnenkörper (Caryosom) anderer saprophytischer Amöben übereinstimmt, während andererseits die den Kernhohlraum erfüllende Substanz bei den *D. m.*-Amöben die gleiche Färbbarkeit besitzt wie die als „Chromatin“ anzusprechende, randständige Substanz in den Ruhekernen anderer saprophytischer Amöben. Auf Grund des färberischen Verhaltens der beiden in den Kernen der *D. m.*-Amöben enthaltenen Substanzen könnte also der Schluß berechtigt erscheinen, daß nicht die am Rande des *D. m.*-Amöbenkernes gelegene, sondern die den Kerninnenraum erfüllende Substanz als „Chromatin“ anzusehen wäre, und daß die in den *D. m.*-Amöbenkernen peripher angeordnete Substanz dem Binnenkörper (Caryosom) anderer saprophytischer Amöben entspräche.

Gleiches färberisches Verhalten der Bestandteile zweier Kerne ist jedoch allein kein ausreichender Beweis dafür, daß die mit gleichen Farbstoffen gleich sich färbenden Kernbestandteile auch wirklich einander homolog sind. Es ist vielmehr nötig, das Verhalten der betreffenden Kernbestandteile nicht nur im Ruhekern, sondern auch während der Kernteilung genau kennen zu lernen, ehe sich ein sicheres Urteil darüber gewinnen läßt, welche Kernbestandteile einander homolog sind. Ich habe mich deshalb bemüht, auch von der Kernteilung bei den *D. m.*-Amöben ein möglichst klares Bild zu erhalten, konnte aber bisher nur wenige Kernteilungsstadien bei vegetativen, niemals jedoch bei in „Zügen“ angeordneten Amöben auffinden, von denen einige, die einem mit Eisenhämatoxylin gefärbten Präparat entstammen, auf Taf. 21 Fig. 12—14 abgebildet sind. Das einzige bisher von mir beobachtete und in Fig. 12 dargestellte eigentliche Kernteilungsstadium habe ich in einem HEIDENHAIN-Präparat gefunden; ich kann daher auch über die Färbbarkeit der beiden „Polkappen“ und der zwischen ihnen gelegenen „Spindel“ und Körnchen mit anderen Farbstoffen nichts aussagen. Dieses Teilungsstadium erinnert stark an ein von v. WASIELEWSKY und KÜHN (1914) auf Taf. 16 Fig. 24 abgebildetes „späteres Stadium der Anaphase“ bei *Vahlkampfia bistadialis*. Ob die schwarzen Körnchen, die in dem von mir abgebildeten Stadium sichtbar sind, Chromosomen darstellen, wird sich erst entscheiden lassen, wenn es gelingt, gleiche oder doch ähnliche Kernteilungsstadien in anders gefärbten Präparaten aufzufinden. Vorläufig spricht jedenfalls die Tatsache, daß ich in dem gleichen Präparat, dem die Fig. 12 entnommen ist, und zwar bis jetzt nur in diesem, derartige Körnchen in verschiedenen

großer Zahl auch in Kernen gefunden habe, die sich augenscheinlich nicht in Teilung befinden (Taf. 21 Fig. 11 b), nicht für die Chromosomennatur der fraglichen Körnchen. Ein späteres Stadium der Kernteilung, auf dem augenscheinlich die Rekonstruktion der Tochterkerne bereits begonnen hat, stellen die Fig. 13 u. 14 dar. Schwarz gefärbte Körnchen konnte ich bei diesen Stadien nicht erkennen; ob sie nur entfärbt oder überhaupt nicht mehr vorhanden waren, vermag ich nicht zu entscheiden. Ähnliche Bilder sah ich auch in GIEMSA-Präparaten und konnte an ihnen feststellen, daß die der schwarz gefärbten Kernsubstanz in Fig. 13 und 14 entsprechende Substanz nach GIEMSA sich blau färbt, während der andere in Fig. 13 und 14 grau gefärbte Kernbestandteil im GIEMSA-Präparat eine rote Färbung aufweist. Noch etwas weiter fortgeschritten ist die Rekonstruktion der Tochterkerne auf dem in Fig. 3 abgebildeten Stadium, das einem GIEMSA-Präparat entstammt. Eine rot gefärbte Substanz ist auf diesem Stadium fast ganz umgeben von einer blau gefärbten Substanz, womit die von mir oben beschriebene typische Struktur des Ruhekernes der *D. m.*-Amöben bei den beiden Tochterkernen wiederhergestellt ist. Wie Fig. 13 zeigt, kann die Plasmateilung bereits vor Beendigung der Kernrekonstruktion erfolgen.

Aus den wenigen Kernteilungsstadien, die ich bisher beobachtet habe, läßt sich ein einigermaßen genaues Bild von dem Verlauf der Kernteilung bei den *D. m.*-Amöben noch nicht gewinnen. Ich muß deshalb auch ein näheres Eingehen auf diese Kernteilung und einen Vergleich meiner Befunde mit denen anderer Forscher und namentlich mit denen früherer Untersucher von *D. m.* vorläufig verschieben, bis mir eine größere Zahl und womöglich eine lückenlose Reihe von Kernteilungsbildern bei den *D. m.*-Amöben zur Verfügung steht. Doch möchte ich — auf Grund der wenigen von mir beobachteten Kernteilungsstadien — der Vermutung Ausdruck geben, daß die am Rande des Ruhekernes der *D. m.*-Amöben gelegene Substanz bei der Kernteilung eine gleiche oder doch ähnliche Rolle spielt, wie der Binnenkörper bei der Teilung der Caryosomkerne anderer saprophytischer Amöben. Sollte die von mir beabsichtigte weitere Untersuchung der Kernteilung bei den *D. m.*-Amöben diese meine Vermutung bestätigen, so ließe sich daraus der Schluß ziehen, daß die im Kern der *D. m.*-Amöben peripher gelegene Substanz nicht nur hinsichtlich ihrer Färbbarkeit, sondern auch hinsichtlich ihres Verhaltens bei der Kernteilung mit dem Binnenkörper (Caryosom) anderer saprophytischer Amöben übereinstimmt, daß also die betreffenden Kernbestandteile einander homolog sind. Ob wir in

der zweiten, nach GIEMSA rot färbbaren Substanz im Kern der *D. m.*-Amöben das Homologon der ebenfalls nach GIEMSA rot färbbaren chromatischen Substanz anderer Amöbenkerne vor uns haben, ist eine weitere Frage, deren Lösung erst nach genauerer Erforschung der Kernteilung bei den *D. m.*-Amöben möglich sein wird.

### 5. Die Pseudosporangienbildung und der Einfluß äußerer Faktoren auf den Eintritt derselben.

Den normalen Verlauf der Bildung des Pseudosporangienstieles und -köpfchens hat schon BREFELD (1884) bei dem *D. m.* verwandtschaftlich sehr nahestehenden *Polysphondylium violaceum* näher untersucht und eingehend beschrieben. Ich selbst habe die bei der

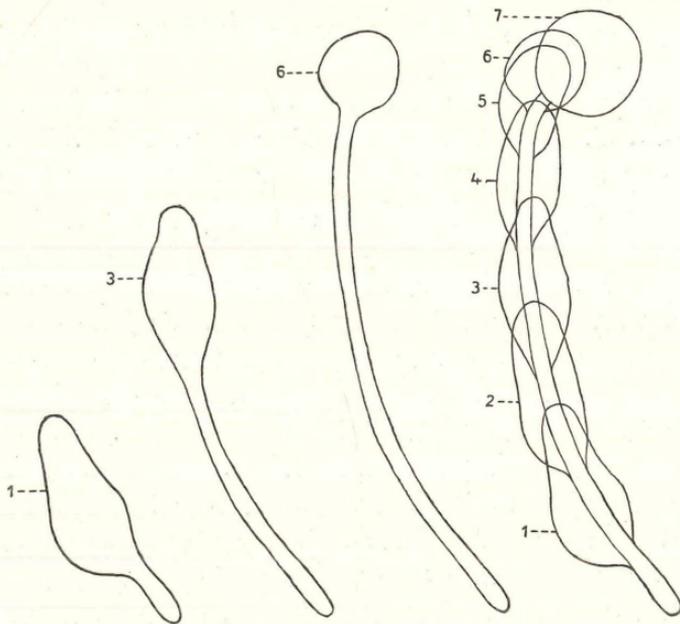


Fig. E.

Umrißzeichnungen von 7 Wachstumsstadien eines und desselben Pseudosporangiums, mit dem ABBE'schen Zeichenapparat gezeichnet, und zwar Stadium 1—5 von 10<sup>25</sup> Uhr bis 2<sup>25</sup> in einstündigen Abständen, Stadium 6 um 2<sup>55</sup> Uhr und Stadium 7 am folgenden Tage morgens 9 Uhr.

Pseudosporangienbildung sich abspielenden feineren Vorgänge bisher nicht in den Bereich meiner Untersuchungen gezogen, sondern nur gelegentlich die Beobachtung machen können, daß, wie aus der Textfig. E ersichtlich ist, die Ausbildung eines Pseudosporangiums innerhalb verhältnismäßig kurzer Zeit vor sich geht: Das Stielwachstum, das bei dem in der Textfig. E abgebildeten Stadium 1

gerade begonnen hat, ist nach  $2\frac{1}{2}$  Stunden nahezu beendet (Stadium 6). Die Amöbenmasse am oberen Stielende hat zunächst (Stadium 1—5) etwa Keulen- bzw. Bohnenform und wird schließlich innerhalb kurzer Zeit kugelig. Der deutliche Größenunterschied zwischen den Köpfchen des Stadium 6 und 7 wird anscheinend nicht etwa durch Vermehrung der Amöben vor ihrer Umwandlung in Sporen, sondern durch Vermehrung der wässrigen (?) Flüssigkeit, in welcher die Sporen im fertigen Pseudosporangium liegen, veranlaßt.

Etwas eingehender habe ich mich mit der schon von POTTs (1902) u. a. erwähnten Tatsache, daß die Pseudosporangienbildung bei *D. m.* unter Umständen ausbleiben kann, beschäftigt, und zwar habe ich versucht festzustellen, durch welche äußeren Faktoren die aus unbekannter Ursache zum Stillstand gekommene Pseudosporangienbildung wieder ausgelöst werden kann.

In einer früheren kurzen Mitteilung über biologische Beobachtungen an *D. m.* habe ich (1924) über einen *D. m.*-Stamm (Dict) berichtet, der anfangs auf Amöbenagar reichlich normale Pseudosporangien bildete, nach einiger Zeit jedoch ohne erkennbaren Grund ziemlich plötzlich die Pseudosporangienbildung einstellte, ohne daß in der Art und Häufigkeit der Weiterimpfung irgendwelche Änderung eingetreten war. Ich züchte diesen Stamm auch jetzt noch — etwa 2 Jahre nach Aufhören der Pseudosporangienbildung — zusammen mit Colibakterien, in gewohnter Weise fort, habe aber niemals wieder die Bildung eines Pseudosporangiums beobachtet, obwohl Pseudoplasmodienbildung regelmäßig eintritt. Dagegen gelang es mir, wie ich seinerzeit (1924) berichtete, dadurch, daß ich den nicht mehr Pseudosporangien bildenden *D. m.*-Stamm auf sterilisierten Pferdekot übertrug, die Bildung von Pseudosporangien wieder hervorzurufen, und zwar so, daß der vom Pferdekot wieder auf Amöbenagar zurückübertragene und auf diesem fortgezüchtete Stamm (Dict Pfk II) auch weiterhin regelmäßig normale Pseudosporangien bildete und sie auch jetzt noch — etwa  $1\frac{1}{2}$  Jahre nach der Passage über Pferdekot — bildet. Bei einem anderen, ebenfalls durch Pferdekotpassage wieder zur Pseudosporangienbildung veranlaßten und auf Amöbenagar fortgezüchteten *D. m.*-Stamm (Dict Pfk I) hörte etwa 4 Monate nach der Züchtung auf Pferdekot die Bildung von Pseudosporangien abermals auf, konnte jedoch durch erneute Passage über sterilisierten Pferdekot sofort wieder in Gang gebracht werden (Dict Pfk III).

In früheren Veröffentlichungen über *D. m.* wurde, wie ich oben (S. 497) bereits erwähnt habe, stets der Nahrungsmangel als

derjenige Faktor angesprochen, durch den die Bildung von Pseudosporangien bei *D. m.* ausgelöst wird. Auch ich hatte bei meinen mit *D. m.* angestellten Versuchen den Eindruck, daß Nahrungsmangel bei der Auslösung der Pseudosporangienbildung von *D. m.* allerdings eine gewisse Rolle spielt, kam jedoch andererseits zu der Überzeugung, daß er für sich allein nicht immer imstande ist, die Bildung von Pseudosporangien bei *D. m.* hervorzurufen, sondern daß auch noch andere, bisher nicht bekannte Faktoren für die Auslösung der Pseudosporangienbildung in Frage kommen müssen (l. c. p. 308).

Für die Richtigkeit dieser Ansicht spricht meines Erachtens das völlige Aufhören der Pseudosporangienbildung bei dem von mir seit etwa 2 Jahren auf Amöbenagar fortgezüchteten *D. m.*-Stamm: Als einmal aus bisher unbekannter Ursache die Pseudosporangienbildung bei diesem Stamm eingestellt worden war, konnte ich die Kulturplatten, auf denen natürlich infolge der gleich stark bleibenden Vermehrung der *D. m.*-Amöben stets schon nach einigen Tagen die Nahrungsbakterien restlos aufgezehrt waren, beliebig lange stehen lassen, ohne daß es je wieder zur Bildung von Pseudosporangien kam. Andererseits konnte ich beobachten, daß bei einem in normaler Weise Pseudosporangien bildenden *D. m.*-Stamm (Dict Pfk II), wenn er mit Colibakterien zusammen im hängenden Tropfen (Wasser oder Tierkotextrakt) gezüchtet wurde, die Bildung von Pseudosporangien häufig schon weit fortgeschritten bzw. vollendet war, wenn der hängende Tropfen noch zahlreiche Colibakterien enthielt, ein Nahrungsmangel für die *D. m.*-Amöben, die auch in den Plattenkulturen regelmäßig mit dem gleichen Colistamm gefüttert wurden, also noch nicht eingetreten war.

Aus diesen Beobachtungen geht hervor, daß einerseits, wenn die Pseudosporangienbildung aus bisher unbekannter Ursache aufgehört hat, auch stärkster Nahrungsmangel nicht imstande ist, sie wieder hervorzurufen, und daß andererseits auch, ohne daß ein Mangel an Nahrungsbakterien eingetreten ist, normale Pseudosporangien gebildet werden können, daß also der Nahrungsmangel nicht der einzige die Pseudosporangienbildung auslösende Faktor sein kann. Es müssen vielmehr noch andere Faktoren auf die Bildung von Pseudosporangien von Einfluß sein, über deren Natur ich durch eine Reihe von Versuchen Klarheit zu gewinnen suchte.

Der Umstand, daß die erloschene Pseudosporangienbildung meines *D. m.*-Stammes durch Züchtung auf Pferdekot wieder hervorgerufen werden konnte, legte zunächst den Gedanken nahe, daß es im

Pferdekot enthaltene chemische Stoffe sein könnten, die den *D. m.*-Stamm zu erneuter Pseudosporangienbildung anregten. Die Züchtung des nicht mehr Pseudosporangien bildenden *D. m.*-Stammes auf dem von NÖLLER für die Züchtung von *Chlamydophrys* angegebenen Pferdekotagar (Pferdekotextraktagar) hatte jedoch, wie ich bereits in meiner früheren Mitteilung berichtete, auf die Bildung von Pseudosporangien keinen Einfluß: der Stamm bildete auch auf Pferdekotextraktagar zwar Pseudoplasmodien, aber keine Pseudosporangien.

Ein anderes Ergebnis hatte dagegen ein Versuch mit einem „Pferdekotagar“, der nicht durch Beimengung von Pferdekotextrakt zu dem Agar, sondern durch Übergießen von sterilisiertem Pferdekot mit Amöbenagar hergestellt wurde: Die Oberfläche dieser Agarplatten war nicht glatt und eben wie die gewöhnlicher Agarplatten, sondern wies zahlreiche Erhöhungen und Vertiefungen auf, weil absichtlich nur soviel Agar über den Pferdekot gegossen wurde, daß der Kot nur von einer dünnen Agarschicht überzogen war. Die so hergestellten Pferdekotagarplatten übergieß ich mit einer Aufschwemmung von *Bacterium coli*, ließ die Bakterien 24 Stunden bei 37° C wachsen und impfte sodann in die Mitte der Platten etwas *D. m.*-Material. Da mein Original-*D. m.*-Stamm, der seit längerer Zeit keine Pseudosporangien mehr bildete, wie ich durch erneute Versuche feststellte, auch durch Züchtung auf Pferdekot nicht mehr zur Bildung von Pseudosporangien zu veranlassen war, so verwandte ich für diesen Versuch den Stamm Dict Pfk I, der nach einmaliger Passage über Pferdekot zunächst wieder in ganz normaler Weise Pseudosporangien gebildet, nach etwa 4 Monaten jedoch die Pseudosporangienbildung fast vollständig wieder eingestellt hatte. Wie ich bereits berichtet habe (1924, p. 307 f.), konnte dieser Stamm durch nochmalige Passage über Pferdekot erneut zur Bildung von Pseudosporangien gebracht werden (Stamm Dict Pfk III) und als ich ihn nun auf den in oben beschriebener Weise hergestellten Pferdekotagar überimpfte, bildete er auf diesem zahlreiche normale Pseudosporangien. Die Zahl der Pseudosporangien war sogar auf diesem Pferdekotagar noch größer als auf sterilisiertem Pferdekot ohne Agar. Es fiel mir jedoch auf, daß die Verteilung der Pseudosporangien auf dem Pferdekotagar nicht gleichmäßig war, sondern daß an manchen Stellen der Platten die Pseudosporangien in großer Zahl dicht beieinander standen, während andere Stellen gar keine oder nur vereinzelte Pseudosporangien aufwiesen. Die Anhäufungen von Pseudosporangien fanden sich nun fast ausschließlich an den Stellen der Platten, die durch den unter der Agarschicht befindlichen Pferdekot mehr oder

weniger emporgewölbt waren, während die ebenen, glatten Stellen der Platten nur spärlich mit Pseudosporangien besetzt waren. Auch hinsichtlich der Größe der Pseudosporangien bestand ein deutlicher Unterschied insofern, als die an den emporgewölbten Agarstellen in großer Zahl dicht beisammen stehenden Pseudosporangien fast durchweg von normaler Größe waren, während die auf ebenen Agarstellen in geringer Anzahl vorhandenen Pseudosporangien an Größe meist weit unter der Durchschnittsgröße normaler *D. m.*-Pseudosporangien blieben.

Da bei mehrfachen Wiederholungen dieses Versuches das Ergebnis stets das gleiche war, so lag die Vermutung nahe, daß die Beschaffenheit der Oberfläche des Nährbodens, auf dem *D. m.* gezüchtet wird, einen gewissen Einfluß auf die Bildung der Pseudosporangien ausübt. Um festzustellen, ob diese Vermutung richtig sei, verfuhr ich folgendermaßen: Kokosfasern, wie sie zur Herstellung von Fußmatten dienen, wurden im Autoklaven sterilisiert, in Petrischalen verteilt und mit Amöbenagar übergossen. Auf diese Weise kamen Agarplatten mit einer ähnlichen „hügeligen“ Oberfläche zustande, wie sie die oben beschriebenen Pferdekotagarplatten aufwiesen, während die etwaigen chemischen Einflüsse des im Agar vorhandenen Pferdekotes bei den Kokosfaseragarplatten ausgeschaltet waren. Der Kokosfaseragar wurde sodann in genau der gleichen Weise mit Colibakterien und dem *D. m.*-Stamm Dict Pfk I beimpft, wie der Pferdekotagar, mit dem Ergebnis, daß der auf gewöhnlichen glatten Agarplatten nur sehr spärlich kleine Pseudosporangien bildende *D. m.*-Stamm sich auf dem Kokosfaseragar hinsichtlich der Zahl und Verteilung der Pseudosporangien ganz ähnlich verhielt, wie auf Pferdekotagar: An Stellen der Platten, die durch die im Agar liegenden Kokosfasern zu kleinen Hügeln emporgewölbt waren, standen Pseudosporangien von normaler Durchschnittsgröße in großer Zahl dicht beisammen. Ebenso fanden sich vielfach zahlreiche normal große Pseudosporangien auf den über die Plattenoberfläche hinausragenden, aber mit einer dünnen Agarschicht überzogenen Kokosfasern. Auf ebenen Agarstellen standen dagegen nur wenige kleine Pseudosporangien, und auf Kontrollplatten ohne Kokosfasern wurden nach wie vor von dem zu diesen Versuchen verwandten Stamm Dict Pfk I nur verhältnismäßig wenige, auffallend kleine Pseudosporangien gebildet. Die auf Grund des Ergebnisses der Versuche mit Pferdekotagar gehegte Vermutung, daß die Beschaffenheit der Nährboden-

oberfläche von Einfluß auf die Pseudosporangienbildung von *D. m.* sei, wurde also durch die Ergebnisse mehrfach wiederholter Versuche mit Kokosfaseragar durchaus bestätigt: Die Pseudosporangienbildung von *D. m.* war auf dem Kokosfaseragar wesentlich stärker als auf gewöhnlichem glatten Agar, wenn sie auch an Stärke hinter der auf Pferdekotagar zurückblieb, und weitaus die Mehrzahl der Pseudosporangien wurde auf Kokosfaseragar sowohl als auf Pferdekotagar an solchen Stellen der Platten gebildet, die durch die Fasern bzw. durch den Kot etwas emporgewölbt waren.

Es bestand nun aber auch bei den Versuchen mit Kokosfaseragar immer noch die Möglichkeit einer Beeinflussung der Pseudosporangienbildung durch irgendwelche in den Kokosfasern enthaltenen chemischen Stoffe. Um derartige Einflüsse nach Möglichkeit ganz auszuschalten, wurden bei weiteren Versuchen mit Kokosfaseragar 5 g Fasern zunächst 1 Stunde lang in 1 l Wasser, dann 1 Stunde in 5proz. Kalilauge und schließlich  $\frac{1}{2}$  Stunde in 5proz. Schwefelsäure gekocht, dann sehr gründlich in Wasser ausgewaschen und getrocknet. Die so behandelten Fasern hatten eine hellere Färbung als unbehandelte und waren spröder als letztere. Der durch einstündiges Kochen der Fasern in Wasser gewonnene Kokosfaserextrakt, der etwa die Gelbfärbung der gewöhnlichen Nährbouillon hatte, wurde, wie unten noch berichtet werden wird, bei weiteren Versuchen verwendet.

Die ausgekochten Fasern wurden in gleicher Weise zur Herstellung von Faseragarplatten benutzt wie die unbehandelten Fasern. Wurden die Platten dann mit Colibakterien und dem *D. m.*-Stamm Dict Pfk I beimpft, so fanden sich nach einigen Tagen, genau wie auf den mit unbehandelten Fasern hergestellten Platten, normal große Pseudosporangien in größeren Mengen an den durch die Fasern hochgewölbten Stellen, während ebene Agarstellen nur wenige, meist kleine Pseudosporangien aufwiesen. Auch die oben erwähnte Beobachtung, daß längs einzelner über die Agarfläche hinausragender Fasern besonders zahlreiche Pseudosporangien standen, konnte bei Benutzung der ausgekochten Fasern zur Herstellung der Platten wieder gemacht werden.

Um festzustellen, ob wirklich die Beschaffenheit der Agaroberfläche die Ursache für die stärkere Pseudosporangienbildung sei, wurden für die Züchtung des Stammes Dict Pfk I ferner Agarplatten verwandt, die unbehandelte bzw. ausgekochte Kokosfasern enthielten, aber so dick gegossen waren, daß die Fasern völlig in der Agarmasse lagen und die Agaroberfläche nicht hochwölbten.

Auf diesen Platten, deren Oberfläche genau so glatt und eben war wie die der gewöhnlichen Agarplatten, war von einer Verstärkung der Pseudosporangienbildung trotz der Anwesenheit der Fasern im Agar nichts zu bemerken.

Daß die Züchtung des nicht mehr Pseudosporangien bildenden *D. m.*-Stammes auf dem von NÖLLER (1922, p. 96) für die *Chlamydo-phrys*-Züchtung angegebenen Perdekotextraktagar nicht imstande war, die Pseudosporangienbildung bei diesem Stamm wieder hervorzurufen, habe ich bereits in meiner früheren Mitteilung (1924, p. 306) erwähnt. Auch wenn dem Agar statt des Pferdekotextraktes der durch Kochen von Kokosfasern in Wasser (s. o.) gewonnene Extrakt zugesetzt wurde, konnte eine Einwirkung des Kokosfaserextraktes auf Zahl und Größe der Pseudosporangien nicht festgestellt werden.

Damit aber die Möglichkeit einer Beeinflussung der Pseudosporangienbildung durch irgendwelche chemischen Stoffe vollständig ausgeschaltet würde, benutzte ich schließlich statt der Kokosfasern auch noch Glaswolle, die in Petrischalen verteilt, sterilisiert und dann mit Amöbenagar übergossen wurde. Auf diese Weise erhielt ich Platten, deren Oberflächengestaltung der der Kokosfaseragarplatten sehr ähnlich war, bei denen aber ein chemischer Einfluß auf die Pseudosporangienbildung gänzlich ausgeschaltet war. Die Platten wurden mit Colibakterien und dem Stamm Dict Pfk I beimpft. Das Verhalten von *D. m.* auf diesen Glaswolleagarplatten entsprach hinsichtlich der Pseudosporangienbildung durchaus dem auf Kokosfaseragar beobachteten: In größerer Zahl und durchschnittlich normaler Größe wurden Pseudosporangien nur an solchen Stellen der Platten gebildet, an denen die Agaroberfläche durch die Glaswolle emporgewölbt war, während auf ebenen Stellen des Agars meist nur verhältnismäßig wenige, kleine Pseudosporangien zu finden waren. Da infolge der Benutzung von Glaswolle eine chemische Einwirkung bei diesen Versuchen sicher völlig ausgeschlossen war, so kann die Bildung zahlreicher, normal großer Pseudosporangien an den durch die Glaswolle emporgewölbten Stellen nur auf die Beschaffenheit der Agaroberfläche an den betr. Stellen zurückgeführt werden.

Die Richtigkeit dieser Schlußfolgerung wurde auch noch durch das Ergebnis des folgenden Versuches bestätigt: Ich beschickte Petrischalen mit je etwa 8—12 Glasperlen, wie sie zum Defibrinieren von Blut benutzt werden, sterilisierte die Schalen mit den Kugeln und goß soviel Amöbenagar hinein, daß ein Stück der Glaskugeln noch über die Agaroberfläche hinausragte. Dabei trug ich aber

dafür Sorge, daß auch das über die Agaroberfläche hinausragende Stück der Glaskugeln einen Agarüberzug erhielt. Auf diese Weise erhielt ich Agarplatten mit größtenteils ebener Oberfläche, die nur an einigen Stellen kleine Buckel aufwies. Wurden nun diese Platten mit Colibakterien und dem Stamm Dict Pfk I beimpft, so entsprach die Pseudosporangienbildung auf dem größten Teil der Plattenoberfläche derjenigen auf gewöhnlichen Agarplatten, d. h. es wurden nur kleine Pseudosporangien in verhältnismäßig geringer Anzahl gebildet. Pseudosporangien von normaler Größe fanden sich dagegen nur auf den durch die Glaskugeln gebildeten Buckeln und unmittelbar an deren Fuße. Auch hier war eine chemische Beeinflussung der Pseudosporangienbildung vollkommen ausgeschlossen, so daß also die Tatsache, daß normal große Pseudosporangien in größerer Zahl nur an und auf den buckelförmigen Agarerhebungen sich fanden, nur auf die Oberflächenbeschaffenheit des Agars an diesen Stellen zurückgeführt werden kann.

Eine gelegentlich gemachte Beobachtung veranlaßte mich schließlich auch noch zu Züchtungsversuchen auf Amöbenagarplatten, deren Oberfläche nicht nur Erhöhungen, sondern auch Vertiefungen aufwies: Ich hatte nämlich auf einer meiner Platten beobachtet, daß in einer kleinen, zufällig entstandenen Vertiefung in der Agaroberfläche mehrere normal große Pseudosporangien standen, während auf der glatten Agaroberfläche nur wenige kleine Pseudosporangien vorhanden waren. Daraufhin goß ich zunächst in sterile Petrischalen eine dünne Agarschicht, ließ diese erstarren, beschickte die Schalen mit sterilen Glaskugeln und goß noch soviel Agar hinzu, daß die Kugeln etwa zur Hälfte über die Agaroberfläche hinausragten. Nachdem auch die zweite Agarschicht erstarrt war, entfernte ich mit einer sterilen Pinzette einen Teil der Glaskugeln, so daß ich Agarplatten erhielt, dessen Oberfläche Buckel und Vertiefungen aufwies. Diese Platten wurden sodann in der üblichen Weise mit Colibakterien und dem Stamm Dict Pfk I beimpft. Wie bei den oben geschilderten Versuchen fanden sich auch bei diesen Versuchen normal große Pseudosporangien in größerer Anzahl dicht an und auf den durch die Glaskugeln veranlaßten Erhebungen der Agaroberfläche. Auf der ebenen Agaroberfläche und in den Vertiefungen waren dagegen nur wenige kleine Pseudosporangien vorhanden.

Wie ich bereits in einer Anmerkung am Schluß meiner früheren Mitteilung zum Ausdruck brachte, spielt, nach den Ergebnissen meiner Untersuchungen, bei der Bildung bzw. Nichtbildung der Pseudosporangien von *D. m.* die Beschaffenheit der Oberfläche des

Substrates, auf dem *D. m.* wächst, eine gewisse Rolle: Ein *D. m.*-Stamm, der auf einer normalen Amöbenagarplatte mit vollständig ebener Oberfläche nur verhältnismäßig wenige, kleine Pseudosporangien bildet, bringt auf einer Agarplatte, deren Oberfläche uneben ist, zahlreiche normal große Pseudosporangien hervor. Diese stehen aber nicht gleichmäßig über die ganze Platte verteilt, sondern finden sich fast ausschließlich an den Stellen, an denen die Agaroberfläche Erhöhungen aufweist, während die ebenen Stellen der Agaroberfläche fast gar keine Pseudosporangien tragen.

In besonders großer Anzahl fanden sich, wie oben (S. 521) erwähnt, Pseudosporangien, die auch durch besondere Größe ausgezeichnet waren, auf meinen Kokosfaseragarplatten auf solchen Fasern, die, mit einem dünnen Agarüberzug versehen, über die Oberfläche des Agars hinausragten. Ein ganz ähnliches Verhalten beschreibt OLIVE (1902) von der Gattung *Sappinia*, die er, ebenso wie *D. m.*, zu der Familie der Acrasieen rechnet: Eine Bildung von eigentlichen Fruchtkörpern findet zwar bei dieser Gattung nicht statt, wohl aber entstehen, wenn *Sappinia* unter natürlichen Verhältnissen wächst, „aggregations of more or less rounded cysts at the ends of small projections from the substratum.<sup>1)</sup> Such aggregations resemble closely the sori of the more simple species of the Acrasieae; but they are probably formed accidentally, since . . . the amoebae fail . . . to form colonies on a surface free from projecting particles.<sup>1)</sup> It is probable that the individuals, in responding to the negatively hydrotropic stimulus which directs their movements at the period of fructification, simply move out and away from the moist substratum as far as possible, and may thus form a naked mass at the end of a projecting piece of straw, for example.“ Ein dieser Beschreibung von OLIVE (1902) nahezu völlig entsprechendes Verhalten zeigt, wie ein Vergleich meiner Untersuchungsergebnisse mit den Angaben von OLIVE erkennen läßt, auch *D. m.* Es dürfte daher berechtigt erscheinen, die Ursache für das Verhalten von *D. m.* bei der Pseudosporangienbildung in dem gleichen Faktor zu suchen, den OLIVE als Ursache für das Verhalten von *Sappinia* anführt, d. h. in dem negativen Hydrotropismus in der Zeit der Fruchtkörperbildung. Das von mir beobachtete Verhalten von *D. m.* auf Nährböden, deren Oberfläche Erhöhungen aufweist, wäre

<sup>1)</sup> Vom Ref. gesperrt!

danach also wohl so zu erklären, daß die Amöben, sobald der infolge ihrer starken Vermehrung eintretende Nahrungsmangel einen gewissen Grad erreicht hat, durch negativen Hydrotropismus veranlaßt werden, sich an den höchsten Stellen des Nährbodens zu Pseudoplasmodien zusammenzufinden und dort dann auch Pseudosporangien zu bilden. Damit wäre auch meine bereits früher (1924) ausgesprochene Vermutung, daß außer dem Nahrungsmangel noch ein zweiter Faktor — nach meinen jetzigen Feststellungen der negative Hydrotropismus von *D. m.* zur Zeit der Fruchtkörperbildung — von Einfluß auf die Pseudosporangienbildung sein müsse, bestätigt. Worauf es zurückzuführen ist, daß der mir von Herrn Sanitätsrat OEHLER-Frankfurt a. M. zur Verfügung gestellte *D. m.*-Stamm (Dict) seit langer Zeit überhaupt keine Pseudosporangien mehr bildet, obgleich es stets zur Pseudoplasmodienbildung kommt, weiß ich allerdings auch jetzt noch nicht zu sagen.

## 6. Die Sporen von *D. m.*

Die Sporen von *D. m.* und anderen *Dictyostelium*-Arten sind nach Form und Größe von BREFELD (1869 und 1884) und OLIVE (1902) genauer beschrieben worden, so daß sich ein näheres Eingehen auf ihre äußere Erscheinung hier erübrigt. Dagegen sei kurz ihr innerer Bau beschrieben: In Schnittpräparaten von *D. m.*-Pseudosporangien, die nach GIEMSA gefärbt sind, läßt sich im Innern der Sporen eine blau gefärbte Protoplasmamasse erkennen, die außer dem rot gefärbten Kern eine oder mehrere große Vakuolen einschließt. Ist nur eine Vakuole vorhanden, so liegt sie nahe dem einen Ende der Spore (Taf. 21 Fig. 7a), während das andere Sporende die Hauptmasse des Protoplasmas mit dem Kern enthält. Bei Vorhandensein mehrerer Vakuolen ist in der Spore meist eine breitere, quer zur Längsachse der Spore verlaufende Protoplasma-„Brücke“ zu erkennen, in der der Kern liegt, während das übrige Protoplasma als Wandbelag und in Form von Längs- und Quersträngen angeordnet ist (Taf. 21 Fig. 7b). Dieses Bild der *D. m.*-Sporen erinnert stark an die Bilder von Mikrosporidiensporen, doch fehlt den *D. m.*-Sporen der in den Mikrosporidiensporen vorhandene ausschnellbare Polfaden, auch ist das Protoplasma der *D. m.*-Sporen augenscheinlich nicht ringförmig angeordnet, wie das bei den Mikrosporidiensporen der Fall ist (SCHUBERG 1910, p. 419 und Taf. 6 und 7).

Die Bildung von ungestielten Sporenhaufen, wie sie POTTS (1902)

bei Züchtung von *D. m.* in Wasser sah, habe ich niemals beobachtet, ebensowenig das Auftreten von „Mikrocyten“.

### 7. Serologische Untersuchungen an *D. m.*

In meiner früheren Mitteilung über *D. m.* (1924) habe ich bereits erwähnt, daß es mir gelungen ist, mit den *D. m.*-Amöben in der gleichen Weise wie früher mit anderen Kulturamöben (v. SCHUCKMANN 1920 a, b, c) Kaninchen zu immunisieren. Dazu benutzte ich den *D. m.*-Stamm Dict., der keine Pseudosporangien mehr bildete, so daß dem Kaninchen also reines Amöbenmaterial ohne Beimengung von Sporen eingespritzt wurde. Auch die Menge der mit den Amöben dem Kaninchen eingespritzten Colibakterien war verhältnismäßig gering, weil zur Herstellung der für die Immunisierung nötigen Amöbenaufschwemmung nur solche Kulturplatten benutzt wurden, auf denen die Amöben den Plattenrand bereits erreicht und die Bakterien zum größten Teil aufgezehrt hatten. Das auf diese Weise erzielte Immunserum veranlaßte bis zu einer Verdünnung von 1:100 eine dauernde, in schwächeren Konzentrationen eine mehr oder weniger schnell vorübergehende Verklumpung der Amöben, die bei einer Verdünnung von 1:4000 zwar nur noch schwach, aber doch erkennbar war. Die Sporen von *D. m.* wurden dagegen in keiner Weise von diesem Immunserum beeinflußt, und andere von mir früher gezüchtete Kulturamöbenstämme (z. B. HI, HII, HV u. a.) zeigten nur in den stärksten Konzentrationen des *D. m.*-Immunserums (bis etwa 1:100) eine schwache Verklumpung. Das mit *D. m.*-Amöben hergestellte Immunserum besaß also in hohem Grade (Titer:1:4000) die Fähigkeit, die homologen *D. m.*-Amöben zur Verklumpung zu bringen, während es *D. m.*-Sporen gar nicht und andere Kulturamöben nur sehr schwach in diesem Sinne beeinflußte. Andererseits trat auch in den stärksten Konzentrationen von Normalkaninchenserum eine Verklumpung der *D. m.*-Amöben gar nicht oder in kaum erkennbarem Maße ein.

Die von mir ebenfalls versuchte Herstellung eines Immunserums, das nur Antikörper gegen *D. m.*-Sporen enthielte, ist bisher an der Schwierigkeit gescheitert, wirklich reines Sporenmateriale ohne Beimengung von Amöben in so großen Mengen zu erhalten, daß es die Bildung von Antikörpern gegen die Sporen im Kaninchenblut herbeiführen könnte.

## Literaturverzeichnis.

- BOTT, K. (1907): Über die Fortpflanzung von *Pelomyxa palustris*. Arch. f. Protistenk. Bd. 8 p. 120—158, Taf. 3 u. 4 und 1 Textfig.
- BREFELD, O. (1869): *Dictyostelium mucoroides*, ein neuer Organismus aus der Verwandtschaft der Myxomyceten. Abhandl. Senckenb. Naturf. Ges. Frankfurt a. M. Bd. 7 p. 85—107, 3 Taf.
- (1884): *Polysphondylium violaceum* und *Dictyostelium mucoroides* nebst Bemerkungen zur Systematik der Schleimpilze. Untersuch. a. d. Gesamtgebiet d. Mykolog. Heft 6.
- CHATTON, E. (1912): Entamibe (*Loeschia* sp.) et myxomycète (*Dictyostelium mucoroides* BREFELD) d'un singe. Bull. Soc. Path. Exot. T. 5 p. 180—183, Taf. 10.
- GRIMM, M. (1895): Über den Bau und die Entwicklungsgeschichte von *Dictyostelium mucoroides* BREF. Script. Bot. Hort. Univ. Imp. Petersburg T. 4 p. 279—298, Taf. 6. (Deutsche Zusammenfassung.)
- JOLLOS, V. (1917): Untersuchungen zur Morphologie der Amöbenteilung. Arch. f. Protistenk. Bd. 37 p. 229—275, Taf. 17—20, 17 Textfig.
- KROSZ, K. (1924): Die Rhizopodenfauna des Pferdekotes. Arch. f. Protistenk. Bd. 48 p. 316—341.
- LEINER, M. (1924): Das Glykogen in *Pelomyxa palustris* GREEFF mit Beiträgen zur Kenntnis des Tieres. Arch. f. Protistenk. Bd. 47 p. 253—307, Taf. 10 bis 12 und 5 Textfig.
- MOUTON, H. (1902): Recherches sur la digestion chez les amibes et sur leur diastase intracellulaire. Ann. Inst. Pasteur T. 16 p. 457—509.
- NADSON, G. A. (1899): Des cultures du *Dictyostelium mucoroides* BREF. et des cultures pures des amibes en général. Script. Bot. Hort. Univ. Imp. Pétersbourg T. 15 p. 153—187. (Französische Zusammenfassung.)
- NÖLLER, W. (1922): Die wichtigsten parasitischen Protozoen des Menschen und der Tiere. Teil I. in: OSTERTAG-WOLFFHÜGEL-NÖLLER, Die tierischen Parasiten der Haus- und Nutztiere Bd. 1. Berlin, R. Schötz.
- OEHLER, R. (1917): Amöbenzucht auf reinem Boden. Arch. f. Protistenk. Bd. 37 p. 175—190, Taf. 12.
- (1923): *Dictyostelium mucoroides* BREF. Zentralbl. f. Bakt. usw., Abt. I (Orig.) Bd. 89 p. 155—156.
- OLIVE, E. W. (1902): Monograph of the Acrasieae. Proc. Boston Soc. Nat. Hist. Vol. 30 p. 451—513, Taf. 5—8.
- PINOY, E. (1907): Rôle des bactéries dans le développement de certains Myxomycètes. Ann. Inst. Pasteur T. 21 p. 622—656 u. 686—698, Taf. 13—16.
- POTTS, G. (1902): Zur Physiologie des *Dictyostelium mucoroides*. Flora Bd. 91 p. 281—347, 4 Textfig.
- SCHUBERG, A. (1910): Über Microsporidien aus dem Hoden der Barbe und durch sie verursachte Hypertrophie der Kerne. Arb. a. d. Reichsges.-Amt Bd. 33 p. 401—434, Taf. 6—9.
- SCHUCKMANN, W. v. (1920a): Serologische Untersuchungen an Kulturamöben. Berl. klin. Wochenschr. 57. Jahrg. p. 545—547.
- (1920b): Untersuchungen über das serologische Verhalten verschiedener Amöbenstämme. Arb. a. d. Reichsges.-Amt Bd. 52 p. 133—162.
- (1920c): Über den Einfluß spezifischer Seren auf die Flagellatenstadien von Kulturamöben. Zentralbl. f. Bakt. usw., Abt. I (Orig.) Bd. 84 p. 304—313.

- SCHUCKMANN, W. v. (1924): Zur Biologie von *Dictyostelium mucoroides* BREF. Ibid. Bd. 91 p. 302—309, 1 Textfig.
- SKUPIENSKI, F. X. (1918): Sur la sexualité chez une espèce de Myxomycète Acrasiée, *Dictyostelium mucoroides*. Compt. rend. Acad. Sc. Paris T. 167 p. 960—962.
- VAN TIEGHEM, M. PH. (1880): Sur quelques Myxomycètes à plasmode agrégé Bull. Soc. Bot. France T. 27 p. 317—322.
- TÖNNIGES, C. (1909): Die Fortpflanzung von *Pelomyxa palustris*. Sitz.-Ber. Ges. z. Beförd. d. ges. Nat.-Wiss. p. 37—43.
- WASIELEWSKI, TH. v. und KÜHN, A. (1914): Untersuchungen über Bau und Teilung des Amöbenkernes. Zool. Jahrb., Abt. f. Anat. usw., Bd. 38 p. 253—326 Taf. 15—17 u. 8 Textfig.

## Tafelerklärung.

### Tafel 21.

Mit Ausnahme der Fig. 9 sind sämtliche Figuren mit dem ABBE'schen Zeichenapparat auf Objekttschhöhe bei ZEISS homog. Immersion 2 mm num. Ap. 1,30 und Comp. Oc. 18, sowie bei einer Tubuslänge von 170 mm gezeichnet.

Fig. 1 u. 4. Vegetative Amöben mit Bakterien auf verschiedenen Verdauungsstufen. Klatschpräparat. Subl.-Alk. Giemsa.

Fig. 2. Amöbe in „*Limax*“-Form nach Ausstoßung aller Inhaltskörper. Klatschpräparat. Subl.-Alk. Giemsa.

Fig. 3. Amöbe kurz nach der Kernteilung mit zwei eben rekonstruierten Kernen. Klatschpräparat. Subl.-Alk. Giemsa.

Fig. 5a u. b. Vegetative Amöben. Fixiert im Wassertropfen mit Osmiumsäuredämpfen. Giemsa (1 Stunde).

Fig. 6. „*Limax*“-förmige Amöbe bei Beginn der Pseudoplasmodienbildung. Klatschpräparat. Subl.-Alk. Giemsa.

Fig. 7a u. b. Sporen aus einem 5  $\mu$  dicken Pseudosporangienschnitt. Subl.-Alk. Giemsa.

Fig. 8. Spindelförmige Amöbe aus einem Amöben-„Zug“. Klatschpräparat. Subl.-Alk. Giemsa.

Fig. 9. Vegetative Amöben. Vollständig durchretuschiertes Mikrophotogramm (Vergr. ca. 550 $\times$ ) nach einem mit Subl.-Alk. fixierten und nach GIEMSA gefärbten Klatschpräparat.

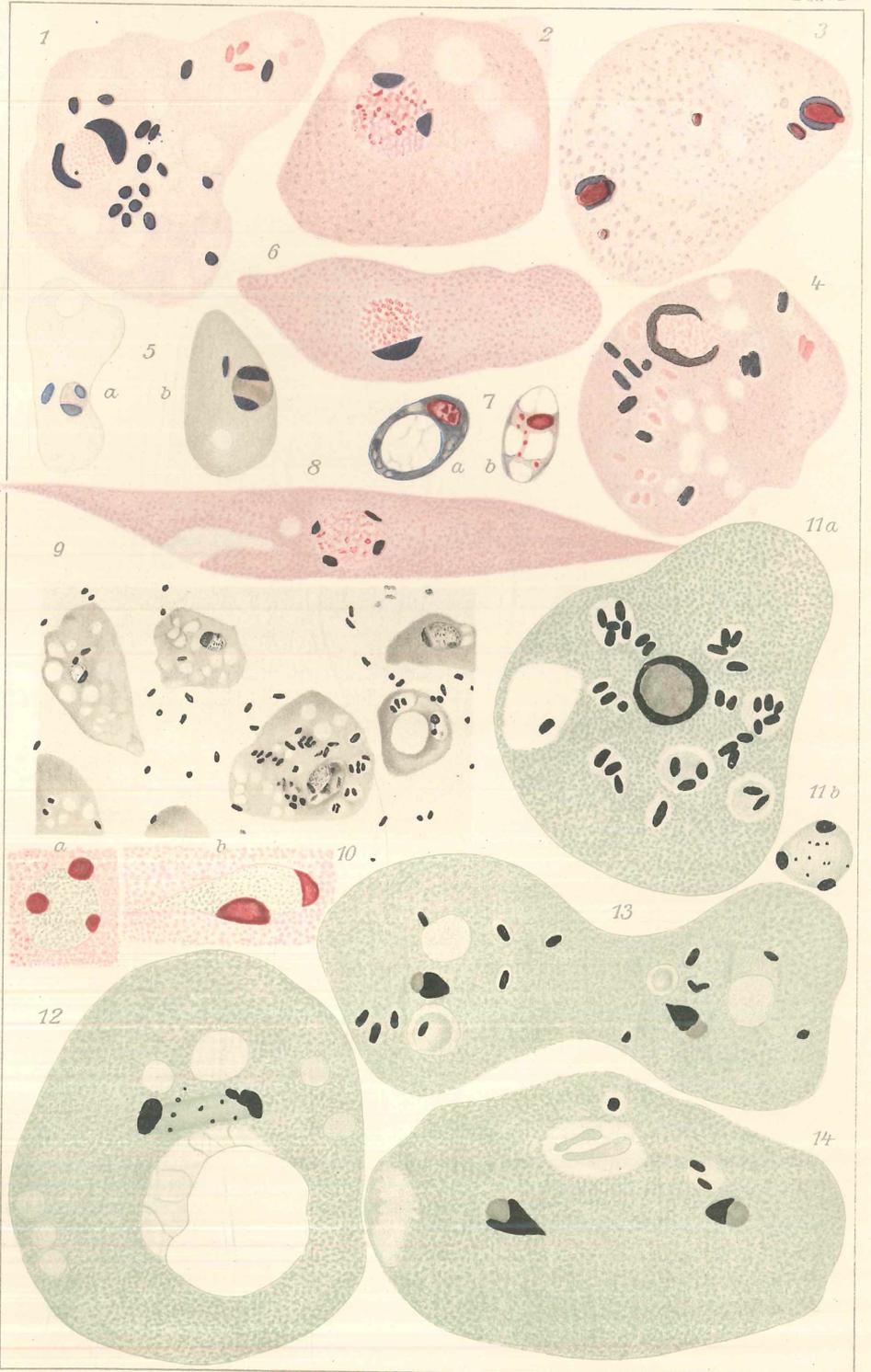
Fig. 10a u. b. Zwei Amöbenkerne. Klatschpräparat. Subl.-Alk. Safranin-Lichtgrün.

Fig. 11a. Amöbe mit Ruhekerne und zahlreichen Bakterien. Klatschpräparat. Subl.-Alk. Heidenhain-Lichtgrün.

Fig. 11b. Amöbenkerne aus dem gleichen Präparat wie Fig. 11a.

Fig. 12. Kernteilungsstadium, späte Anaphase. Aus dem gleichen Präparat wie Fig. 11a u. b.

Fig. 13 u. 14. Amöben mit je zwei im Beginn der Rekonstruktion stehenden Kernen; die eine Amöbe ist in Durchschnürung begriffen. Klatschpräparat. Subl.-Alk. Heidenhain-Lichtgrün.



# ZOBODAT - [www.zobodat.at](http://www.zobodat.at)

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 1925

Band/Volume: [51\\_1925](#)

Autor(en)/Author(s): Schuckmann von W.

Artikel/Article: [Zur Morphologie und Biologie von Dictyostelium mucoroides](#) [Bref. 495-529](#)