

Über Heterokonten und Heterokonten-ähnliche Grünalgen (Bumilleriopsis, Heterothrix, Heterococcus und Dictyococcus, Muriella)

Autor(en): **Vischer, Wilhelm**

Objektyp: **Article**

Zeitschrift: **Berichte der Schweizerischen Botanischen Gesellschaft = Bulletin de la Société Botanique Suisse**

Band (Jahr): **45 (1936)**

PDF erstellt am: **17.04.2024**

Persistenter Link: <https://doi.org/10.5169/seals-30321>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Inhalten der Zeitschriften. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern.

Die auf der Plattform e-periodica veröffentlichten Dokumente stehen für nicht-kommerzielle Zwecke in Lehre und Forschung sowie für die private Nutzung frei zur Verfügung. Einzelne Dateien oder Ausdrucke aus diesem Angebot können zusammen mit diesen Nutzungsbedingungen und den korrekten Herkunftsbezeichnungen weitergegeben werden.

Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. Die systematische Speicherung von Teilen des elektronischen Angebots auf anderen Servern bedarf ebenfalls des schriftlichen Einverständnisses der Rechteinhaber.

Haftungsausschluss

Alle Angaben erfolgen ohne Gewähr für Vollständigkeit oder Richtigkeit. Es wird keine Haftung übernommen für Schäden durch die Verwendung von Informationen aus diesem Online-Angebot oder durch das Fehlen von Informationen. Dies gilt auch für Inhalte Dritter, die über dieses Angebot zugänglich sind.

Über Heterokonten und Heterokonten-ähnliche Grünalgen.

(*Bumilleriopsis*, *Heterothrix*, *Heterococcus*
und *Dictyococcus*, *Muriella*.)

Von Wilhelm Vischer.

Eingegangen am 14. März 1936.

Unter den Heterokonten sind in den letzten Jahren, besonders durch die Arbeiten von P a s c h e r (z. B. 1930, 1932), viele neue Gattungen aufgefunden worden. Man stösst, wie aus diesen Untersuchungen hervorgeht, in der Natur auf Schritt und Tritt auf neue Arten. Durch deren Kenntnis nimmt das recht einfache Bild, das wir uns vor einigen Jahren von den Heterokonten machten, an Formenreichtum beständig zu und beginnt, dem der *Protococcales* an Mannigfaltigkeit zu gleichen. Gleichzeitig vermehrt sich aber auch die Zahl solcher Gattungen, von denen nur mit Schwierigkeit gesagt werden kann, ob sie zu den Chlorophyten oder zu den Heterokonten gehören. Die Gestaltungsmöglichkeit einzelliger und fadenförmiger Algen ist offenbar nicht unerschöpflich, und so können sich gewisse Formen in verschiedenen Klassen wiederholen, und es kann äusserliche Ähnlichkeit, Konvergenz, zwischen zwei im Grunde vollkommen andersartigen Organismen entstehen (P a s c h e r, 1931, S. 317; 1932, I, S. 549).

Die in Vorbereitung begriffene Bearbeitung der Heterokonten für Rabenhorsts Kryptogamenflora durch P a s c h e r bietet mir Anlass, einige seit längerer Zeit in Reinkultur gezüchtete Arten näher zu beschreiben. Ist doch die Anzahl wirklich gut bekannter Heterokonten (in Reinkultur sind bisher gezüchtet und beschrieben worden: *Heterococcus* [C h o d a t, 1908, S. 81; 1909, S. 74]; *Heterococcus*, *Tribonema*, *Bumilleria*, *Monodus* [C h o d a t, 1913, S. 177 u. ff.]; *Chlorobotrys*, *Characiopsis*, *Heterococcus*, *Tribonema* [P o u l t o n, 1925]; *Heterococcus* [V l k, 1931]; *Mischococcus* [V i s c h e r, 1932, S. 257]; *Tribonema* [H a w l i t s c h k a, 1932]) so gering, dass es dringend wünschbar ist, wenigstens die verfügbaren Arten in ihrer ganzen Entwicklung darzustellen und Fachkollegen zugänglich zu machen. Das Studium von Arten, deren Lebenszyklus beliebig oft beobachtet und kontrolliert werden kann, bildet die sicherste Grundlage für eine rationelle Systematik und bietet auch wichtige Anhaltspunkte, um in der Natur aufgefundene Stadien beurteilen und einreihen zu können.

Die Gattung *Heterococcus*, die etwas ausführlicher behandelt werden soll, stellt durch ihren rasenartigen Wuchs die höchste Entwicklungsstufe dar, die wir bisher von Heterokonten kennen, und nimmt daher von vorneherein das Interesse des Systematikers in Anspruch. Ganz besonders gilt dies von der neuen Art, *H. caespitosus*, die ich dank der Freundlichkeit von Kollegen F. Chodat mit dem von früher her bekannten *H. Chodati* (= *H. viridis* Chod.) vergleichen konnte. Ebenso spreche ich meinen herzlichen Dank Herrn Prof. Pascher aus. Der Gedankenaustausch, den er, gestützt auf seine reiche Erfahrung, mit mir pflog, erleichterte mir die Bildung eines Urteils über die behandelten Gattungen sehr.

Ich schicke die Beschreibungen zweier weiterer Heterokonten voraus, die ich zufällig in Kultur hatte. Zum Schlusse seien einige Grünalgen behandelt, welche auffallende Konvergenzerscheinungen darstellen und mit Heterokonten leicht verwechselt werden können und auch wurden (*Dictyococcus*, *Muriella*). Alle Reinkulturen werden weitergezüchtet und sind ausserdem den bekannten Algensammlungen in Genf und in Prag zugestellt worden.

Bumilleriopsis Peterseniana.

Diese Art, Nr. 38 der Basler Sammlung, wurde 1927 aus Sumpfwasser aus der Umgebung Basels isoliert.

Die Zellen sind zuerst rundlich, mit meistens zwei Chromatophoren, später wurstförmig, leicht gebogen, mit zahlreichen Chromatophoren; an den beiden abgerundeten Enden der Zelle ist die Zellwand etwas derber und fester. In jungen Zellen stossen diese beiden Polkappen, welche ungleich gross sind, mit ihren Rändern beinahe aneinander und sind nur durch eine schmale Zone, in der die Zellwand dünn ist, voneinander getrennt. Beim Wachstum streckt sich diese äquatoriale, dünne Zone, und die beiden polaren Kappen werden voneinander entfernt; die untere nimmt an Grösse zu und wird sackartig, die obere bleibt kurz deckelförmig. Die dünne Wachstumszone lässt sich durch schwache Methylenblaulösung sichtbar machen; eine Schichtung der Membran kann nicht wahrgenommen werden. Gleichzeitig vermehren sich die Chromatophoren, und der Inhalt teilt sich in zahlreiche Zoo- oder Aplanosporen; die Zelle öffnet sich, indem sich Unterteil und Deckel voneinander trennen und einzeln übrigbleiben, oder indem (in selteneren Fällen) sie sich nur einseitig voneinander lösen und der Deckel zurückgeschlagen wird.

Zoosporen bilden sich nach Überführen in frische Lösung oder Wasser im Laufe eines Tages; sie sind nackt, besitzen meistens zwei Chromatophoren, eine lange und eine kurze Geissel, runden sich ab und wachsen zu neuen Pflänzchen aus. Ein kleiner roter Augenfleck

kann bereits innerhalb der Mutterzelle wahrgenommen werden. Auto- oder Aplanosporen entstehen beim Verbleiben in derselben Nährflüssigkeit, zu Beginn zahlreich wie die Zoosporen, später in geringer Anzahl; sie enthalten ebenfalls meist zwei Chromatophoren.

Bumilleriopsis Peterseniana gedeiht gut in Nährlösung von Knop (Knop = 1000 ccm Wasser; 1 g Ca $[\text{NO}_3]_2$; 0,25 g MgSO_4 ; 0,25 g KCl; 0,25 g KH_2PO_4 ; Spuren Fe) auf $\frac{1}{3}$ verdünnt (= $\text{K}\frac{1}{3}$) mit oder ohne Agar, ebenso bei Zusatz von 1% Glukose. Die Kulturen auf Agar sind flach, ziemlich hell gelbgrün.

Die Art *B. Peterseniana* unterscheidet sich von *B. brevis* (Gerneck) Printz dadurch, dass ihre Membran an den Polen gegenüber der Zellmitte etwas verdickt ist, und dass die Enden gleichmässig abgerundet sind. Die Polkappen werden aber nicht, wie bei *Chlorallanthus* oder *Gloeobotrys*, abgeworfen, sondern bilden mit der dazwischenliegenden, dehnbaren Membran ein Ganzes; die Art kann daher in die Gattung *Bumilleriopsis* Printz (Printz, 1914, S. 50) eingereiht werden. Herr Prof. Pascher war so freundlich, mich auf eine Abbildung von Petersen (1928, I, S. 422) aufmerksam zu machen, welche unter dem Namen *B. brevis* (Gern.) Printz eine ähnliche Form aus Island darstellt, und mir mitzuteilen, dass er selbst eine vielleicht identische Art aus Böhmen kenne und den Namen *B. Peterseniana* vorschlage.

Bumilleriopsis unterscheidet sich von *Chlorallanthus* (Pascher, 1930, S. 421) durch die glatte und dehnbare Membran zwischen unskulpturierten Polkappen, von *Ophiocytium* und *Characiopsis* durch den Mangel von Stiel und Stacheln, von *Chlorothecium* durch das Fehlen des Fusses. Die Ungleichheit der Polkappen und das Wachstum der äquatorialen Zone ist sehr typisch: man braucht sich bloss die Einzelzellen linear aneinander haftend vorzustellen, so erhält man die Gattung *Heterothrix*. Tatsächlich kleben die Tochterzellen hie und da fadenartig aneinander (Fig. 14).

Diagnose:

Bumilleriopsis Peterseniana Vischer et Pascher nov. spec.

Cellulae solitariae, liberae; juveniles rotundae (diam. 4—5 μ), adultae cylindraceae, culleiformes, 2—6 plo longiores quam latiores (7—8 : 20—40 μ), in utroque fine rotundae; membrana utriusque poli crassior, ita ut polos quasi pilleis tegat; pilleorum alter (pilleus poli inferioris) longior, alter (pilleus poli superioris) brevior; membrana media tenuis crescens extenditur; chromatophora parva, 2— multa, sine pyrenoide; multiplicantur: zoosporis numerosis oblongulis, flagellis binis altero alterum 3 = plo superante, chromatophoro uno (vel duobus), stigmatibus rubro; vel autosporis numerosis rotundatis (diam. 4—5 μ); sporae liberantur, cum membrana media dissolvitur, pilleus superior decidit.

Hab. aquam stagnantem, Basileae; collect. algarum basil. n. 38. Differt a *Bumilleriopsi brevi* (Gerneck) Printz : pilleis in utriusque polo rotundatis.

Auf Agar : Kultur flach, grün, im Alter vom Rand her verblassend. Mit Zucker wird die Oberfläche etwas warzig, die Farbe gelbgrün.

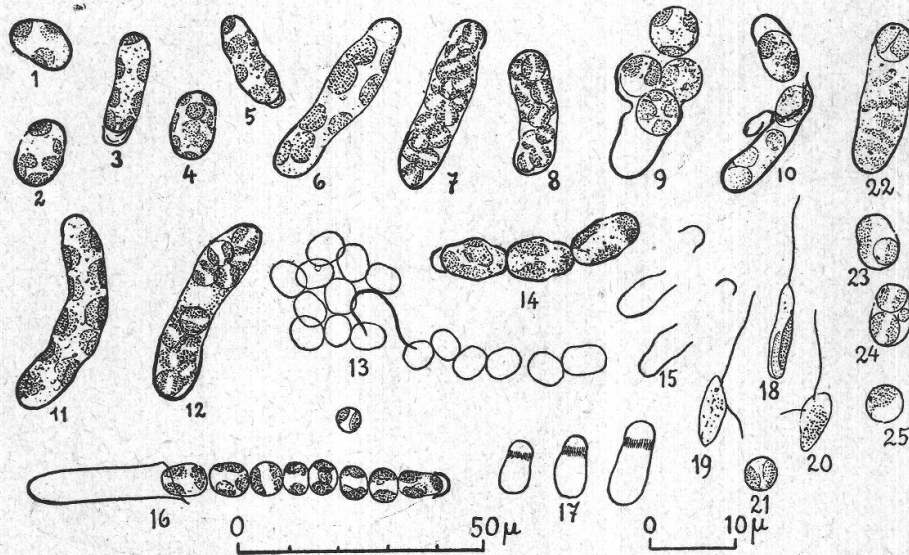


Abbildung 1.

Bumilleriopsis Peterseniana nov. spec.

- 1—19 Drei Tage alte Kultur, Agar K $\frac{1}{3}$; Wachstum und z. T. endoplasmatische Sporenbildung (vgl. Pascher, 1932, III).
- 11—13 Fünf Tage alte Kultur, Agar K $\frac{1}{3}$; ausgewachsene und entleerte Sporangien.
- 14 Drei keimende Aplanosporen mit Überrest (links) der Mutterzellwand.
- 15 Leere Zellwände.
- 16 Entleertes Aplanosporangium auf Agar K $\frac{1}{3}$.
- 17 Junge im Wachstum begriffene Zellen, mit Methylenblau; Agar K $\frac{1}{3}$; Zellinhalt nicht gezeichnet.
- 18 Lebende Zoospore.
- 19—20 Mit Jod fixierte Zoosporen.
- 21 Keimende Zoospore.
- 22—25 Zoosporangien und keimende Zoospore, Agar K $\frac{1}{3}$ + Glukose 1 %; Augenfleck deutlich.

Maßstab links: für Fig. 1—17; Maßstab rechts: für Fig. 18—25.

Offenbar weichen die von Gerneck (1907, S. 242) und Printz beschriebenen Formen von der von Petersen und mir dargestellten in der Membranbeschaffung etwas ab. Nach Gerneck entbehren die Zoosporen bei *B. brevis* des Augenfleckes, sind dagegen mit mehreren Chromatophoren versehen.

Heterothrix Pascher.

Im Jahre 1932 ist von Pascher (1932, II, S. 344) die Gattung *Heterothrix* aufgestellt worden. Sie unterscheidet sich von den verwandten *Tribonema* und *Bumilleria* durch den andern Membranbau:

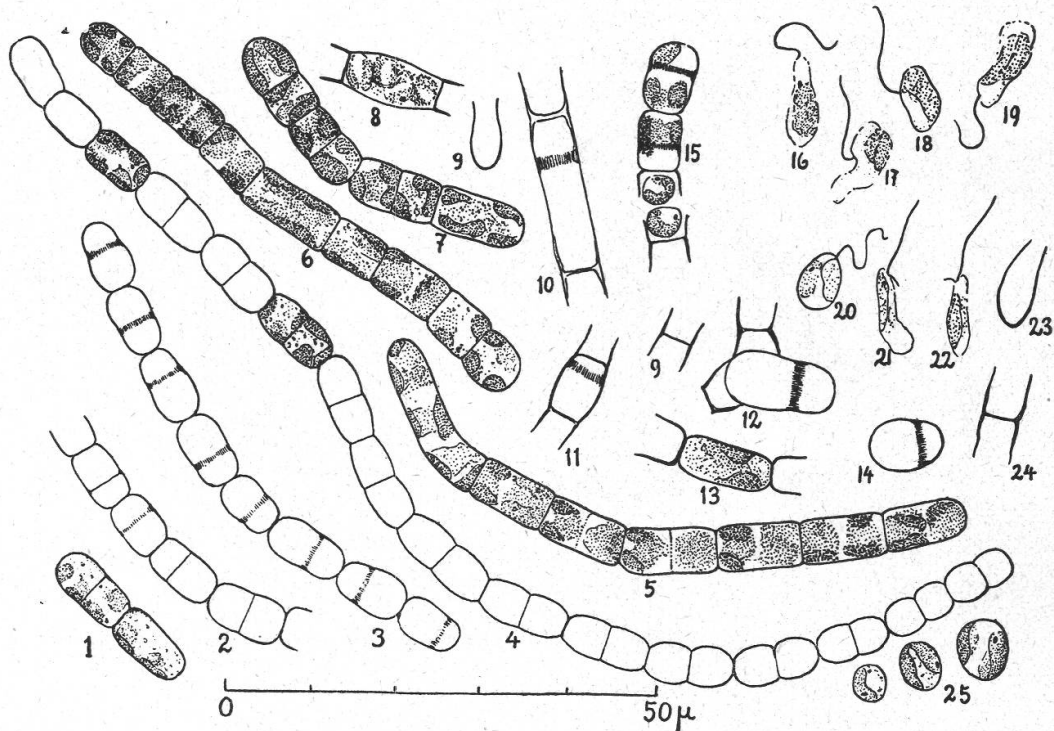


Abbildung 2.

Heterothrix debilis nov. spec.

- 1—4 K $\frac{1}{3}$ 16. Januar—12. Februar 1936; 2 und 3 mit Methylenblau schwach gefärbt.
- 5—14 Agar K $\frac{1}{3}$, 23.—27. Januar 1936.
- 5—7 Vegetative Fäden.
- 8 Zoosporangium.
- 9 Wandreste, End- und Zwischenstück.
- 10—11 Zoosporangien, mit Methylenblau; Inhalt nicht gezeichnet.
- 12 Auskeimender Akinet, mit Methylenblau; Inhalt nicht gezeichnet.
- 13 Vegetative Zelle zwischen Zoosporangienresten.
- 14 Junge Zelle, mit Methylenblau; Inhalt nicht gezeichnet.
- 15 Faden mit vegetativen Zellen und Zoosporangien, 1 Tag nach Übertragen von Agarkultur in Wasser, mit Methylenblau.
- 16—19 Veränderungen einer Zoospore innert zirka 1 Minute.
- 20 Zoospore kurz vor der Ruhe.
- 21—22 Zoosporen, mit Osmiumsäure fixiert.
- 23—24 End- und Zwischenstücke von Fäden nach Zoosporenbildung, wie 9.
- 25 Keimende Zoosporen, Augenfleck sehr deutlich.

Bei *Tribonema* entsteht um jeden Tochterprotoplasten eine neue Zellwand, wobei die Mutterzellwand äquatorial durchreisst und ihre beiden polaren Hälften die Enden der Tochterzellen umschliessen; indem die

Polkappen zweier benachbarter Zellen mit ihrem Rücken fest zusammenhängen, bilden sie die bekannten H-Stücke. Bei *Bumilleria* entstehen meist je vier Tochterzellen, welche zwischen zwei H-Stücke zu liegen kommen. Bei *Heterothrix* werden zwei Tochterzellen gebildet, und es ist keine derartige Membranstruktur erkennbar; die neue Querwand,

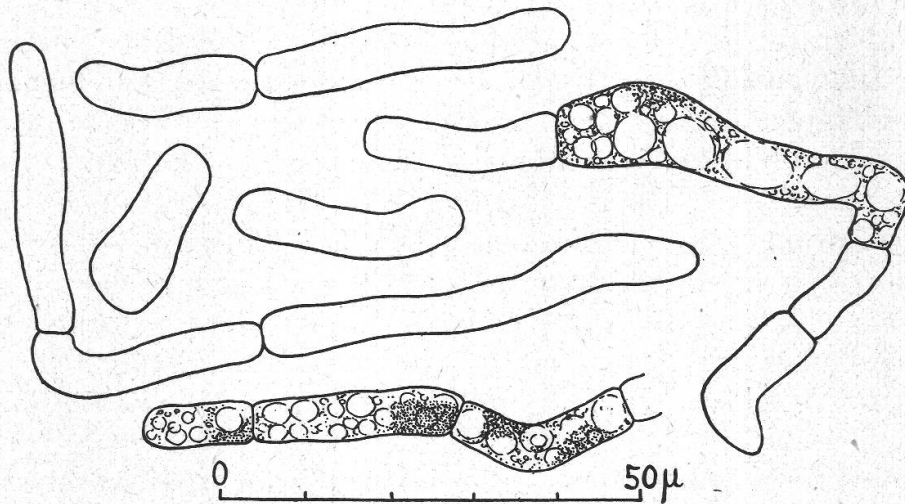


Abbildung 3.

Heterothrix debilis.

Auf Agar K $\frac{1}{3}$ + 1 % Glukose; 10.—25. Februar 1936; Inhalt verfettet, undeutlich, mit Vakuolen.

welche oft nicht ganz im Äquator, sondern etwas ober- oder unterhalb angelegt wird, schliesst an die Mutterzellwand an, und diese dehnt sich, ohne in H-Stücke zu zerreißen. Pascher stellt zu *Heterothrix* als Typus die von Klebs unter dem Namen *Bumilleria exilis* Klebs (1896, S. 390) untersuchte nebst andern, noch nicht beschriebenen Arten.

Eine hierher gehörige Art habe ich 1924 aus Sumpfwasser des botanischen Gartens zu Basel gezüchtet. Sie bildet auf Agar K $\frac{1}{3}$ und in flüssigem K $\frac{1}{3}$ in wenigen Tagen kurze Fäden. In jeder Zelle liegen, meist etwas undeutlich wahrzunehmen, etwa zwei, hie und da auch mehr, gelappte Chromatophoren von zartgrüner Farbe. Irgendeine Struktur der Membran ist weder nach Behandlung mit Kalilauge noch mit konzentrierter Schwefelsäure erkennbar. Zusatz von etwas Methylenblau lässt die Zellwand sehr deutlich hervortreten. An teilungsfähigen Zellen wird, nicht ganz im Äquator liegend, ein zartes, stärker färbbares Band sichtbar; es bezeichnet die Stelle, wo die Querwand die Mutterzelle in zwei etwas ungleich grosse Teile trennt. Offenbar ist die blaugefärbte Zone besonders streckungsfähig, und es besteht eine grosse Ähnlichkeit zwischen einer einzelnen Fadenzelle von *Heterothrix* und einem Pflänzchen von *Bumilleriopsis Peterseniana*. Auf diese Weise entstehen in jungen Kulturen 10- bis 20zellige, in ältern meist nur 2- bis 4zellige Fäden.

Beim Übertragen in frische Lösung oder Wasser bilden sich reichlich Zoosporen. Konstante Beleuchtung wirkt hierauf, wie schon Klebs (1896, S. 391) bemerkt hat, hemmend. Die Zoosporangien sind oft von derselben Grösse wie die vegetativen Zellen, manchmal etwas länger und enthalten meist zwei, hie und da vier Zoosporen, an denen der rote Augenfleck frühzeitig deutlich erkennbar ist. Bei der Zoosporenentleerung zerfallen interkalar liegende Mutterzellen durch Querriss der Zellwand in zwei H-Stücke, während an den Fadenenden einfache Polkappen übrigbleiben. Dasselbe ist der Fall, wenn der Inhalt ohne Zoosporenbildung als einfache Aplanospore oder Akinet auskeimt. Die Zoosporen sind nackt, länglich, mit ein bis zwei, wohl meist zwei Chromatophoren, einem roten Augenfleck und zwei Geisseln, deren kleine nur sehr schwer sichtbar ist; bei Berührung mit einer Unterlage können sie sich amöboïd rasch und stark verändern. Sie keimen bald zu neuen Fäden, an denen basales oder apikales Ende nicht unterschieden werden kann. Die Pflänzchen sitzen in flüssiger Lösung meist am Glase fest.

Agarkulturen sind flach, grün bis gelbgrün und verblassen im Alter. Auf Agar K $\frac{1}{3}$ mit 1 % Glukose, also einer sehr schwachen Zuckerkonzentration, zeigen sich starke Unregelmässigkeiten im Wachstum, und die Entwicklung kann nicht mehr als gesund bezeichnet werden.

In den Grössenverhältnissen (Zellen 4 bis 6 μ breit, bis doppelt so lang) stimmt die Art ungefähr mit *Heterothrix exilis* (Klebs) Pascher überein; doch scheinen Länge und Umriss der Zellen, sowie die Sichtbarkeit der Chromatophoren etwas anders zu sein. Dem Vorhandensein der zweiten Geissel möchte ich keinen grossen diagnostischen Wert beimessen; sie kann bei *H. exilis* entweder wegen ihrer geringen Grösse übersehen worden sein oder wirklich ganz reduziert sein. Hingegen hätte Klebs den wirklich leicht sichtbaren Augenfleck besonders an bereits ruhenden Zoosporen bemerken müssen, wenn er dieselbe Art vor sich gehabt hätte. Freilich hat er von *Chlorosphaera angulosa* die Zoosporen das eine Mal mit deutlichem Augenfleck beschrieben (Klebs, 1883, S. 333), das andere Mal ohne solchen abbilden lassen (Artari, 1892, S. 36). Die von Chodat (1913, S. 181, 183, Fig. 155) als *Bumilleria exilis* bezeichnete Art bildete auf Agar K $\frac{1}{3}$ mit 2 % Glukose längere (12—18 μ), regelmässig zylindrische Zellen mit anscheinend mehreren kleineren Chromatophoren; sie ist also deutlich von Nr. 50 verschieden und erträgt eine höhere Zuckerkonzentration; leider ist sie in Kultur bald nach der Publikation eingegangen. Bristol (1920, S. 48) bildet eine *Bumilleria exilis* mit deutlich 4 bis 8, Petersen (1932, I, S. 27, Abb. 6) mit 1—2 Chromatophoren in jeder Zelle ab, und James (1935, S. 542) bemerkt ausdrücklich für eine von ihr aus Erde gezüchtete Art: « no eye-spot was distinguishable ». Offenbar sind, auch

nach der brieflich mitgeteilten Ansicht von P a s c h e r , mehrere einander nahestehende Arten vorhanden; da sich Nr. 50 mit keiner der beschriebenen deckt, so sei sie als neue Art, *Heterothrix debilis*, aufgestellt. Ob sie später als Subspecies zu einer Sammelart, *H. exilis*, gezogen oder als selbständige Art weitergeführt werden soll, lässt sich erst entscheiden, wenn mehrere Formen in Reinkultur miteinander verglichen und deren gegenseitige Beziehungen untersucht sind.

Diagnose :

Heterothrix debilis V i s c h e r nov. spec.

Fila (20—200 μ) duabus vel multis (—30) cellulis composita. Cellulae cylindricae vel leviter convexae (4—5 μ latae, 5—10 μ longae); membrana aequae tenuis; chromatophora plerumque duo, saepius indistincta; cum cellulae dividuntur, fit membrana transversalis paullo infra vel supra medium; zoosporangia ceteris cellulis similia; cellulae multiplicantur : zoosporis duabus vel pluribus, oblongulis, amoearum instar, flagellis duobus, quorum alterum minimum, chromatophoris uno vel duobus, stigmate rubro; zoosporae liberantur, cum zona aequatorialis membranae evanescit.

Differt a specie *Heterothrix exilis*, cui magnitudine similis : chromatophoris indistinctis, stigmate zoosporarum rubro.

Hab. aquam stagnantem, Basileae; collect. algarum basil. n. 50.

Auf Agar : Kultur flach, grün, im Alter verblassend. Mit Zucker leicht gewölbt, gelbgrün.

***Heterococcus* Chod. (*Monocilia* Gerneck).**

Die höchste Entwicklungsstufe innerhalb der Klasse der Heterokonten nehmen nach unsern jetzigen Kenntnissen (wenn wir von den Heterosiphonales absehen) die *Heterocloniaceen* mit den Gattungen *Heterococcus* (*Monocilia*) und *Heterodendron* Steinecke ein. *Heterococcus* entspricht mit seinen verzweigten Fäden, mit Spitzenwachstum, ohne Haarenden und ohne besondere Membranstruktur vollkommen den Leptosireen unter den Grünalgen (z. B. *Leptosira*, *Pleurastrum*, *Pseudendoclonium*) und stellt eine auffallende Parallelbildung zu ihnen dar.

Die Zellen enthalten meist mehrere Chromatophoren. An den Zoosporien hat Gerneck (1907, S. 265) bei den von ihm untersuchten Arten, *H. viridis* und *H. flavescens*, ursprünglich eine einzige Geißel festgestellt. Da Gerneck seinem Gattungsnamen *Monocilia* keine Diagnose beifügte, so ist dieser als nomen nudum und als ungültig zu betrachten (Intern. Regeln d. Bot. Nomenclatur, 1935, Art. 41 und 42), und Chod a t war durchaus im Recht, wenn er ihn (1908, S. 81; 1909, S. 76; 1913, S. 177; P o u l t o n , 1925, S. 74) ersetzte, und zwar, wegen des Vorhandenseins von zwei ungleichen Geißeln, durch *Heterococcus*.

Zu bedauern ist freilich, dass auch dieser Ausdruck insofern unglücklich gewählt ist, als unter « Coccus » im allgemeinen rundliche Einzelzellen und keine Fäden verstanden werden. Chodat liess die Frage offen, ob seine Art, *H. viridis* Chod., mit *Monocilia viridis* Gerneck identisch sei. Poulton schrieb daher zu Unrecht « *H. viridis* (Gerneck) Chod. ». Chodat nahm aber als sicher an, dass Gerneck die zweite Geissel übersehen habe. Später beschrieb Snow (1911, S. 363 und Tafel 18; 1912, S. 347) die Gattung *Aeronemum* mit der Art *A. polymorphum*; diese Gattung unterscheidet sich aber in gar nichts von den vorhergehenden und wird daher mit Recht von Smith (1933, S. 161) mit ihnen vereinigt; hingegen ist unwahrscheinlich, dass *Aeronemum* gerade mit *Monocilia flavescens* Gerneck, wie Smith annimmt, identisch ist. Seither hat Pascher (1932, II, S. 355) eine weitere Art, *Monocilia simplex*, beschrieben und abgebildet, deren Zellen einen einzigen Chromatophoren und deren Zoosporen nur eine einzige Geissel besitzen. Damit ist wiederum die Möglichkeit in den Vordergrund gerückt, dass auch Gerneck sich in diesem Punkte nicht geirrt, sondern in seiner *M. viridis* tatsächlich eine Art mit nur einer, oder zum mindesten mit sehr kleiner zweiter Geissel vor sich gehabt hat. Wie ich mich selbst überzeugen konnte, ist aber an *Heterococcus viridis* Chod. die zweite Geissel schon an lebenden Zoosporen, jedenfalls nach Zusatz von Jod, deutlich zu sehen; man muss daher, wenn man Gerneck nicht allzusehr misstrauen will, annehmen, dass seine *Monocilia viridis* und Chodats *Heterococcus viridis* nicht identisch sind. Dazu kommt, dass Gerneck seine Pflanze « schön grün » nennt, während Chodats Nr. 38 eher gelbgrün von Grünalgen absticht.

Spätere Autoren (Bristol, 1927, S. 569, 579; Moore and Carter, 1922, S. 122; Petersen, 1928, I, S. 19; 1935, S. 164; Smith, 1933, S. 161; James, 1935, S. 543) erwähnen « *Monocilia viridis* » von verschiedenen Orten, ohne dass jedoch aus ihren Angaben hervorgehen würde, ob es sich um gleiche oder um verwandte Arten handelt. Ich selbst fand *Heterococcus* in Basel auf Gartenerde, ohne bisher die Artzugehörigkeit feststellen zu können. Pascher (1932, II, S. 352) bildet eine Pflanze ab, die sich deutlich durch ihren pseudoparenchymatischen Wuchs auszeichnet und in diesem Punkte mit *H. (Aeronemum) polymorphus* übereinstimmt; er weist auf das Vorkommen von durch ihren Habitus verschiedenen Arten hin. *Heterococcus* ist demnach eine auf Erdboden verbreitete Gattung. Es wäre in den meisten Fällen korrekter, nur von « *Heterococcus spec.* », statt von bestimmten Arten zu sprechen.

Aus diesen Gründen genügen die Beschreibungen von Gerneck, sowie selbst die viel detaillierteren von Chodat und von Poulton nicht, um die Arten dieser Gattung zu identifizieren oder zu unterscheiden. Die einzigen sicher wieder erkennbaren sind vorläufig die in

Reinkultur vorhandenen, der bisherige *H. viridis* Chod., Genf, Nr. 38, und der neue *H. caespitosus*, Basel Nr. 116, eventuell der von Pascher gut abgebildete *H. simplex*. Da nun *Monocilia viridis* Gerneck und *Heterococcus viridis* Chod. aus dem angegebenen Grund nicht als identisch angesehen werden dürfen, so muss nach Vereinigung beider Arten in eine Gattung zur Vermeidung von Missverständnissen eine Neubenennung stattfinden.

Die Gattung *Heterococcus* Chod. enthält demnach zur Zeit gut-bekannte Arten :

1. *Heterococcus Chodati* Vischer, Genf Nr. 38 (= *H. viridis* Chod., non *Monocilia viridis* Gerneck, non *M. viridis* Wille, non « *Heterococcus viridis* [Gern.] Chod. » apud Poulton).
2. *H. caespitosus* Vischer, Basel Nr. 116.
3. *H. simplex* (Pascher) Vischer.

Ungenügend bekannte Arten :

4. *H. spec.* (= *Monocilia viridis* Gerneck, non *H. viridis* Chod.).
5. *H. flavescens* (Gerneck) Vischer (= *Monocilia flavescens* Gerneck).
6. *H. polymorphus* (Snow) Vischer (= *Aeronemum polymorphum* Snow, *Monocilia flavescens* Smith, non Gerneck).

Nur vergleichende Reinkulturen können über die gegenseitigen Beziehungen der Arten und über die zukünftige Umgrenzung der Gattung Aufschluss erteilen.

***Heterococcus caespitosus* nov. spec.**

Aus Lehm Boden (Schmieheim, Vorhügel des Schwarzwaldes unterhalb Freiburg i. B.) entwickelten sich im Herbst 1934 mit *Pleurococcus* Menegh., spec. aff. *Dictyococcus* (*Muriella aurantiaca*) Pflänzchen von *Heterococcus*, welche sich gegenüber den bereits bekannten Arten durch ihre ansehnliche Grösse auszeichneten; zwei Stämme, Nr. 116 und Nr. 131, erwiesen sich im Verlauf der Versuche als identisch. Mein Kollege und Freund Herr Prof. F. Chodat stellte mir aus der Sammlung seines Vaters, meines verehrten einstmaligen Lehrers R. Chodat, *Heterococcus viridis* Chod. (= *H. Chodati*), Genf, Nr. 38, zur Verfügung. Da sich die beiden Arten bei gleichem oder ähnlichem Zellbau hauptsächlich durch Entwicklungsgeschwindigkeit, Grösse und Wachstumsform unterscheiden, habe ich die mit ihnen erst getrennt ausgeführten Versuche wiederholt, indem ich auf den verschiedenen Nährböden je eine Hälfte einer Petrischale mit *H. caespitosus*, die andere mit *H. Chodati* impfte. Die Unterschiede erwiesen sich als konstant und charakteristisch, insbesondere bei dauernder künstlicher Beleuchtung durch eine 200-Wattlampe, während bei Wechsel von Tageslicht und Dunkelheit frühzeitiger Zerfall oder Zoosporenbildung eintreten können.

Kulturen auf Agar K $\frac{1}{3}$.

Die geimpften Zellen, gleichgültig welcher Natur, Zoo- und Aplanosporen, Akineten oder gewöhnliche Fadenzellen, entwickeln sich rasch zu einem Keimschlauch und bald zu einem verzweigten Faden (Abb. 5, 1—3). Die Zellen junger Pflänzchen sind langgestreckt, durch-

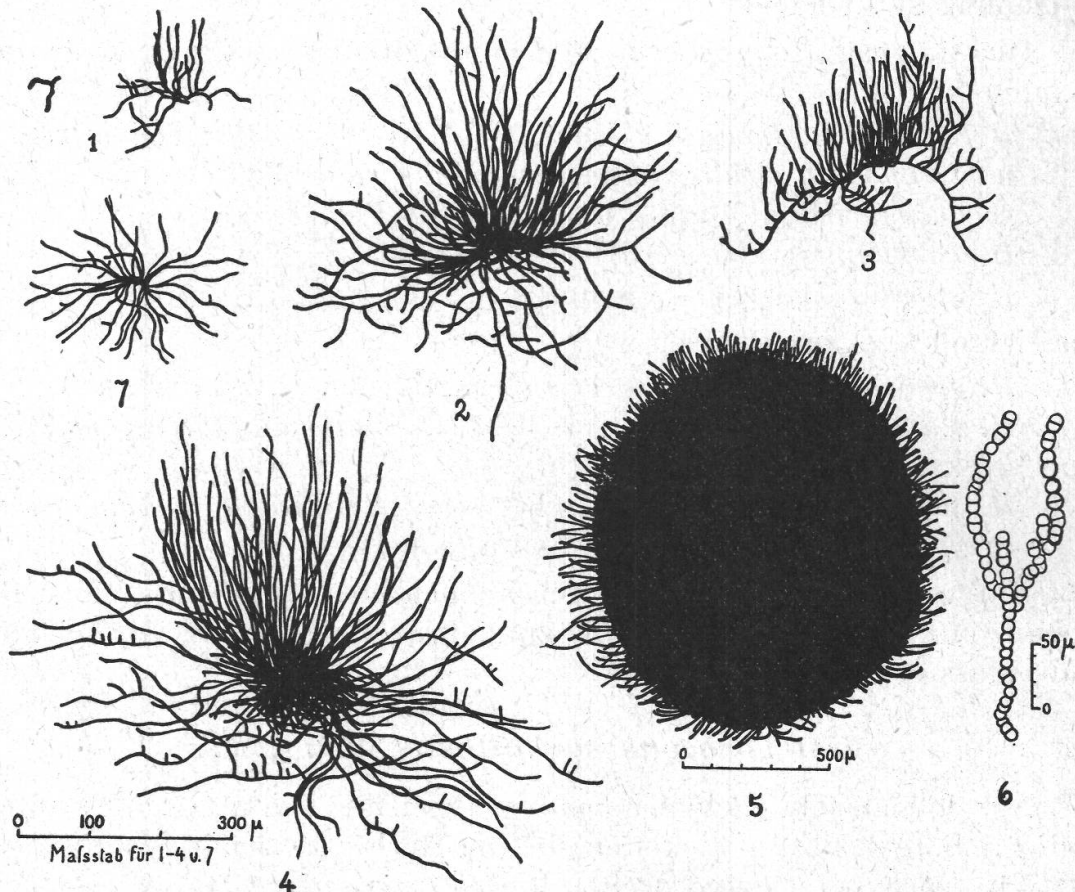


Abbildung 4.

Heterococcus caespitosus nov. spec., geimpft 14. Februar 1935; Agar K $\frac{1}{3}$, Petrischale, künstl. Licht.

1 Am 17. Februar.

2 » 22. »

3 » 25. »

4 » 26. »

5 » 4. März.

6 Detail aus 5.

7 Geimpft: 1. April, gez. 4. April 1935 (gleiche Petrischale wie *H. Chodati*, Abb. 13, 1).

sichtig und enthalten zahlreiche, leicht sichtbare Chromatophoren. Ein Teil der Fäden ist dem Lichte zugewendet, andere sind transversal eingestellt und können mit Ausläufern verglichen werden, auf denen wiederum orthotrope Sprosse stehen (Abb. 4; Abb. 5, 4 und Abb. 8, 1, 3, 5). Mit der Zeit erreichen die Pflänzchen einen Durchmesser von etwa

2 mm, an feuchteren Stellen etwas mehr, an trockeneren weniger und nehmen rundliche Form an (Abb. 4, 5; Abb. 14, 1). Inzwischen haben die Fäden ihr Längenwachstum eingestellt; die Zellen teilen sich noch quer, dann in allen Richtungen, ohne sich zu strecken, nehmen isodiametrische Gestalt an und runden sich schliesslich ab. Man kann von

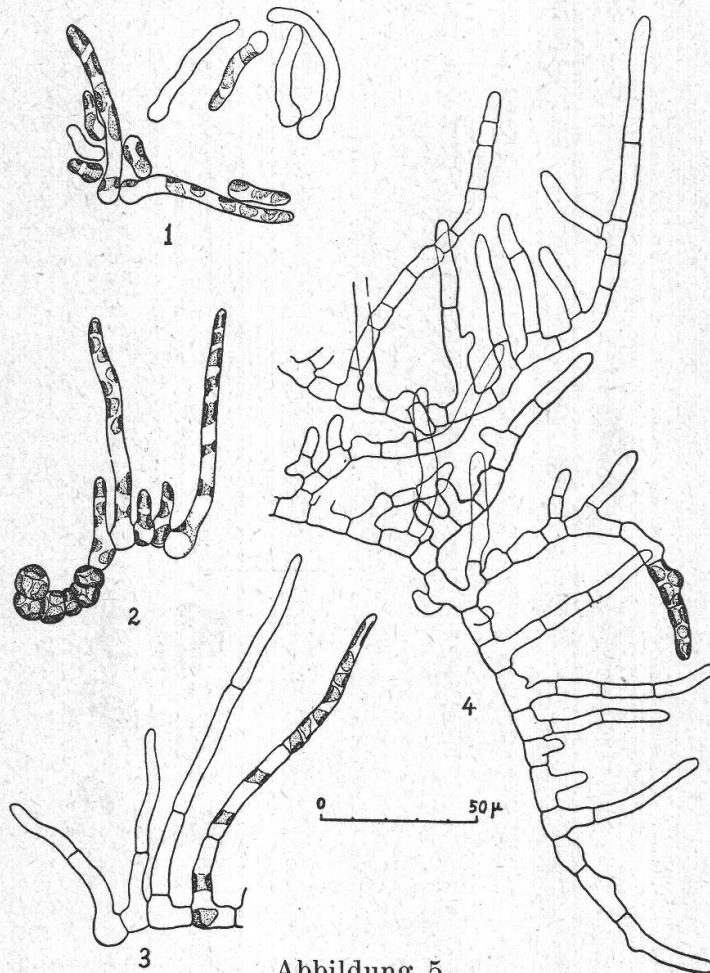


Abbildung 5.

Heterococcus caespitosus, geimpft 14. Februar 1935
(wie Abb. 1,) stärker vergr.

1 Am 15. Februar.
2—3 » 20. »
4 » 25. » Detail aus Abb. 1, 3,
rechte Hälfte.

Akineten mit etwas verdickter Zellwand, granuliertem Inhalt und undeutlichen Chromatophoren sprechen, welche als feines Pulver die Oberfläche der Pflänzchen bedecken. Am Rande bleibt die Fadenstruktur am längsten erhalten. Diese Entwicklung dauert etwa drei Wochen.

Bei Wasserzufuhr werden in kurzer Zeit Zoosporen gebildet. Die Zoosporangien sind von gleicher Grösse wie die übrigen Zellen und ent-

halten eine grössere Anzahl Zoosporen, die anscheinend durch Verschleimung der Mutterzellwand frei werden. Die Zoosporen sind länglich, etwas unregelmässig und abgeplattet, mit einem Chromatophoren,

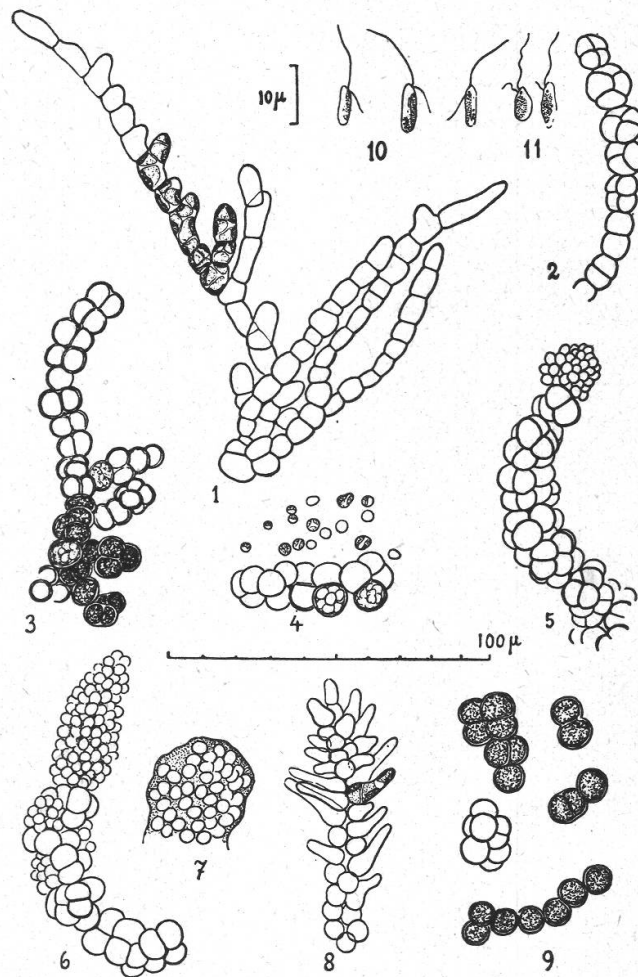


Abbildung 6.

Heterococcus caespitosus, geimpft 14. Februar 1935, Fortsetzung von Abb. 2.

- 1 Am 18. Februar.
- 2— 7 » 7. März, Zellen sich abrundend, z. T. in Aplanosporen zerfallend (5, 6, 7), z. T. Zoosporangien (4) und Keimlinge; 7 mit Methylenblau.
- 8 Am 21. März, mit keimenden Aplanosporen.
- 9 » 21. » von stärker eintrocknender Stelle aus gleicher Schale wie 8; Zellinhalt durch Öltröpfchen usw. granuliert.
- 10 Zoosporen, mit Osmiumsäure.
- 11 id. lebend.

rotem Augenfleck und zwei Geisseln, von denen die grössere geradeaus, die kleinere lebend seitwärts, fixiert meist rückwärts gerichtet ist; später runden sie sich ab.

Ohne Wasserzusatz zerfallen die Zellen in zahlreiche Aplanosporen, die in eine, mit Methylenblau sichtbar werdende Gallertmasse eingebettet

sind. Zoo- und Aplanosporen sowie Akineten können sofort wieder keimen, so dass an Stelle der Fäden ein wirres Durcheinander entsteht; zu weiterer Entwicklung kommt es aber in den Petrischalen nicht

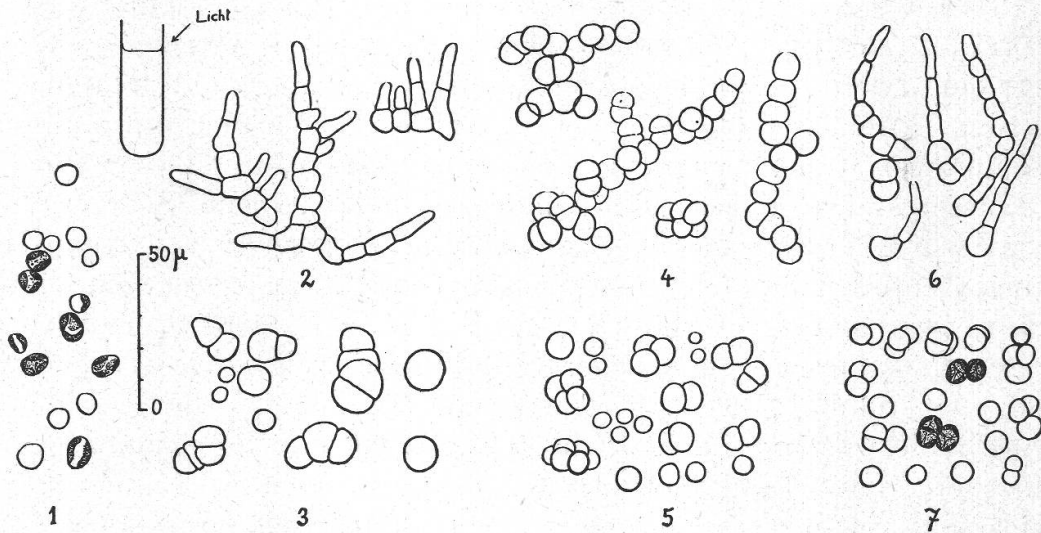


Abbildung 7.

Heterococcus caespitosus, in Flüssigkeitskultur, K $\frac{1}{3}$.

- 1 26. März—29. März 1935; nur Chloridellaform.
 2—3 2. August—8. August 1935. 2 kurze Fäden vom oberen dem Licht zugekehrten Rande (aus Zoosporen entstanden); 3 von der dem Licht abgekehrten Seite der Glaswand in der Tiefe der Flüssigkeit (aus Aplanosporen).
 4—5 2. August—12. August 1935, 4 wie 2, 5 wie 3.
 6—7 20. Februar—21. März 1935, 6 wie 2, 7 wie 3.

mehr, und in älteren Kulturen sind nur einzellige, protococcoide oder *Chloridella*-artige Stadien anzutreffen.

Im Vergleich zu *Heterococcus Chodati* = *H. viridis* Chodat, Genf Nr. 38, werden die Pflänzchen von *H. caespitosus* grösser (Abb. 14); die Zellen werden länger, und der Unterschied zwischen Lichtsprossen und « Ausläufern » ist stärker betont, der Wuchs daher mehr rasenartig, bei Genf Nr. 38 mehr « horst »-artig. Die Grösse der vegetativen Zellen und der Zoosporangien ist eine gleichmässige (vgl. dagegen Abb. 12 von Genf Nr. 38). Zoosporen bilden sich meist nur nach Wasserzusatz, sonst entstehen Aplanosporen. Unter gleichen Umständen ist die Entwicklungsdauer bis zum Abschluss des Wachstums und dem Zerfall in Einzelzellen bei *H. caespitosus* etwas grösser als bei der andern Art.

Flüssigkeitskulturen (Abb. 7).

In K $\frac{1}{3}$ bilden sich am oberen Rande aus den sich dort ansetzenden Zoosporen kleine, fädige Pflänzchen, jedoch nie von annähernd ähnlich üppiger Gestalt wie auf Agar. Im Innern der Flüssigkeit zerfällt *H. caespitosus* in *Chloridella*-artige Einzelzellen.

Kulturen auf Agar mit Torfextrakt (Abb. 8).

Bevor ich wusste, ob Agar $K\frac{1}{3}$ ein Gedeihen ermöglicht, habe ich auch Pflänzchen auf Nähragar mit Torfextrakt isoliert und den Stamm Nr. 131 gewonnen. Die Pflänzchen erschienen zuerst kleiner als die von Nr. 116, mit kürzeren Zellen und gedrungeneren Ästen, so dass ich sie für eine zweite Art hielt; später erwiesen sich aber beide Stämme als identisch. In einem Falle wurde Torf während mehreren, ein andermal während zwei Stunden gekocht, und einmal kalt während zwei Wochen mit Wasser stehen gelassen, das dann sterilisiert wurde. Solcher Torfextrakt wurde in verschiedener Menge zum Verdünnen von Knopscher Lösung, schliesslich auch ohne Zusatz von Nährsalz verwendet. Die Wirkung war stets eine ähnliche, wenn auch bei stärkerer Konzentration des Extraktes viel deutlicher. Abbildung 8 zeigt, wie (Torfextrakt durch zweistündiges Kochen gewonnen, Agar $K\frac{1}{3}$) die Zellen von Anfang an etwas breiter sind, das Längenwachstum gehemmt ist, die Pflänzchen kleiner und gedrungener bleiben; auch ist der Zerfall in Einzelzellen hinausgeschoben, so dass die Pflänzchen während längerer Zeit erhalten bleiben. Dabei sehen sie saftiggrün und ebenso gesund wie ohne Torfextrakt aus, die Chromatophoren bedecken die ganze Innenseite der Zellwände. Analog waren die Resultate auf Agar $K\frac{1}{10}$ mit Torfextrakt, vgl. *H. Chodati*, Tabelle 2, S. 398.

Würde man solche verschieden ausgebildete Pflänzchen an verschiedenen Orten in der Natur antreffen, so müsste man sie für getrennte Arten halten; nur die Kultur auf gleichem Substrat zeigt, dass beide Wuchsformen einer reinen Linie sind. Ähnliche Formen wie auf Torfagar fand ich auf Gartenerde mit organischem Stickstoff. Die Isolierung gelang jedoch erst nach Abschluss des Manuskriptes, so dass über die Artzugehörigkeit der beobachteten Form noch nichts ausgesagt werden kann.

Kulturen auf Agar mit Pufferlösungen von verschiedener Azidität (Abb. 9).

Torfextrakt reagiert stark sauer ($\text{pH} = 4,5$), K schwach alkalisch. Man kann sich daher fragen, ob Ansäuern des Nährbodens eine ähnliche Wirkung ausübt wie Zusatz von Torfextrakt.

Die Pufferlösungen (KH_2PO_4 und Na_2HPO_4) in Konzentration von $\frac{1}{100}$, von pH 7,9, 7,1, 6,3, 5,5 wurden in der ersten Serie vor dem Sterilisieren zugefügt und der fertige Nähragar in Reagenzröhrchen gebracht, diese dem natürlichen Nordlicht ausgesetzt. Der Inhalt der Röhrchen mit pH 6,3 und 5,5 erstarrte jedoch nicht mehr ganz, und man konnte denken, dass dieser Umstand, da ja in flüssiger Lösung sowieso fast nur Einzelzellen gebildet werden, von Einfluss auf das Resultat war. Geimpft wurde am 2. August 1935.

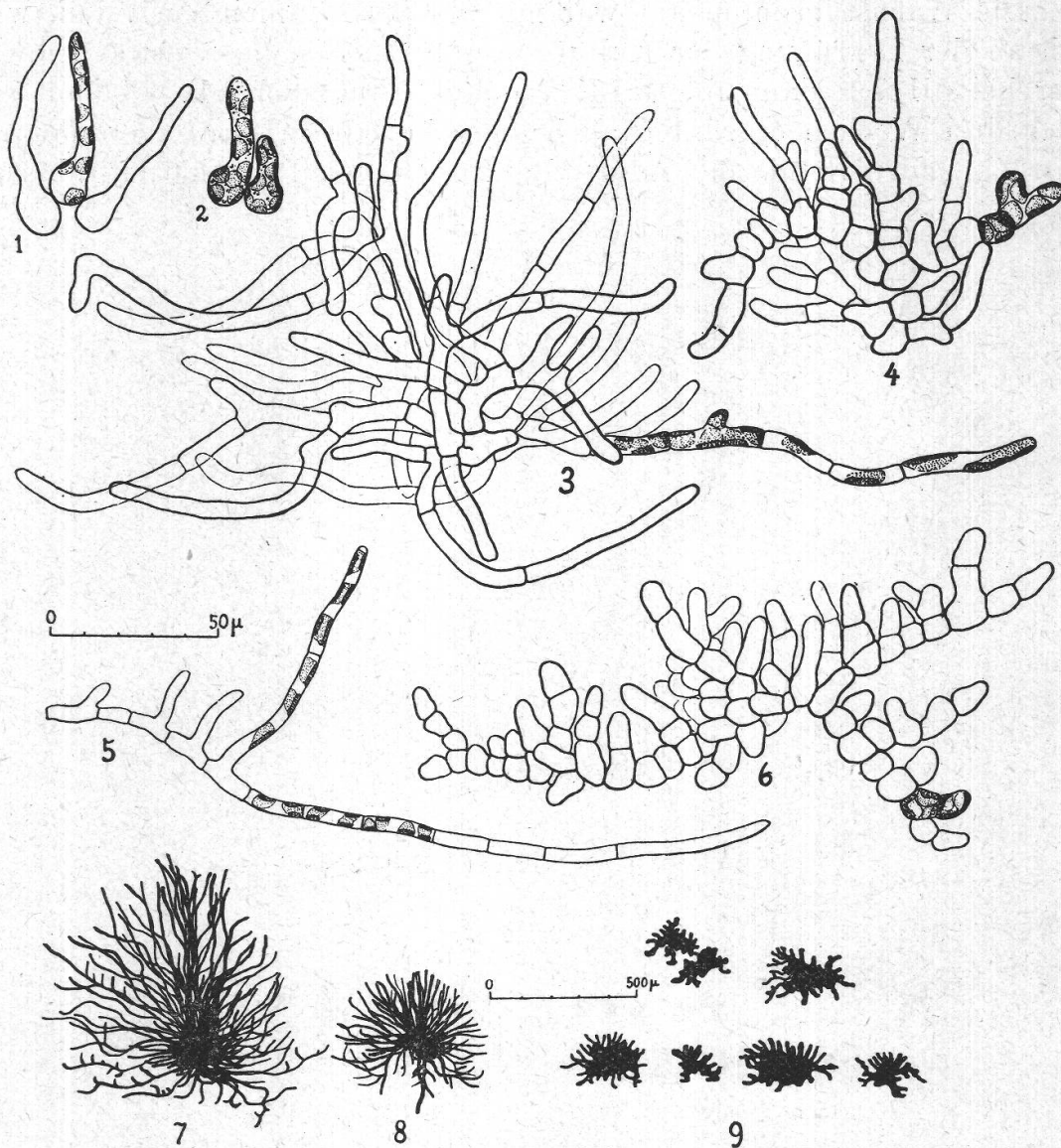


Abbildung 8.

Heterococcus caespitosus, Agar $K \frac{1}{3}$, Petrischalen, künstl. Licht, geimpft
15. April 1935.

- 1 Am 18. April, $K \frac{1}{3}$.
- 2 » 18. » , $K \frac{1}{3} + \text{Torfextr.}$
- 3 » 23. » , $K \frac{1}{3}$.
- 4 » 23. » , $K \frac{1}{3} + \text{Torfextr.}$
- 5 » 29. » , $K \frac{1}{3}$.
- 6 » 29. » , $K \frac{1}{3} + \text{Torfextr.}$
- 7—8 » 29. » , $K \frac{1}{3}$, von feuchterer (7) und trockenerer (8) Stelle.
- 9 » 29. » , $K \frac{1}{3} + \text{Torfextr.}$

Die Wachstumsintensität war mit $K\frac{1}{3}$ allein am intensivsten, was sich an der Ergrünung der Kulturgläser feststellen liess, etwas schwächer bei pH 7,1, dann folgte pH 7,9 und schliesslich pH 6,3 und 5,5. Nach drei Wochen ergrüntten auch diese beiden letztern, aber nur am eintrocknenden Rande des Agars. Bei Zusatz von Phosphatpufferlösun-

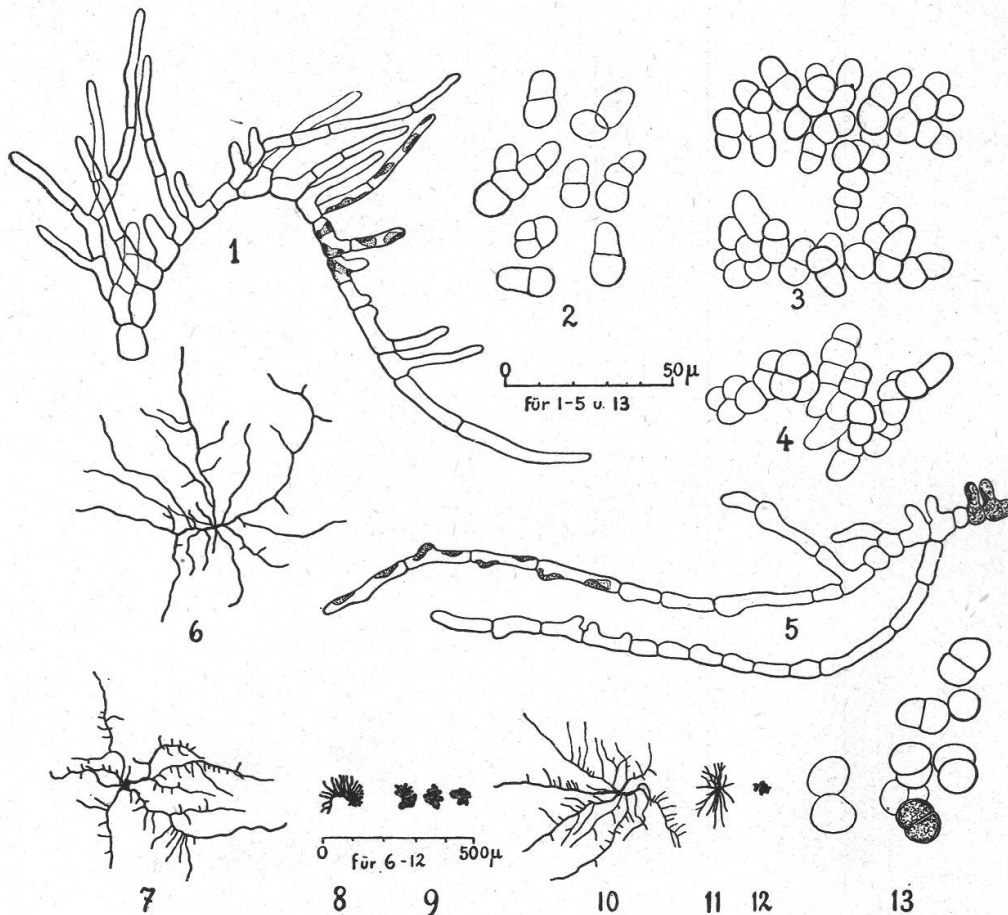


Abbildung 9.

Heterococcus caespitosus, geimpft 2. August 1935, Nordfenster.

- 1 Mit pH 7,1, am 15. August.
- 2 » » 6,3, » 8. »
- 3 » » 6,3, » 13. »
- 4 » » 6,3, » 15. »
- 5 » » 6,3, vom obersten Rand des Agars, am 17. August.
- 6—9 » » 6,3, Übersichtsbilder; 6—7 vom obersten Rand, 8—9 von der Agarfläche, am 17. August.
- 10—12 » » 5,5, wie 6—9; 10 vom obersten Rand, 2—3 von der Agarfläche, am 17. August.
- 13 » » 5,5, am 14. August.

gen in der gegebenen Konzentration liegt demnach das Wachstums-optimum bei etwa pH 7,1.

Die Unterschiede im mikroskopischen Aufbau waren beträchtlich: Auf Agar $K\frac{1}{3}$, sowie mit pH 7,9 und 7,1 entwickelten sich fädige

Pflänzchen von nicht sehr grosser Formverschiedenheit, mit langzelligen Fäden; diejenigen auf Agar K $\frac{1}{3}$ ohne Phosphat mit pH 7,9 gingen vom 15. August an zur Sporenbildung und Zerfall über, während die mit pH 7,1 noch länger ganz blieben (Abb. 9, 1) und langzellige Äste beibehielten. Zwischen pH 7,1 und pH 6,3 zeigte sich ein markanter

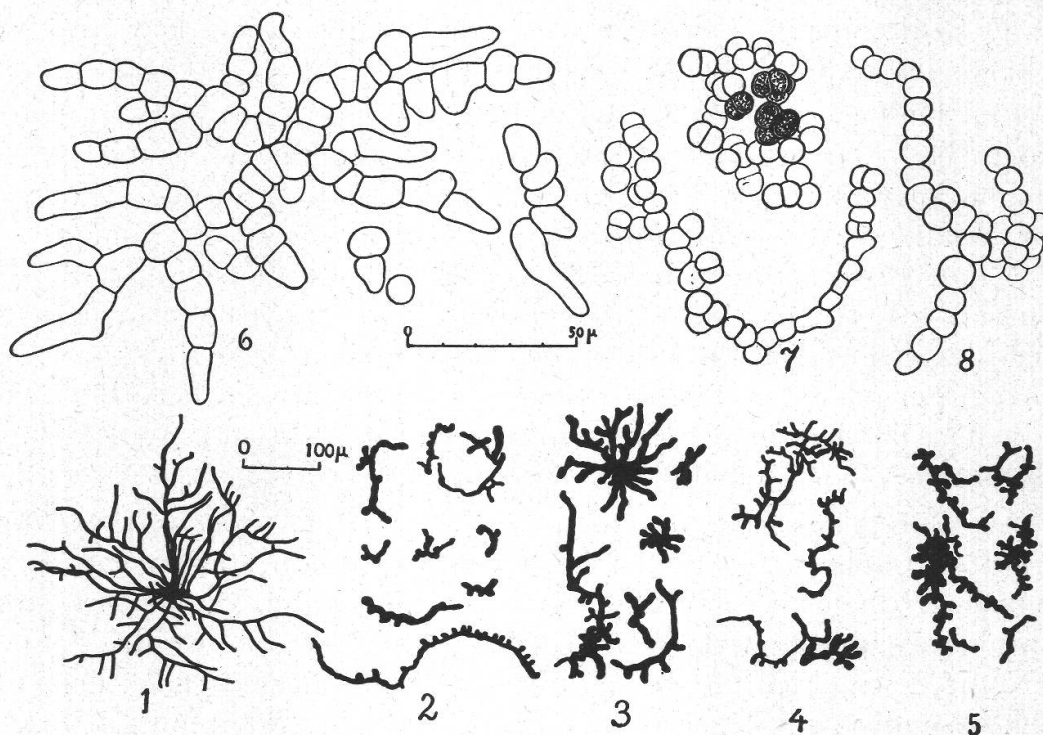


Abbildung 10.

Heterococcus caespitosus, geimpft 16. Januar 1936, gleiche Petrischalen wie Abb. 15, künstl. Licht.

- 1 Habitus auf Ag. K $\frac{1}{10}$, Kontrolle.
- 2 id. + 1 % Glukose.
- 3 id. + 2 % » .
- 4 id. + 4 % » .
- 5 id. + 8 % » .
- 6 Detail zu 3 (2 % Gluk.).
- 7 » » 5 (8 % »). Alle am 22. Januar.
- 8 » » 5 (8 % »). Vom Rande der Einzelkulturen, am 12. Febr.

Unterschied : bei pH 6,3 waren die Zellen auf der schrägen Agarfläche kurz, die Pflänzchen von gedrungenem Habitus (Abb. 9, 2—4, 9). Bei pH 5,5 sind die Zellen ganz isodiametrisch, protococcoïd, ihr Inhalt granuliert (12 und 13).

Mit der Zeit machte sich in den Gläsern mit pH 6,3 und 5,5 ein Unterschied zwischen den Pflänzchen auf der Agarfläche und denen bemerkbar, die sich am äussersten, eintrocknenden Rande oder gar in den Kondenswassertröpfchen über dem Agar entwickelten : hier traten langfädige, verzweigte Pflänzchen auf (Abb. 9, 5—8 und 10—12), deren

Zellen jedoch nicht vollkommen normal schienen, sondern nur wenig Chromatophoren enthielten (5—8 und 10—11); alle Übergänge zwischen diesen langzelligen vom Rande und den kurzzelligen, protococcoïden von der Agarfläche waren vorhanden. Ob an den eintrocknenden Stellen die Pflanze selbst das sie umgebende Medium soweit verändert, dass ein langfädiges Wachstum ermöglicht wird, oder ob aus andern Ursachen andere Bedingungen herrschen (Ausscheidungen der Glaswand, Eintrocknen des Agars?) bleibt dahingestellt.

Um die Unterschiede in der Konsistenz des Agars auszuschalten, wurden in einer zweiten Versuchsserie Nähragar $K_{\frac{1}{10}}$ und Pufferlösungen getrennt sterilisiert und in Petrischalen ausgegossen; von jeder Schale wurde eine Hälfte mit *H. caespitosus*, die andere mit *H. Chodati* geimpft, die Schalen künstlichem Lichte ausgesetzt. Bei Abschluss des Versuches wurde festgestellt, dass die pH-Werte ungefähr denen der benützten Pufferlösungen entsprachen. Die Resultate entsprachen genau denen der ersten Serie: die Pflänzchen bei pH 6,3 und 5,5 in den Petrischalen verhielten sich wie die auf der Agarfläche in den Röhrchen (vgl. Tabelle 1).

Aus diesen Versuchen geht hervor, dass *Heterococcus caespitosus* nur auf schwach sauren Böden reichentwickelte, auf stärker sauren dagegen nur reduzierte Pflänzchen hervorbringen kann. Da sie ihre ganze Entwicklung innert etwa drei Wochen durchläuft, so ist die Alge in der Natur gewöhnlich nur im Einzelzellstadium, und nur nach dem Einsetzen besonders günstiger Wachstumsbedingungen während kurzer Zeit im reichlicher verzweigten Fadenstadium anzutreffen, Grund genug, um häufig übersehen zu werden.

Kultur auf Agar $K_{\frac{1}{10}}$ mit Glukose (Abb. 10).

Agar $K_{\frac{1}{10}}$ mit 1—16% Glukose wurde in Petrischalen, je eine Hälfte mit *Heterococcus caespitosus*, die andere mit *H. Chodati* beimpft; die Schalen wurden von künstlichem Licht schräg von oben belichtet.

Schon bei schwacher Glukosekonzentration von 1% ist das Wachstum deutlich gehemmt, der Wuchs gedrungener. Während ohne Glukose (wie auf $K_{\frac{1}{3}}$) die Fäden deutlich positiv oder zum Teil transversal-phototropisch sind, wachsen sie bei Glukosezusatz viel mehr nach allen Richtungen. Aplanosporenbildung und Fadenzerfall wird mit steigender Konzentration unterdrückt; so sind nach mehreren Wochen bei 8% Glukose die Pflänzchen noch in schwachem Wachstum begriffen und bilden an der Peripherie kurzzellige Fäden, während sie in der Mitte aus protococcoïden Zellhaufen bestehen. Zerfall in Aplanosporen fand bei so hoher Glukosekonzentration überhaupt nicht statt. Der Inhalt der Zellen ist stark granuliert und gelblich. Bei 16% Glukose starben die geimpften Zellen ab.

Diagnose :

Heterococcus caespitosus Vischer nov. spec.

Plantulae in fundamine nutriente solido : ramulosae, juveniles aspectum caespitis praebentes (diam. plantulae 500—1000 μ); rami multi, alteri ad lucem conversi (phototropici), alteri in varias partes exeuntes, stolonum more, alteros ramulos portantes; cellulae juveniles cylindricae longiores (5—6 μ latae, 6—50 μ longae), membrana tenui, chromatophoris compluribus parietalibus forma lenticulari sine pyrenoïde; cellulae adultae breviores vel rotundae (diam. 6—8 μ), eadem inter se magnitudine, membrana paullo crassiore; cellulae multiplicantur : zoosporis oblongulis, chromatophoris uno-duobus, stigmate rubro, flagellis inaequalibus duobus; vel aplanosporis, quae una vel complures ex una cellula prodeunt; vel akinetis.

Plantulae adultae, quindecim vel viginti dierum aetatem nactae, in cellulas singulas (autoporas et akinetas) discidunt, Pleurochloridem simulantes.

Plantulae in liquore nutriente : fila brevia, paucis cellulis composita, vel omnino cellulas singulas exhibentes, Chloridellae instar.

Hab. terrae solum luteum prope Schmieheim, Schwarzwald; colect. algarum basil. n. 116.

Differt ab *Heterococco Chodati* :

H. caespitosus : maior; ramuli phototropici et stolones distinctiores; cellulae adultae et zoosporangia inter se pari magnitudine.

H. Chodati : minor, celerius discidens, ramuli phototropici et stolones minus distinguuntur; cellulae adultae magnitudine inter se impares, item zoosporangia.

Auf Agar : Kultur grün, leicht runzelig, körnig; Rand mit halbrunden Ausbuchtungen. Mit Zucker gelbgrün, stärker körnig, matt.

***Heterococcus Chodati* Vischer nomen novum
(*Heterococcus viridis* Chodat non *Monocilia viridis* Gerneck),
Genf N° 38.**

Kultur auf Agar K $\frac{1}{3}$ (Abb. 11—14).

In Petrischalen mit Agar K $\frac{1}{3}$ erscheinen (gleichzeitig neben *H. caespitosus*) die Keimschläuche etwas dicker und unregelmässiger. Die Pflänzchen sind einfacher im Aufbau, indem die Ausbildung transversalphototropischer Äste mehr in den Hintergrund tritt. An jungen Pflänzchen fallen hie und da grosse, unregelmässig geformte und verzweigte Zellen in die Augen. Bald tritt reiche Verzweigung auf, wie sie schon James (1935, S. 543) festgestellt hat. Frühzeitiger als bei *H. caespitosus* werden Zoosporangien gebildet; die aus den ältern

Fadenstücken entstehenden zeichnen sich oft durch ihre Grösse aus und enthalten zahlreiche Zoosporen; doch finden sich alle Übergänge von diesen « Macrosporangien », wie P o u l t o n (l. c., S. 80) sie nannte, zu « Microsporangien », indem die mehr aus den apikalen Teilen der Fäden entstehenden Sporangien sich nicht vergrössern und oft nur wenige,

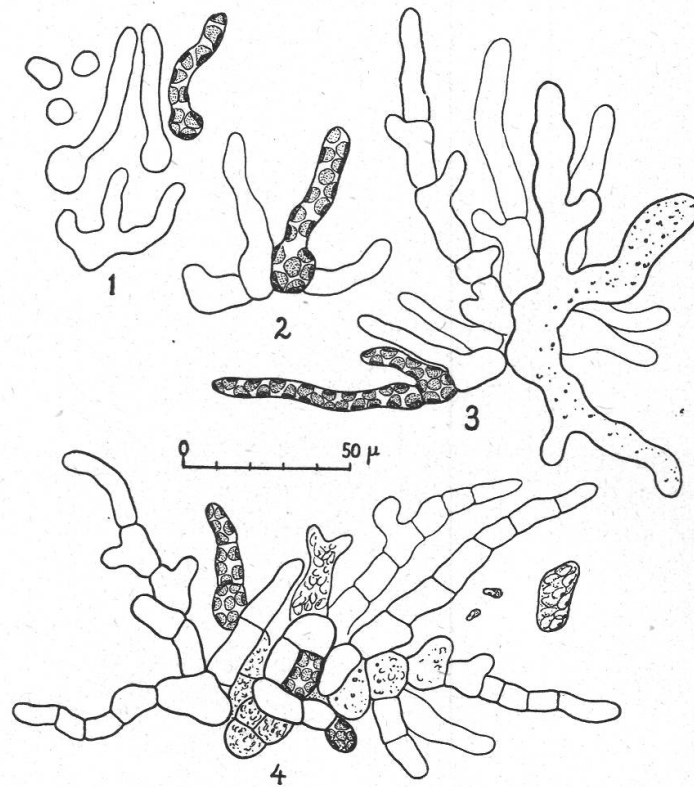


Abbildung 11.

Heterococcus Chodati, Agar K $\frac{1}{3}$, künstl. Licht.

- | | |
|---|---------------------|
| 1 | 15.—18. April 1935. |
| 2 | 1.— 4. » 1935. |
| 3 | 1.— 5. » 1935. |
| 4 | 1.— 6. » 1935. |

selbst eine einzige Zoospore enthalten. Während die Fäden von *H. caespitosus* ohne Wasserzufuhr in Aplanosporen zerfallen, bilden die von *H. Chodati* unter denselben Bedingungen viel mehr Zoosporen. Die Pflänzchen sind daher frühzeitig mit einem Saum von keimenden Zoosporen umgeben, die sich auf dem Agar gegen das Licht zu bewegt haben. Auch wenn die Sporen sich beim Zerfall einer Mutterzelle nur in geringer, oder gar in der Einzahl gebildet, und abgerundet haben, bevor sie sich aus dem Fadenverband fortbewegt haben, also als Aplanosporen zu bezeichnen sind, ist an ihnen doch ein roter Augenfleck meist deutlich erkennbar.

Die Zoosporen sind länglich, wie die von *H. caespitosus*, mit amöboïdem Hinterende, einem Chromatophoren und zwei ungleichen Geisseln (Vlk, 1931, S. 216), die grosse geradeaus, die kleine seitwärts gerichtet, versehen. Den von Poulton (l. c., S. 81) als farblos bezeichneten Augenfleck sah ich stets deutlich rot, schon innerhalb der Zoo-

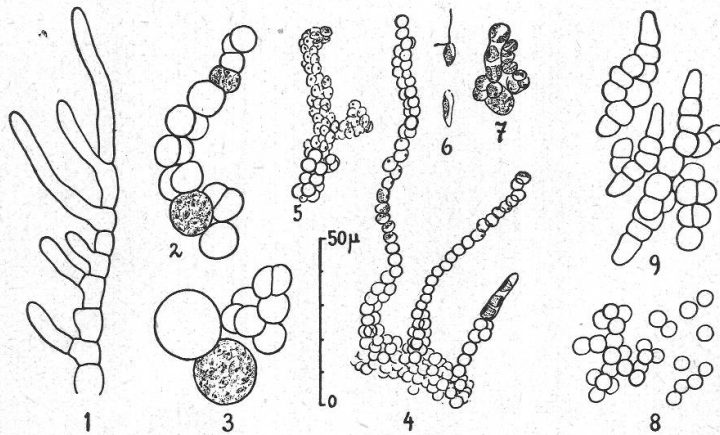


Abbildung 12.

Heterococcus Chodati.

- 1—4 Agar K $\frac{1}{3}$, Petrischale, 10. Januar bis 17. Januar 1936, künstl. Licht.
 1 Noch ungeteilter Faden aus Peripherie eines Pflänzchens.
 2 Faden, dessen sämtliche Zellen zu Zoosporangien umgewandelt sind.
 3 Zoosporangien aus dem Zentrum eines Pflänzchens.
 4 Fäden aus der Peripherie eines Pflänzchens, Zerfall der Fadenzellen in Aplanosporen, z. T. mit Augenfleck.
 5 Aus Agar K $\frac{1}{3}$, in Petrischale. 3. Januar bis 17. Januar 1936, mit Methylenblau, keine Gallerte sichtbar.
 6 Zoosporen, Agar K $\frac{1}{3}$, 4. Januar bis 15. Januar 1936.
 7 Zoosporangien und Zoosporen, nach Übergiessen einer drei Wochen alten Agar-Kultur mit Wasser.
 8—9 Flüssigkeitskultur, K $\frac{1}{3}$, 2. August bis 14. August 1935.
 8 Aus Flüssigkeit.
 9 Vom oberen dem Licht zugekehrten Rand.

sporangien. « Macrozoosporen » und « Microzoosporen », wie sie Poulton beobachtet zu haben glaubt, vermochte ich ebensowenig wie James (l. c., S. 544) festzustellen; ich neige zur Ansicht, dass es sich um Zoosporen in verschiedenem Grade der Abrundung und um Übergänge zu Aplanosporen handelte.

Bei gleichem Alter sind Pflänzchen von *H. Chodati* kleiner als von *H. caespitosus* (Abb. 14) und meist bereits (schon nach zwei Wochen) in Einzelzellen zerfallen, deren Grösse unregelmässiger als bei der andern Art ist. Poulton (l. c. S. 84 u. 85) gibt an, dass auf Agar hauptsächlich Einzelzellen, und nur in Flüssigkeitskulturen Fadenstadium

auftreten; sie erwähnt als Extrem etwa zehnzellige Fäden, wie sie ungefähr meinen Abbildungen 7, 2 und 6, und Abb. 12, 9 entsprechen. Diese irrtümliche Darstellung ist wohl einfach dadurch zu erklären, dass P o u l t o n ihre Agarkulturen erst geraume Zeit nach dem Impfen und nach dem Zerfall in Einzelzellen untersucht hat, so dass sie den Ent-

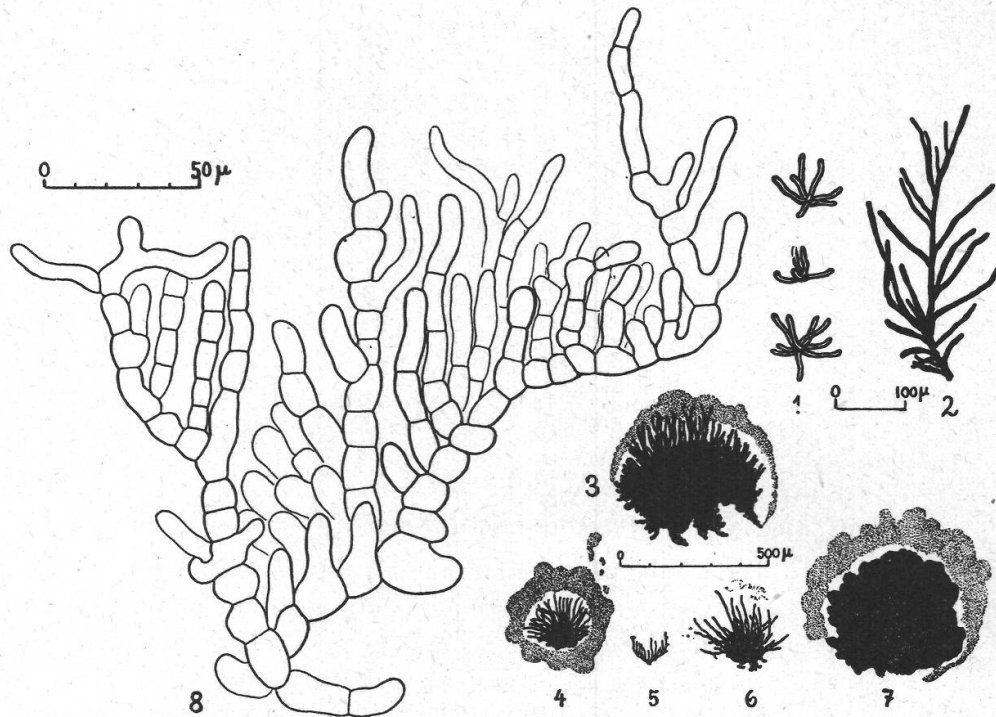


Abbildung 13.

Heterococcus Chodati.

- 1 Agar K $\frac{1}{3}$, Petrischale, 1. April bis 4. April 1935, gleiche Schale wie *H. caespitosus*, Abb. 4, 7, Äste viel kürzer.
- 2 3. Januar bis 13. Januar 1936, Agar K $\frac{1}{3}$, künstl. Licht.
- 3 15. April bis 26. April 1935, künstl. Licht.
- 4—7 15. April bis 29. April 1935. Pflänzchen mit Saum von Zoosporen.
- 8 Wie 5, stärker vergr.

wicklungsgang der Alge vollständig übersehen hat. Es scheint mir auch unangebracht, die Verschiedenheit der hierbei beobachteten Teilstücke als Ausdruck von Polymorphismus zu bezeichnen (P o u l t o n, l. c., S. 74). Unter Polymorphismus ist vielmehr die Tatsache zu verstehen, dass unter verschiedenen Bedingungen ganze Pflänzchen verschiedene Wuchsform annehmen, aber nicht, dass einzelne Teile, dazu noch in verschiedenem Entwicklungsstadium, ungleich sind.

Kultur auf Agar mit Torfextrakt (Abb. 15, 1, 7—9).

Der Einfluss von Torfextrakt ist ein ähnlicher wie bei *H. caespitosus*; die Pflänzchen bestehen aus kürzeren Zellen. Auffallend ist, dass

sie fast ganz aus positiv phototropischen Sprossen bestehen; im ganzen wird durch Torfextrakt *H. Chodati* in seinem Wachstum verhältnismässig stärker gehemmt als *H. caespitosus*, was sich in der verschiedenen Ergrünung der mit den beiden Arten beimpften Petrischalenhälften äussert (vgl. Tabelle 2).

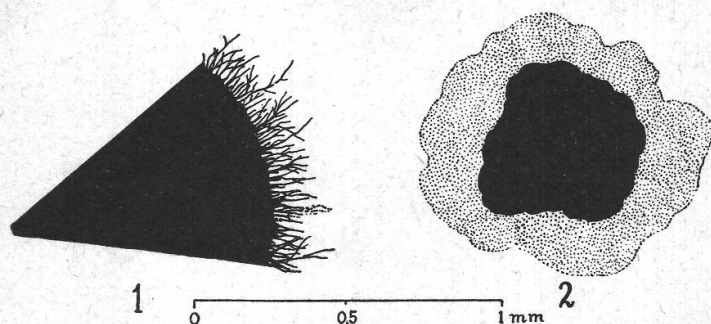


Abbildung 14.

- 1 *Heterococcus caespitosus*, Agar $K \frac{1}{3}$, Petrischale
1. April bis 23. April 1935, künstl. Licht.
- 2 *H. Chodati*, aus gleicher Petrischale wie 1,
23. April 1935.

Kulturen auf Agar mit Pufferlösungen.

Dieselben Versuche wie mit *H. caespitosus* wurden angestellt und gleichzeitig geimpft (2. August 1935) in Röhrchen mit Agar $K \frac{1}{3}$ und Phosphatgemisch von pH 7,9, 7,1, 6,3, 5,5. Die Reihenfolge der Kulturen nach ihrer Entwicklungsintensität war, wie bei der ersten Art:

$$K \frac{1}{3} > 7,1 > 7,9 > 6,3 \text{ und } 5,5.$$

Die Kulturen mit pH 7,9 und 7,1 wiesen unter dem Mikroskop keine grossen Verschiedenheiten gegenüber denen mit $K \frac{1}{3}$ allein auf. Am 14. August waren die Pflänzchen auf $K \frac{1}{3}$ grösstenteils zerfallen, die bei pH 7,9 meistens noch fädig, mit Zoosporangien von verschiedener Grösse mit sichtbaren Augenflecken, die bei pH 7,1 waren ähnlich. Bei pH 6,3 bestanden die Pflänzchen auf der Agarfläche hauptsächlich aus lockervereinigten, grossen, rundlichen Zellen, gehemmten Zoosporangien mit gelblichgrünem, granuliertem Inhalt, und aus isodiametrischen, protococcoïden Zellgruppen; am obern Rande des Agars waren gedrungene fädige Pflänzchen vorhanden. All dies entspricht dem Verhalten von *H. caespitosus*; nur sind die Unterschiede wegen des früheren Zerfalles und der unregelmässigeren Zellgrösse schwerer zu fassen.

Gleichzeitig mit *H. caespitosus* wurde *H. Chodati* am 3. Januar 1936 auf Agar $K \frac{1}{10}$ mit Pufferlösungen von 1‰ in Petrischalen (jede Schale zur Hälfte mit der einen, zur Hälfte mit der andern Art) geimpft. Die Resultate sind in Tabelle 1 zusammengestellt.

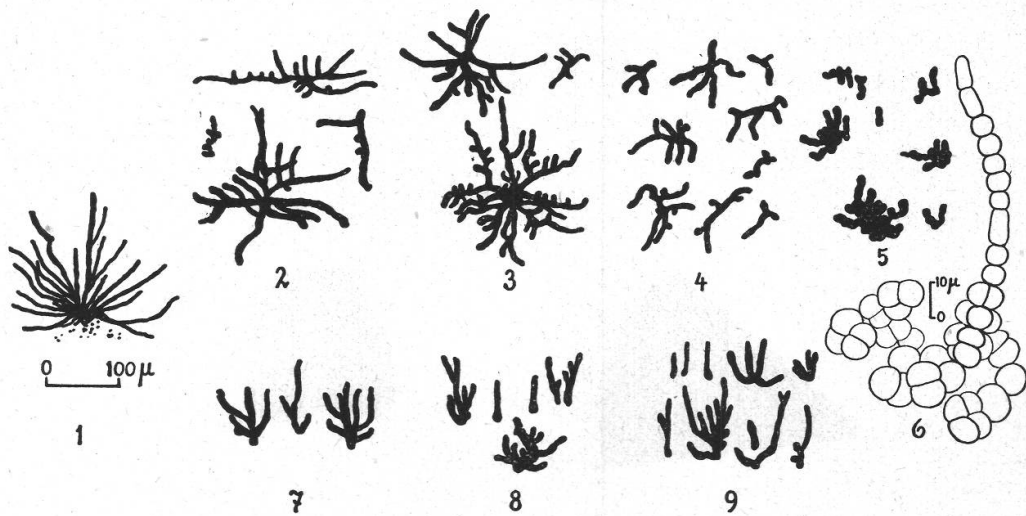


Abbildung 15.

Heterococcus Chodati, geimpft 16. Januar 1936, gleiche Petrischale wie Abbildung 10, künstl. Licht.

- 1 Agar K $\frac{1}{10}$.
- 2 id. + 1 % Glukose.
- 3 id. + 2 % »
- 4 id. + 4 % »
- 5 id. + 8 % »
- 6 id. + 8 % » , Detail.
- 7 id. + 2 cem Torfextr.
- 8 id. + 5 » »
- 9 Agar ohne K $\frac{1}{10}$, Torfextrakt, kurzzellig. Alle am 22. Januar.

Tabelle 1.

Kulturen auf Agar K $\frac{1}{10}$ (3. Januar—15. Januar 1936).

<i>H. caespitosus</i>	<i>H. Chodati</i>
K $\frac{1}{10}$ üppig, fädig, « Ausläufer » und Lichtsprosse;	üppig, z. T. noch fädig, z. T. schon zerfallen in Einzelzellen;
pH 7,9 viel schwächer als K $\frac{1}{10}$; stärker zerfallen; gelblich;	schwächer entwickelt, aber stärker zerfallen als auf K $\frac{1}{10}$; gelblicher;
pH 7,3 etwas schwächer als K $\frac{1}{10}$, aber stärker als pH 7,9; Fäden z. T. zerfallen, nur Spitzen noch ganz;	schwächer als K $\frac{1}{10}$, stärker als pH 7,9; fast ganz zerfallen, nur Spitzen noch fädig;
pH 6,5 ähnlich wie pH 7,3, Entwicklung aber schwächer;	ähnlich pH 7,3, schwächer;
pH 5,3 viel schwächer als pH 7,3; Zellen kurz, isodiametrisch; Fäden z. T. zerfallen;	schwächer als 7,3; Zellen isodiametrisch; Spitzen z. T. noch vorhanden, z. T. zerfallen;

Überall *H. caespitosus* > *H. Chodati*; dieser mit deutlicher phototropischen Ästen.

Bei längerer Fortsetzung des Versuches entwickeln sich neben den ursprünglichen, zerfallenen, neue Generationen von Pflänzchen, und das Bild wird unübersichtlich.

Bestätigt wird das Resultat der ersten Versuchsreihe, dass bei Phosphatzusatz das Wachstum bei pH 7,1—7,3 sein Optimum aufweist, gegen die alkalische Seite zu schwächer, und gegen die saure Seite unter gleichzeitiger Verkürzung der Zellen stark gehemmt ist.

Kulturen auf Agar mit Glukose (Abb. 15).

Gegenüber Glukose verhält sich *H. Chodati* wie *H. caespitosus*. Die Resultate der Versuche vom 16. Januar 1936 mit beiden Arten in denselben Petrischalen seien in Tabelle 2 zusammengestellt.

Auch bei *H. Chodati* fällt das Unterbleiben einer phototropischen Reaktion bei Zuckerzusatz, also bei künstlicher Vermehrung der Assimilate, auf.

Kleine physiologische Unterschiede bestehen, indem die beiden Arten in ihrem Wachstum durch Glukose-, Torfextrakt- oder Phosphatzusatz ungleich beeinflusst werden. Es gedeihen

bei Zuckerzusatz . . .	<i>H. caespitosus</i>	<	<i>H. Chodati</i>
» Torfextraktzusatz . . .	»	>	»
» Phosphatzusatz . . .	»	>	»

Diese Unterschiede sind zwar gering, jedoch in den Petrischalen makroskopisch am verschieden starken Ergrünen der beiden Hälften deutlich wahrnehmbar. Sie werden wohl bei der Standortswahl in der Natur eine gewisse Rolle spielen.

***Heterococcus*-ähnliche Heterokonten.**

Eine Heterokonte, welche mit einzelligen Stadien von *Heterococcus* verwechselt werden kann, ist *Chloridella* Pascher (Pascher, 1932, S. 336). Diese Gattung umfasst diejenigen einzelligen Heterokonten von rundlicher Form, die in keine Gallerte (wie *Chlorobotrys* Bohlin) eingebettet sind und keine Zoosporen bilden. Ähnlich sehen aus, unterscheiden sich aber durch Zoosporenbildung, *Bortydiopsis* Borzi und *Pleurochloris* Pascher, nebst einigen verwandten Gattungen wie *Botryochloris*, *Lutherella* und *Chloropedia* Pascher (Pascher, 1930, S. 441, 443, 448). Niemals wachsen die genannten Gattungen zu mehrzelligen Fäden aus, und niemals besitzen sie Stärke.

Heterokonten-ähnliche Chlorophyten.

Nun gibt es aber auch unter den Grünalgen eine Anzahl von Arten und Gattungen, solche, von denen Zoo-, und solche, von denen nur Aplanosporen bekannt sind, welche eine grosse Ähnlichkeit mit einzelligen Heterokontengattungen oder Stadien von *Heterococcus* auf-

Tabelle 2.
Kulturen auf Agar K $\frac{1}{10}$ (geimpft 16. Januar 1936), künstl. Licht.

	<i>Heterococcus caespitosus</i>		<i>Heterococcus Chodatii</i>	
	Am 22. Januar	Am 28. Januar	Am 22. Januar	Am 28. Januar
K $\frac{1}{10}$	üppig, langzellig, in Wachstum begriffen	Pfänzchen ausgewachsen, zerfallend; viele Keimlinge	üppig, langzellig	ausgewachsen, zerfallend; viele Keimlinge
+ 1 % Glukose		kurzzellige Fäden		Entwicklung makroskopisch stärker als von <i>H. caespitosus</i> ; fast wie auf K $\frac{1}{10}$; z. T. kurzzellige Fäden, z. T. zerfallen
+ 2 % Glukose	schwächere Entwicklung als auf K $\frac{1}{10}$; Zellen überall kurz bis rundlich; Fäden nicht phototropisch; Abb. 10	kurzzellige Fäden	schwächere Entwicklung als auf K $\frac{1}{10}$; Zellen kurz; Fäden nicht phototropisch; Abb. 15	Wachstum gehemmt, aber besser als von <i>H. caespitosus</i> ; Pfänzchen kleiner als bei 1 % Glukose; zerfallend
+ 4 % Glukose		sehr schwache Entwicklung; Zellen kurz, isodiametrisch, noch wie am 22. Januar		Wachstum gehemmt, aber besser als von <i>H. caespitosus</i> ; Zellen isodiametrisch; kein Zerfall in Sporen
+ 8 % Glukose		Entwicklung sehr schwach; Zellen ganz kurz, rundlich; keine Sporen; am 16. Februar noch ähnlich		Wachstum sehr schwach, aber deutlich, viel besser als von <i>H. caespitosus</i> ; Zellen isodiametrisch; keine Sporen; am 16. Februar noch ähnlich
+ 16 % Glukose		Zellen absterbend, keine Entwicklung		Zellen absterbend; keine Entwicklung
+ Torfextrakt versch. Konzentrationen	Zellen etwas kürzer als in K $\frac{1}{10}$ (vergl. Abb. 8 einer anderen Versuchsserie)	in allen Kulturen Pfänzchen ausgewachsen mit etwas kürzeren Zellen als auf K $\frac{1}{10}$, in Sporen zerfallend. Entwicklung stärker als von <i>H. Chodatii</i>	Zellen etwas kürzer und gedrungener als auf K $\frac{1}{10}$; Fäden stark phototropisch; Abb. 15	alle Pfänzchen ausgewachsen, in Sporen zerfallend; Entwicklung schwächer als auf K $\frac{1}{10}$ schwächer als von <i>H. caespitosus</i>

weisen können. Wenn Zoosporen zur Beobachtung gelangen, so bieten die Geisseln das Unterscheidungsmerkmal: zwei Peitschengeisseln bei Chlorophyten, eine grosse Flimmergeissel und eine kleine Peitschengeissel bei Heterokonten (Petersen, 1929, S. 373; Vlk, 1931, S. 214; Petrová, 1931, S. 221; Deflandre, 1931, S. 31); oft sind aber Zoosporen nicht genau bekannt oder kommen nicht vor. Daher muss jede derartig kritische Art auf ihre Befähigung zur Stärkebildung untersucht werden; denn nach unseren jetzigen Kenntnissen gibt es keine Heterokonten, sondern nur Grünalgen, welche Stärke zu bilden vermögen. Da Stärke aber auch von diesen oft nur unter bestimmten Bedingungen, von einigen allerdings überhaupt nie, gespeichert wird, so sind in solchen Fällen zum Entscheid Reinkulturen auf glukosehaltigem Substrat notwendig. Art- und Gattungsbeschreibungen, welche über das Stärkebildungsvermögen keinen eindeutigen Aufschluss geben, sind unvollständig. Die übrigen Merkmale, gelbgrünliche Farbe, mehrere Chromatophoren ohne Pyrenoïd, Zweischaligkeit der Membran, Reichhaltigkeit an Pektin usw. sind zwar begleitend, aber meist nicht entscheidend.

Die Gattung *Dictyococcus* Wille.

Als Gattung, zu welcher solche Heterokonten-ähnliche Grünalgen gestellt werden können, kommt in erster Linie die von Gerneck (1907, S. 231) im Jahre 1907 unter dem Namen *Dictyococcus* erwähnte mit der Art *D. varians* Gerneck in Betracht: kugelige Zellen mit vielen wandständigen Chromatophoren ohne Pyrenoïd, deren Ränder nach innen etwas vorspringen können, mit wenig Stärke; zahlreiche Zoosporen. Eine Gattungsdiagnose wurde von Gerneck nicht gegeben, weshalb der Name, wie die übrigen dieses Autors, als nomen nudum keine Gültigkeit beanspruchen kann (Art. 41—43). Da aber für die Alge mit Recht eine neue Gattung aufgestellt wurde, so konnte der Name trotz dieses Formfehlers beibehalten und durch Wille (1911, S. 43) mit Diagnose versehen werden, weswegen *Dictyococcus* Wille, nicht *Dictyococcus* Gerneck geschrieben werden muss.

Die Gattung *Dictyococcus* Wille umfasst demnach einzellige Grünalgen (*Protococcales*, *Chlorococcales*), mit rundlichen Zellen, mehreren Chromatophoren ohne Pyrenoïd, oft ohne Stärke, aber mit Öl, unter günstigen Bedingungen aber mit Stärke. Ob die Gattung auf Zoosporenbildende Arten beschränkt bleibt, oder ob ihr auch Arten zugerechnet werden sollen, von denen nur Aplanosporen bekannt sind, ist eine Frage des Ermessens; aus rein praktischen Gründen rechne ich vorläufig nur Zoosporenbildende Arten dazu.

Zu *Dictyococcus* gehören auch die von Gerneck (l. c., S. 232 u. ff.) irrtümlich als *Cystococcus* beschriebenen, aber schon von Wille (1911, S. 44) als *D. Gernecki* Wille zu *Dictyococcus* gestellten Arten.

Chodat (1913, S. 213) hat in dieselbe Gattung seinen *D. gametifer* eingereiht, damit wohl mit Recht die Zugehörigkeit auch auf Gameten-bildende Arten ausgedehnt.

Später beschrieb Tereg (1923, S. 182) eine mit *Dictyococcus* Wille nahverwandte Art unter dem Namen *Bracteococcus aggregatus* Tereg. Auch *Bracteococcus* ist nomen nudum, formell also ungültig; rein sachlich ist auch kein Unterschied zwischen *Dictyococcus* und « *Bracteococcus* » erkennbar: = *Dictyococcus aggregatus* Printz ex Tereg (Printz, 1927, S. 87).

Petrová (1931, S. 221) vermochte « *Botrydiopsis* » minor Chod. ebenfalls als in die Verwandtschaft von *Dictyococcus* gehörig nachzuweisen (heterokonte Geisseln, Stärkebildung auf Zuckeragar (vgl. Chodat, 1913, S. 174; Hoffmann-Grobéty, 1912, S. 94; Poulton, l. c., S. 46). Die Pflanze wird von Chodat und einigen spätern Autoren auch *B. minor* Schmidle oder *B. minor* (Schmidle) Chod. genannt. Trotz freundlicher Hilfe von Fachkollegen konnte die Stelle, wo Schmidle die Art erwähnt haben soll, nicht ermittelt werden.

Petersen (1932, II, S. 400) beschrieb *Dictyococcus irregularis*.

E. Kol und F. Chodat (1934, S. 253—260) beschrieben aus Erdproben des Engadins *Chromochloris cinnabarina*, *Chlorellopsis terrestris*, *Chlorellopsis engadinensis* und *Cryococcus helveticus*. Die Gattungsnamen sind nomina nuda; auch sachlich ergeben sich m. E. aus den Artdiagnosen der Autoren keine Gattungsunterschiede; im Gegenteil, alle vier Arten lassen sich zwanglos in die Gattung *Dictyococcus* einordnen, die ja bereits den Gameten-bildenden *D. gametifer* von R. Chodat enthält:

	<i>Chromochloris cinnabarina</i>	<i>Chlorellopsis engadinensis</i>	<i>Cryococcus helveticus</i>
Cellulae	solitariae globosae	solitariae globosae	sphaericae
Membrana	crassa, tenui corio gelatinoso adornata	sat crassa, tenui pellicula gelatinosa	crassa, hyalina, dura, tenui corio
Nucleus	unicus	cincta unicus	haud roseo cincta unicus
Chlorophora corpora	1—2 aliquoties maxima	2—3 (—5)	1—3 (—5)
Pyrenoïdeum	0	0	0
Oleum	+	+	+
Amylum	+	+	+
Carotinum	+	+	+
Zoosporae	4 + 16	∞	∞
Autosporae	4—16	2—4 (—plur.)	4—8
Gametae	0	0	8—16 isogametae

Die Unterschiede bestehen in der grossen Carotinhaltigkeit (*Chromochloris*) und der Produktion von Gameten (*Cryococcus*).

Dass alle Arten, wie übrigens auch die Gattung *Györffyana* (ibidem, S. 252), typische *Protococcales* sind, geht aus der sorgfältigen und einwandfreien Untersuchung in Reinkultur durch die beiden Autoren auf Agar K $\frac{1}{3}$ + Glukose mit Sicherheit hervor: Alle bilden Stärke. Durch die Zuvorkommenheit von Kollegen F. Choda war ich in der

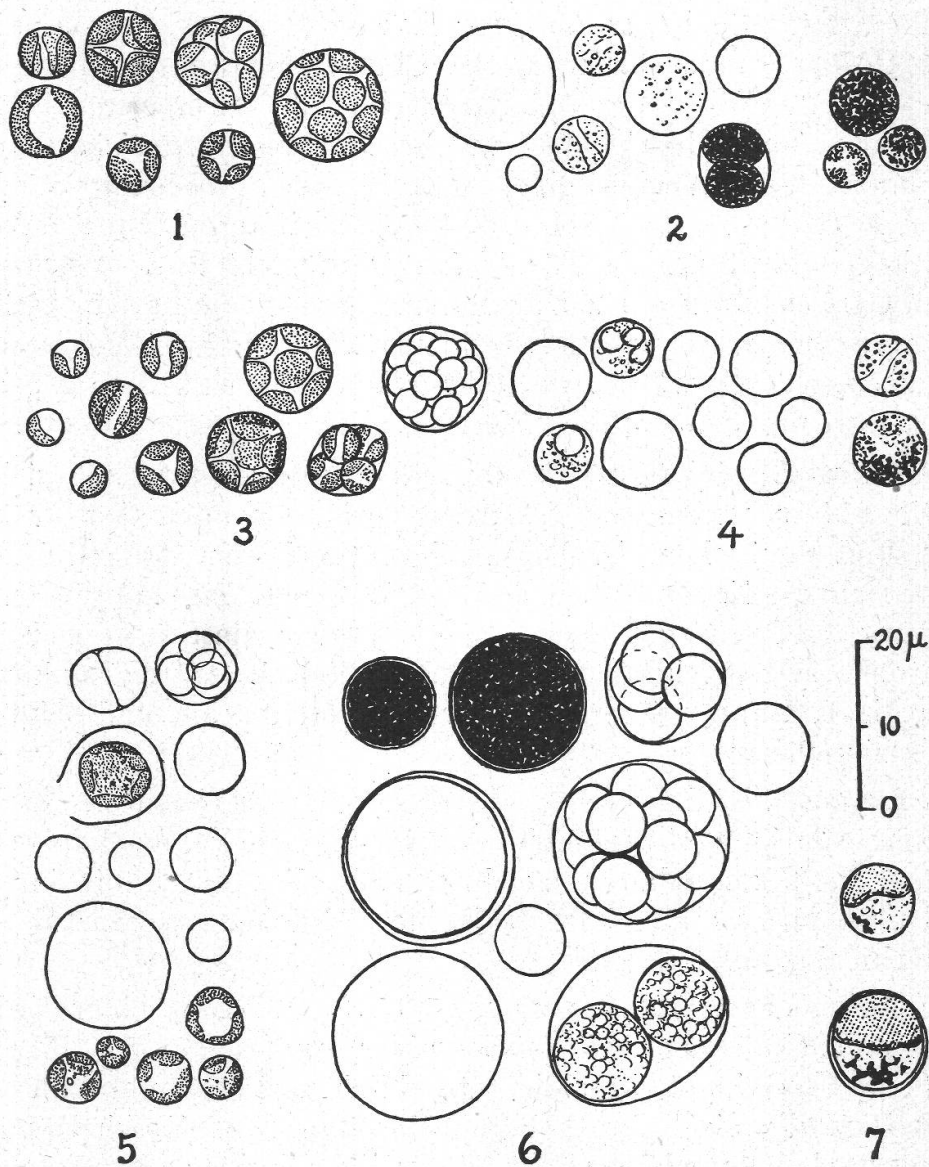


Abbildung 16.

- 1—2 *Dictyococcus (Chlorellopsis) terrestris*.
1 ohne, 2 mit Glukose, rechts mit Jod.
- 3—4 *Dictyococcus (Chlorellopsis) engadinensis*.
3 ohne, 4 mit Glukose, rechts mit Jod.
- 5—7 *Dictyococcus (Chromochloris) cinnabarinus*.
5 ohne, 6—7 mit Glukose, oben mit Jod. 7 alte Kultur, mit Jod.

Lage, die drei ersten Arten in absoluter Reinkultur zugestellt zu erhalten. Ich danke ihm um so mehr für seine Kollegialität, als ich in der Beurteilung der Familien- und Gattungszugehörigkeit einer etwas abweichenden Ansicht zuneige. Die vegetativen Stadien seien, um mit *Muriella* verglichen werden zu können, in Abbildung 16 dargestellt.

Dictyococcus (Chromochloris) cinnabarinus weist äusserlich grosse Ähnlichkeit mit *D. irregularis* von Petersen auf (etwas unregelmässige Gestalt; undeutliche, grosse Chromatophoren); auf Agar mit Glukose sind die Zellen oft von unregelmässiger Grösse, die Öltropfen sind so stark Carotin-haltig, dass wie bei *Muriella aurantiaca* die ganze Kultur innert 2—3 Wochen eine grellrote Farbe annimmt; Stärke erfüllt den Rest der Zellen (Abb. 16, 5—7); in älteren Kulturen nimmt der Stärkegehalt wieder ab. Für *D. irregularis* gibt Petersen nichts über den Carotingehalt an; wir dürfen also annehmen, dass er nicht auffallend war. Immerhin wissen wir nicht, wie sich die Alge in Kultur mit Zucker verhalten würde; sie stellt daher keine vollständig beschriebene Art dar, mit der spätere sicher identifiziert werden könnten.

D. (Chlorellopsis) terrestris und *D. engadinensis* stehen sich sehr nahe; sie unterscheiden sich von der vorhergehenden Art durch die kleinern und deutlicher sichtbaren Chromatophoren. Auf Glukoseagar zeichnen sich die Zellen von *D. terrestris* durch ihre unregelmässige Grösse aus; auf Figuren 2 und 4 sieht man, wie die Stärke sich in den Chromatophoren speichert, welche schliesslich blass und unkenntlich werden; die Kulturen beider Arten werden olivefarbig und schliesslich ebenfalls zinnoberrot.

D. (Cryococcus) helveticus scheint durch eine einseitige Membranverdickung und die Gametenbildung in die Verwandtschaft von *D. gametifer* Chod. zu gehören, zeichnet sich aber durch oft im Ruhezustand noch lange erkennbare, pulsatile Vakuolen aus, was als primitives Merkmal zu werten ist.

Neuerdings beschrieb James (1935, S. 537) aus einer Erdprobe aus England eine «*Botrydiopsis*» *minor*, von der auch Fritsch (1935, S. 483) annimmt, dass sie tatsächlich zu den Heterokonten, zur Gattung *Botrydiopsis* Borzi, gehöre. Abbildung und Beschreibung der Schwärmer scheinen mir sehr für die Wahrscheinlichkeit zu sprechen, dass auch diese Alge ebenfalls zu *Dictyococcus minor* gehört; entscheiden lässt sich dies nicht mehr, da die Alge nicht den für Stärkebildung erforderlichen Bedingungen ausgesetzt worden war, und da keine Kulturen zur Nachprüfung vorhanden sind.

Dasselbe scheint auch mit «*Pleurochloris anomala*» James (l. c., S. 539, u. Fig. 9) der Fall zu sein. Nach den Abbildungen halte ich es nicht für ausgeschlossen, dass auch diese Art bei genauer Prüfung sich als *Dictyococcus* herausgestellt hätte.

Aus der Gattung *Dictyococcus* Wille sind demnach zur Zeit folgende Arten beschrieben, wovon einige provisorisch, einige vielleicht synonym sind.

Mit Zoosporen :

1. *D. varians* Wille (= *D. varians* Gerneck nomen nudum quoad genus).
2. *D. Gernecki* Wille (= *Cystococcus humicola* Gerneck non Naegeli).
3. *D. aggregatus* Printz (= *Bracteococcus aggregatus* Tereg nomen nudum quoad genus).
4. *D. minor* (Chod.) Petrová (= *Botrydiopsis minor* Chod.).
5. *D. irregularis* Petersen.
6. *D. cinnabarinus* (Kol et F. Chod.) Vischer (= *Chromochloris cinnabarina* Kol et F. Chod. nomen nudum quoad genus).
7. *D. terrestris* (Kol et F. Chod.) Vischer (= *Chlorellopsis terrestris* Kol et F. Chod. nomen nudum quoad genus).
8. *D. engadinensis* (Kol et F. Chod.) Vischer (= *Chlorellopsis engadinensis* Kol et F. Chod. nomen nudum quoad genus).
9. *D. anomalus* (James) Vischer (= *Pleurochloris anomala* James).

Mit Gameten :

10. *D. gametifer* Chod.
11. *D. helveticus* (Kol et F. Chod.) Vischer (= *Cryococcus helveticus* Kol et F. Chod. nomen nudum quoad genus).

Mit Autosporen :

Muriella Petersen.

Alle Arten sind Erdbewohner, wodurch die Gattung nach unseren jetzigen Kenntnissen auch physiologisch wohl charakterisiert ist.

Diagnose :

Dictyococcus Wille emend. Vischer.

Cellulae solitariae, globosae vel leviter irregulares; chromatophora 2— plura, forma lenticulari, sine pyrenoïdeo; cellulae oleum continent, amylo carent, vel (praecipue saccharo recepto) amyllum coacervant et carotino tinguntur; multiplicantur zoosporis vel gametis numerosis membrana rupta liberatis. Genus *Protococcacearum* (*Chlorococcacearum*); a generibus similibus differt: chromatophoris numerosis sine pyrenoïde; species adhuc notae terrae solum habitant.

Muriella Petersen.

Petersen beschrieb (1932, II, S. 403; 1935, S. 154) eine Gattung von ähnlicher Gestalt wie *Dictyococcus* und sicher in dieselbe Verwandtschaft gehörend, *Muriella*: Zellen rundlich; Membran dünn, zellulosehaltig; junge Zellen mit einem, ältere mit mehreren linsenförmigen, wandständigen Chromatophoren ohne Pyrenoïd und ohne Stärke;

Protoplasma mehr oder weniger körnig; Zoosporen fehlend (Chlorophyceen).

Petersen hat das Fehlen von Stärke ausdrücklich in der Gattungsdiagnose hervorgehoben. Da er aber keine Kultur auf zuckerhaltigem Nährboden durchgeführt hat, so ist mit der Feststellung, dass seine Alge bei der Untersuchung stärkefrei war, über ihre wirkliche Befähigung, Stärke zu bilden, nichts ausgesagt; ohne Reinkultur und ohne die Möglichkeit einer späteren Nachprüfung nimmt das Rätselraten, welche Eigenschaften einer unvollkommen beschriebenen Art etwa zugedacht werden dürfen, kein Ende. So bemerkt z. B. Pascher (1932, S. 337) von *Muriella*: « speichert Stärke ». Obwohl ihren Angaben nicht mit vollkommener Sicherheit zu entnehmen ist, ob beiden Forschern wirklich nahverwandte oder nur äusserlich ähnliche Arten vorlagen, so möchte ich doch annehmen, dass das erstere der Fall ist. Denn Petersens Angaben lassen wirklich den Schluss zu, dass auch er eine Alge aus der Verwandtschaft von *Dictyococcus*, bei der Stärkebildung unter andern Bedingungen nicht ausgeschlossen gewesen wäre, nicht eine *Chloridella*, vor sich hatte. Wenn die Gattung unter dem Namen *Muriella* aufrechterhalten bleibt, so muss daher die Diagnose dementsprechend abgeändert werden. Da ich im folgenden eine Alge beschreiben werde, die morphologisch ebenfalls vollkommen mit *Muriella terrestris* Petersen übereinstimmt, mit Glukose aber tatsächlich Stärke speichert, so halte ich eine Erweiterung der Diagnose Petersens für *Muriella* im Sinne Paschers für durchaus berechtigt. Sonst müsste wieder ein neuer Name erfunden und *Muriella* zu den genera dubia verwiesen werden.

***Muriella aurantiaca* nov. spec.**

Auf frischer Lehmerde (Schmieheim, Schwarzwald) zuerst nicht bemerkbar, überwucherte bald eine einzellige Alge *Muriella* spec. die anfangs dominierend vorhandenen *Pleurococcus* Menegh. und *Heterococcus caespitosus*. Der aus dieser Probe isolierte Stamm ging aber später auf Agar ein. In der Nähe desselben Fundortes bildete *Muriella* an einer weiss gekalkten Hausmauer grüne Flecken, die mit dunkelroten von *Porphyridium cruentum* abwechselten. Auch die von hier isolierte Rasse ging nach anfänglich gutem Gedeihen bald ein. Dagegen blieb üppig und gesund ein Stamm, den ich ebenfalls aus einem *Porphyridium*lager von einem Tropfstein gezüchtet habe (Basel Nr. 108, Abb. 17) (Vischer 1935, p. 69).

Auf Agar K $\frac{1}{3}$ treten zuerst völlig stärkefreie Zellen auf, mit 2—3 bis mehreren Chromatophoren, ohne Pyrenoïde, mit ziemlich durchsichtigem Protoplasma. Erst nach Monaten zeigt sich etwas Stärke in winzigen Körnchen in den Chromatophoren. Diese sind linsenförmig und scheinbar von etwas regelmässigerer Form und besserer Sichtbar-

keit als bei *M. terrestris*. Zoosporen konnte ich ebensowenig wie Petersen, weder durch Übergiessen mit frischer Lösung noch mit Wasser erhalten. Auf steriler Erde bildet die Alge in kurzer Zeit dunkelgrüne Überzüge.

Auf Agar mit 1 % Glukose nimmt die Kultur innert zwei bis drei Wochen eine prächtige, auffallend orangerote Farbe an; das Carotin

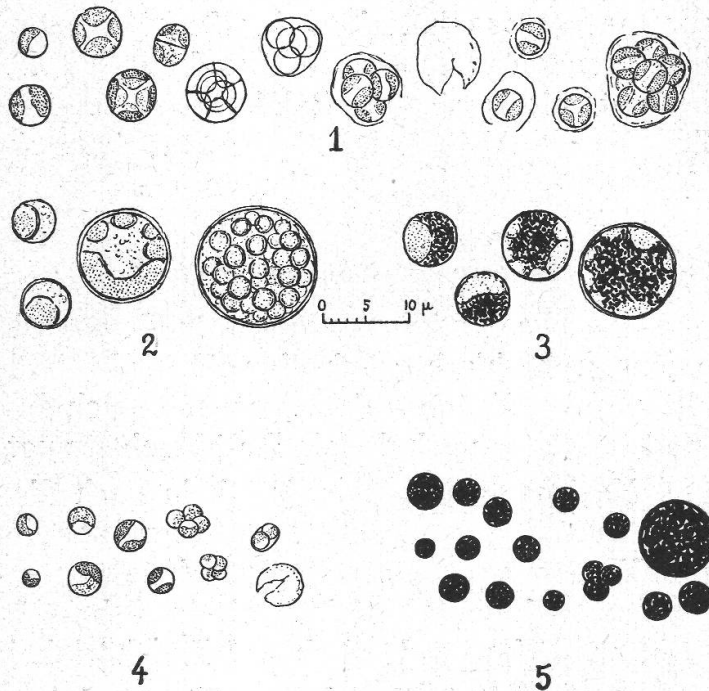


Abbildung 17.

- 1—3 *Muriella aurantiaca* nov. spec. (Basel Nr. 108).
 1 auf Agar K $\frac{1}{3}$, 2 mit Glukose, gelbe Öltröpfchen, 3 id. mit Jod.
 4—5 *Muriella* (?) *decolor* nov. spec. (Basel Nr. 29).
 4 K $\frac{1}{3}$, 5 Agar K $\frac{1}{3}$ + 1 % Glukose (mit Jod).

ist in den Öltröpfchen lokalisiert, der übrige Teil der Zellen mit Stärke angefüllt.

Da diese Art sicher mit *M. terrestris* Petersen nahe verwandt ist, mit ihr aber Mangels Vergleichsmöglichkeit nicht identifiziert werden kann, so sei sie wegen ihres grossen Carotingehaltes *M. aurantiaca* genannt.

***Muriella* ? *decolor* nov. spec.**

Eine weitere kleine Alge, aus Sumpfwasser (Basel Nr. 29) hielt ich zuerst für eine *Chloridella* (Abb. 17). Sie stellt vielleicht eine *Muriella* im kleinen dar, mit 1—2 Chromatophoren ohne Pyrenoïd, gewöhnlich ohne oder mit sehr wenig Stärke, Vermehrung durch Autosporen. Auf Agar mit Glukose 1% entwickelt sie sich zuerst schlecht, nimmt blass-

bräunliche Farbe an, speichert aber soviel Stärke, dass die Zellen bei Jodzusatz vollkommen dunkelblau erscheinen und keine Details mehr erkennen lassen; nach einiger Zeit ergrünen die Kulturen und entwickeln sich kräftig, ohne jedoch (nach 3 Monaten) Carotin aufzuweisen. In flüssiger K $\frac{1}{3}$ bildet sie eine zartgrüne Wasserblüte. Man könnte die Alge für eine kleine pyrenoïdlose *Chlorella* (*Palmellococcus*) halten; aber die meist in Zweizahl vorhandenen Chromatophoren sprechen ebenso sehr für die Zugehörigkeit zu *Muriella*; man kann sie vorläufig *M. decolor* nennen. Die Systematik kleiner *Chlorella*-ähnlicher Arten ist überhaupt mit Hilfe von Reinkulturen erst in Angriff zu nehmen; zur Zeit ist die Abgrenzung der Gattungen *Chlorella*, *Palmellococcus* und *Muriella* eine sehr unbestimmte.

Andere, zweifelhafte Arten :

Als « *Palmellococcus miniatus* (Kütz.) Chod. » wird von Smith (1933, S. 493) eine wohl hierher gehörige Alge abgebildet, die grosse Ähnlichkeit mit unserer *M. aurantiaca* hat und auch in den Grössenverhältnissen und im Carotingehalt mit ihr übereinstimmt.

Ebenfalls zu *Muriella* gehört dem Anschein nach die von James (l. c., S. 547) als *Apatococcus* Brandt spec. erwähnte und abgebildete Alge. Eine Ähnlichkeit mit *Apatococcus* ist, schon wegen der Einzelligkeit, nicht zu erkennen; hingegen weisen die in Mehrzahl vorhandenen, pyrenoïdlosen Chromatophoren deutlich auf Zugehörigkeit zu *Muriella*.

Man kann also zur Zeit z. T. sicher, z. T. mit einiger Wahrscheinlichkeit zu *Muriella* folgende Arten stellen :

1. *M. terrestris* Petersen.
2. *M. aurantiaca* Vischer.
3. ? « *Palmellococcus miniatus* » Smith non Chod.
4. ? « *Apatococcus* » spec. James non Brandt.
5. ? *M. decolor* Vischer.

Diagnosen :

Muriella Petersen em. Vischer.

Cellulae solitariae, globosae; chromatophora 2—plura, forma lenticulari, sine pyrenoïde; cellulae oleum continent, amylo saepius carent, vel (praecipue saccharo recepte) amyllum coacervant et carotino tinguntur; multiplicantur aplanosporis (= autosporis) compluribus, membrana rupta liberatis. Genus ex affinitate *Dictyococci*, differt: autosporis; a genere *Chlorellae*: chromatophoris pluribus pyrenoïde carentibus.

Muriella aurantiaca Vischer nov. spec.

Cellulae globosae, solitariae (diam. 4—8 μ); chromatophora 1—complura (4—6), sine pyrenoïde; cellulae oleum continent, amylo vulgo

carent, saccharo recepto oleum carotino tingunt et rubescent, amylum coacervant; cellulae multiplicantur autosporis (diam. $4\ \mu$) 2— compluribus (8); autosporae liberantur membrana rupta.

Differt a *Muriella terrestri* Petersen: cellulae saccharo recepto rubescentes.

Hab. terrae solum, Basileae; collect. algarum basil. n. 108.

Auf Agar: glatt, dunkelgrün, später olivegrün. Mit Zucker dick, lebhaft orangerot.

Muriella (?) *decolor* Vischer nov. spec.

Cellulae globosae, solitariae (diam. 2— $4\ \mu$) chromatophora 1—2, sine pyrenoïde; cellulae amylo vulgo carent; saccharo recepto primo colore deficiunt, subfuscae fiunt, amylo complentur deinde laete virescent.

Differt a *Muriella aurantiaca*: cellulae multo minores, saccharo recepto increcendo primo retentae.

Species generi *Chlorellae* (*Palmellococco*) fortasse adjudicanda?

Hab. aquam stagnantem, Basileae; collect. algarum basil. n. 29.

Auf Agar: flach, glatt, grün, glänzend; später von der Mitte her weiss werdend. Mit Zucker erst bräunlich bis farblos, gehemmt; später ergrünend.

Systematische Stellung von *Dictyococcus* und *Muriella*.

Zur Zeit werden allgemein die zoosporinen *Protococcales* von den *autosporinen* getrennt; dies ist natürlich ein Notbehelf, da in verschiedenen Verwandtschaftskreisen sich Übergänge von Zoosporie zu Autosporie wiederfinden, und da Autosporie deshalb kein Merkmal für wirkliche Verwandtschaft darstellt. Immerhin sprechen praktische Gründe für die vorläufige Vereinigung von autosporinen Gattungen, deren Verwandtschaft mit zoosporinen wir nicht näher kennen, in eine, wenn auch künstliche systematische Gruppe.

Eine Ausnahme scheinen die Gattungen *Dictyococcus* und *Muriella* zu machen: hier stimmen Form, Inhalt, Chromatophoren, Assimilationsprodukte usw. so auffallend überein, dass an einer nahen Verwandtschaft dieser beiden Gattungen nicht gezweifelt werden kann und es als unnatürlich empfunden werden muss, sie zwei verschiedenen Familien zuzuweisen; sie bilden offenbar eine natürliche Gruppe, innerhalb welcher Übergänge von Zoosporie zu Autosporie zu finden sind. Es stellt sich sogar die Frage, ob sie nicht überhaupt zu einer einzigen Gattung zu vereinigen sind. Vorläufig scheint es mir praktischer, *Muriella* aufrechtzuhalten, immerhin mit der Möglichkeit, sie nötigenfalls mit *Dictyococcus* zu vereinigen.

Es sei darauf hingewiesen, dass ähnliche einseitige Wandverdickungen wie bei *D. gametifer*, *D. helveticus* und *D. minor* (Chodat 1913,

S. 215; Poulton 1925, S. 47; Kol et Chodat, F. 1934, S. 260) sich auch bei *Myrmecia* Printz und *Kentrosphaera* Borzi (Printz 1927, S. 88 u. 89) vorfinden, von welchen Gattungen *Dictyococcus* möglicherweise durch Aufteilung des einheitlichen Chromatophoren abzuleiten ist. Die Schwierigkeit, *Muriella* von *Chlorella* und *Palmelloccoccus* sicher abzugrenzen, ist schon angedeutet worden; wieweit es sich hierbei um wirkliche Verwandtschaft und wieweit um Konvergenz handelt, wird oft nicht zu entscheiden sein.

Zusammenfassung.

Einige Heterokonten und Grünalgen werden in Reinkultur entwicklungsgeschichtlich untersucht.

Heterokonten.

Neu beschrieben werden : *Bumilleriopsis Peterseniana*
Heterothrix debilis
Heterococcus caespitosus.

Von letzter Art werden Wuchsformen, Lebensbedingungen, Anpassungen an Azidität und Zuckergehalt der Unterlagen usw. untersucht; sie wird mit *Heterococcus Chodati* (= *H. viridis* Chod.) eingehend verglichen.

Chlorophyten.

Von Chlorophyten, welche Anlass zu Verwechslungen mit Heterokonten geben können, werden *Dictyococcus* Wille mit Zoosporen oder Gameten, und *Muriella* Petersen mit Autosporen untersucht. Es wird wahrscheinlich gemacht, dass hierher eine Anzahl unter anderen Gattungsnamen beschriebene Arten gehören : *Apatococcus* p. p., *Botrydiopsis* p. p., *Chlorellopsis*, *Chromochloris*, *Cryococcus*, *Palmelloccoccus* p. p., *Pleurochloris* p. p. Fast alle Arten sind Erdalgen.

Neu beschrieben werden : *Muriella aurantiaca*
Muriella (?) *decolor*.

Schriftenverzeichnis.

- Artari, A. 1892. Untersuchungen über Entwicklung und Systematik einiger Protococcoideen. Bull. Soc. Impér. Science nat. Moscou; Dis. Basel.
Bristol, B. M. 1920. On the Alga-Flora of some Desiccated English Soils: an Important Factor in Soil Biology. Annals of Bot., 34, p. 35.
— 1927. On the algae of some normal English soils. Journ. of Agric. Sc. 17, p. 563 (mir nicht zugänglich).
Chodat, R. 1908. Sur un genre nouveau de Conferve (Heterococcus). Bull. de l'Herbier Boissier, 2^{me} sér., 8, p. 81.
— 1909. Etude critique et expérimentale sur le Polymorphisme des Algues. Genève.

- Chodat, R. 1913. Monographies d'algues en culture pure. Matér. p. la Flore cryptog. Suisse, IV, 2, Berne.
- Fritsch, F. E. 1935. The structure and reproduction of the Algae. Cambridge. Mit reichem Literaturverzeichnis.
- Gerneck, R. 1907. Zur Kenntnis der niederen Chlorophyceen. B.B.C., 21, I, p. 221.
- Hansgirg, A. 1892. Prodromus der Algenflora von Böhmen. II.
- Hawlitshka, E. 1932. Die Heterokonten-Gattung Tribonema. Pflanzenforschung, Heft 5, Berlin.
- Hoffmann-Grobéty, A. 1912. Contribution à l'étude des Algues unicellulaires en Culture pure. Thèse N° 486, Genève. Bull. Soc. bot. Genève, 2^{me} sér., 4, p. 73.
- James, E. J. 1935. An Investigation of the Algae growth in some naturally occurring soils. B.B.C., 53, Abt. A., p. 519.
- Klebs, G. 1883. Über die Organisation einiger Flagellaten-Gruppen und ihre Beziehungen zu Algen und Infusorien. — Untersuchungen aus dem Bot. Inst. Tübingen, 1, S. 233.
- 1896. Die Bedingungen der Fortpflanzung bei einigen Algen und Pilzen. Jena.
- Kol, E. et Chodat, F. 1934. Quelques algues nouvelles des sols et de la neige du Parc National Suisse en Engadine. Bull. Soc. bot. Genève, 2^{me} sér., 25, p. 250.
- Moore, G. T. and Carter, N. 1923. Further studies on the subterranean algae of the Missouri Botanical Garden. — Annals of the Missouri Bot. Garden, 13, p. 101.
- Pascher, A. 1930. Zur Kenntnis der heterokonten Algen. Arch. f. Prot.-kde, 69, S. 401.
- 1931. Systematische Übersicht über die mit Flagellaten in Zusammenhang stehenden Algenreihen und Versuch einer Einreihung in die Stämme des Pflanzenreiches. B.B.C., 48, S. 317.
- 1932, I. Über drei auffallend konvergente, zu verschiedenen Algenreihen gehörige epiphytische Gattungen. B.B.C., 49, I, p. 549.
- 1932, II. Über einige neue oder kritische Heterokonten. Arch. f. Prot.-kde., 77, S. 305.
- 1932, III. Über die Verbreitung endogener bzw. endoplasmatisch gebildeter Sporen bei Algen. B. B. C., 49, I, S. 293.
- Petersen, J. B. 1928, I. The aerial algae of Iceland. The Bot. of Iceland, 2, No. 8.
- 1928, II. Algeforaen i nogle Jordprøver fra Island. Dansk Bot. Arkiv, 5, No. 9.
- 1932, I. The algae vegetation of Hammer Bakker. Bot. Tidskr., 42, p. 1.
- 1932, II. Einige neue Erdalgen. Arch. f. Prot.-kde. 76, S. 395.
- 1935. Studies on the biology and taxonomy of soil algae. Dansk bot. Archiv, 8, No. 9, p. 1. Mit reichem Literaturverzeichnis.
- Petrová, J. 1931. Die vermeintliche Heterokonte « Botrydiopsis » minor eine Chlorophyceae. B.B.C., 48, 2, S. 221.
- Poulton, E. M. 1925. Etudes sur les Hétérocontes. Bull. soc. bot. Genève. 2^{me} sér., 17, p. 32.
- Printz, H. 1914. Kristianiatraktens Protococcoideer. Videnskapssel. Skrifter, I, Mat. nat. Klasse; 1913, No. 6.
- 1927. Chlorophyceae. In Engler u. Prantl, Nat. Pflanzenfamil.

- Smith, G. M. 1933. The Fresh-Water Algae of the United-States. New York and London.
- Snow, J. W. 1911. Two epiphytic algae. Bot. Gaz., 51, p. 360.
- 1912. Id., a correction. Ibid., 52, p. 347.
- Tereg, E. 1923. Einige neue Grünalgen. B. B. C., 39, II, p. 179.
- Vischer, W. 1932. Experimentelle Untersuchungen mit *Mischococcus sphaerocephalus*. Arch. f. Prot.-kde, 76, S. 257.
- 1935. Zur Morphologie, Systematik und der Physiologie der Blutalge *Porphyridium cruentum*. Verh. d. natf. Gesellsch. Basel, 46, p. 66.
- Vlk, W. 1931. Über die Struktur der Heterokontengeisseln. B. B. C., 48, I, p. 214.
- Wille, N. 1911. Protococcaceae. In Engler u. Prantl, Ergänzung I, S. 43.
-