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

**Herausgeber:** Schweizerische Botanische Gesellschaft

**Band:** 48 (1938)

**Artikel:** Experimentelle Untersuchungen mit Flechtengonidien aus der Familie der Caliciaceen

**Autor:** Raths, Hermine

**DOI:** https://doi.org/10.5169/seals-32592

**Nutzungsbedingungen**

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften auf E-Periodica. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen sowie auf Social Media-Kanälen oder Webseiten ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. Mehr erfahren

**Conditions d'utilisation**

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. La reproduction d'images dans des publications imprimées ou en ligne ainsi que sur des canaux de médias sociaux ou des sites web n'est autorisée qu'avec l'accord préalable des détenteurs des droits. En savoir plus

**Terms of use**

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. Publishing images in print and online publications, as well as on social media channels or websites, is only permitted with the prior consent of the rights holders. Find out more

**Download PDF:** 24.12.2025

**ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, https://www.e-periodica.ch**

# Experimentelle Untersuchungen mit Flechtengonidien aus der Familie der Caliciaceen.

Von *Hermine Raths*, dipl. Apothekerin.

(Aus dem Institut für spezielle Botanik der Eidg. Technischen Hochschule in Zürich.)

Eingegangen am 4. März 1938.

**Inhaltsübersicht.**

Seite

Vorwort und Problemstellung . . . . . 330
Methodik . . . . . 331
*a)* Ermittlung der Wachstumsintensität auf festem Nährsubstrat . . . . . 332
*b)* Ermittlung der Wachstumsintensität in flüssigen Nährsubstraten . . . . 333
Die Familie der *Caliciaceen* . . . . . 334
Die Gonidien der vorerwähnten Flechtenarten . . . . . 336
Die *Cystococcus*algen . . . . . 337
Morphologischer Vergleich . . . . . 337
*Chlorella*algen . . . . . 341
*Stichococcus*algen . . . . . 344
*Trentepohlia*algen . . . . . 349
Einfluss von Glukose und Pepton auf die Entwicklung und Formgestaltung unserer Algen . . . . . 354
Die Assimilation des Stickstoffs . . . . . 359
Die Entfärbung der Kolonien am direkten Sonnenlicht . . . . . 366
Der Einfluss der Temperatur auf das Wachstum und auf die Formgestaltung unserer Algen . . . . . 367
Charakteristik der Arten . . . . . 379
*Stichococcus chloranthus* nov. spec. . . . . 379
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* nov. var. . . . . 380
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var. . . . . 383
*Stichococcus bacillaris* Nägeli . . . . . 386
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *elegans* nov. var. . . . . 387
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *crassa* nov. var. . . . . 390
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maxima* nov. var. . . . . 392
*Stichococcus pallescens* Chodat var. *lucida* nov. var. . . . . 395
*Stichococcus minutus* Grintzesco und Peterfi . . . . . 396
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *tenuis* nov. var. . . . . 397
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maior* . . . . . 398
*Chlorella lichina* Chod. var. *viridis* nov. var. . . . . 399
*Chlorella lichina* Chod. . . . . 401
*Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var. . . . . 402
*Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var. . . . . 404
*Cystococcus Cladoniae furcatae* Chod. . . . . 405
*Cystococcus Cyphelii* nov. spec. . . . . 407
*Cystococcus irregularis* Chod. . . . . 408
*Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae* Chod. in litt. . . . . 408
*Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae* Chod. var. *parva* nov. var. . . 410
Zusammenfassung . . . . . 410
Zitierte Literatur . . . . . 415

## Vorwort und Problemstellung.

Durchgeht man die lichenologische Literatur, so ersieht man, dass in der Kenntnis der Gonidien grosse Lücken klaffen. Die Gonidien werden aufgeführt unter den verschiedensten Namen, so dass man sich des Gefühls nicht erwehren kann, diese seien willkürlich und manchmal ohne genügende Kenntnisse in der Systematik der Algen eingesetzt worden. Dies trifft besonders auch für die Gonidien in der Familie der *Caliciaceen* zu. Und gerade diese Familie hat in bezug auf die Gonidien eine besondere Bedeutung, weil hier verschiedene Algenfamilien (Gonidientypen) vertreten sind.

In der diesbezüglichen Literatur werden *Protococcaceen, Pleurococcaceen, Cystococcus* und *Stichococcus* erwähnt. Wir stellten uns nun die Aufgabe, nachzuprüfen, inwieweit die Benennungen richtig seien, auf welche Weise die einzelnen Algengattungen in den verschiedenen Flechtengattungen und innerhalb dieser in den verschiedenen Arten verteilt seien. Weiter lenkten wir unser Augenmerk auf die Frage, wie die Gonidien in den Flechten von einem Standort zum andern variieren.

Einen umfassenden Teil unserer Arbeit bildeten sodann die Untersuchungen über die Systematik, die Variabilität in Abhängigkeit vom Nährsubstrat und über die Ansprüche der Gonidien an die Temperatur. Die daraus erzielten Ergebnisse versuchten wir alsdann zu dem Vorkommen der untersuchten Flechten in der Natur in Beziehung zu bringen.

Die Flechtenfamilie der *Caliciaceen* bietet deshalb auch ein besonderes Interesse, weil wir es hier zweifellos mit primitiven Formen zu tun haben, bei denen die Zusammenhänge zwischen Algen- und Pilzkomponente noch lose sind, was schon daraus ersichtlich ist, dass es oft erhebliche Schwierigkeiten verursacht, herauszufinden, welche Algen als wirkliche Gonidien zu betrachten sind. Dies ist besonders der Fall, wo neben den Gonidienalgen noch ein oder mehrere Algentypen als zufällige Epiphyten vorhanden sind. Besonders reizvoll schien es uns dann, freilebende Algen aus den Gattungen der Gonidienalgen morphologisch und physiologisch zu vergleichen mit den nächstverwandten oder gleichen Gonidienformen.

Wir hatten auch Gelegenheit, in unsern Untersuchungen die Angaben von Neubner (1893) zu prüfen, der behauptet, dass die runden *Caliciaceen*gonidien durch den Druck der Pilzhyphen langgestreckte Formen annehmen.

Die vorliegende Arbeit wurde im Institut für spezielle Botanik vom Frühjahr 1934 bis Ende Sommersemester 1937 unter der Leitung der Herren Professor Dr. E. Gäumann und Priv.-Doz. Dr. O. Jaag durchgeführt.

Es ist mir eine angenehme Pflicht, meinem verehrten Lehrer Herrn Professor Dr. E. Gäumann zu danken für seine wohlwollende Aufmerksamkeit und die weitgehende Unterstützung, die er mir während der Durchführung der vorliegenden Arbeit zuteil werden liess.

Herrn Dr. O. Jaag, auf dessen Anregung und unter dessen Leitung die Arbeit durchgeführt wurde, danke ich für seine wertvolle Hilfe und alle Förderung, die er derselben angedeihen liess.

Herr E. Thomas, dipl. sc. nat., überliess mir in freundlicher Weise verschiedenes Flechtenmaterial und verschiedene Gonidienreinkulturen.

Herr Hofrat Dr. K. Keissler in Wien besorgte mir in verdankenswerter Weise die recht schwierigen Bestimmungen der Flechten, denen die Gonidienalgen entnommen waren. Auch ihm möchte ich hier meinen wärmsten Dank wiederholen.

## Methodik.

Wir waren bestrebt, eine möglichst grosse Anzahl von Flechten aus der Familie der *Calicicaceen* zu untersuchen, die wir auf unsern zahlreichen Exkursionen sowohl im Mittelland wie in den Alpen auf verschiedenen Unterlagen sammelten: auf Erde, Bretterzäunen, Bäumen und Sträuchern, Felsen usw.

Sämtliche in der vorliegenden Arbeit beschriebenen Algenklone (ausser den *Trentepohlia*kulturen) stammen von einer einzigen Zelle und sind also absolute Reinkulturen. Das frisch gesammelte Material wurde mit der Unterlage in Tüten verpackt und im Laboratorium so rasch wie möglich makroskopisch und mikroskopisch untersucht. Von allen Proben hoben wir zum Zwecke späterer Nachkontrolle Stücke in kleinen Kartonschachteln auf. Die Aussaat der Gonidien erfolgte nach der bei Jaag (1929) eingehend beschriebenen Methode: Sorgfältige Reinigung der Flechtenoberfläche von epiphytischen Algen, Aufschwemmung kleinster Thallusstücke in einem Tropfen sterilen Wassers, Auswahl von Gonidienzellen, die unzweifelhaft mit einem Stück einer Pilzhyphe zusammenhingen, Selektion und Befreiung von Bakterien und andern Unreinigkeiten mittels Mikropipetten und Mikromanipulator im mikroskopischen Feld aus dem hängenden Tropfen, sodann Übertragung in sterilisierte Nährmedien.

Für die Kultur der Algen verwendeten wir zunächst die gebräuchlichen Nährböden, vor allem Knopsche Nährlösung von der Zusammensetzung:

| | | |
|---|---|---|
| $H_2O$ dest. | 1000,0 | g |
| $Ca(NO_3)_2$ | 1,0 | g |
| $MgSO_4$ | 0,25 | g |
| $KCl$ | 0,25 | g |
| $KH_2PO_4$ | 0,25 | g |
| $FeCl_3$ | Spuren | |

Diese Lösung wurde auf ⅓ verdünnt und entweder flüssig oder durch Zusatz von 1,3 % Agar-Agar als fester Nährboden verwendet. Dieser mineralischen Lösung wurden je nach Bedarf 1 % bzw. 2 % Glukose oder andere organische Nährstoffe, entsprechend den auszuführenden physiologischen Versuchen, beigegeben. Nach einigen ermutigenden Vorversuchen fügten wir dieser Reihe noch weiterhin bei: Malzagar (40 g Dr. Wanders Malzextrakt und 13 g Agar-Agar auf einen Liter destillierten Wassers). Für die Zusammensetzung des Malzextraktes wurde uns von der Fabrik angegeben:

41 % Maltose
32 % Dextrin
7 % Albumosen und Peptone
1,5 % Mineralsalze
18,5 % Wasser

In speziellen Versuchen zur Ermittlung der Ansprüche an die Stickstoffquelle wurde das Calciumnitrat in der Knopschen Nährlösung zweckdienlich ersetzt durch: Glycocoll, Alanin, Asparagin, Natriumnitrit, Ammoniumnitrat, Ammoniumchlorid und Ammoniumsulfat.

### *a)* Ermittlung der Wachstumsintensität auf festem Nährsubstrat.

Die meisten Wachstumsversuche wurden auf festem Substrat in Erlenmeyerkolben durchgeführt, einige wenige Versuche in flüssigem Medium. Die Erlenmeyerkolben zu 150 und 400 cm³ wurden mit 90 bzw. mit 150 cm³ Nährsubstrat beschickt und in Intervallen von 24 Stunden dreimal bei 98° C je eine Stunde im Dampftopf sterilisiert. Nach der letzten Sterilisation wurden die Kolben zirka 10 Tage unbeimpft im Laboratorium stehengelassen, damit das sich ansammelnde Kondenswasser verdunsten konnte, ohne dass freilich der Agar austrocknete. Auf diese Weise wurde verhindert, dass mehr als eine Kolonie aufging, weil sonst die Charakteristik derselben nicht deutlich sichtbar geworden wäre. Um Zufallsresultate auszuschalten und um gute beweiskräftige Ergebnisse zu erhalten, führten wir sämtliche Versuche in 8—10 parallelen Reihen durch, gleichviel, ob es sich um die Ermittlung der Temperatur- oder der Ernährungsansprüche handelt. Gleiche Versuchsreihen wurden jeweils an demselben Tage hergestellt und in gleicher Weise sterilisiert und beimpft. Die Ablesung und Vergleichung der Ergebnisse wurden ebenfalls am gleichen Tage durchgeführt. Aus der Zahl der parallelen Reihen wurden dann die Mittelwerte berechnet. Im allgemeinen war ein erstes Wachstum der Kulturen sichtbar nach 18—42 Tagen; nur die *Trentepohlia*gonidien aus *Calicium phaeocephala* var. *hispidula* (Ach.) Keissler gingen viel später, oft erst 6—8 Monate nach der Aussaat, auf. Jedesmal wenn es sich um die Aussaat einer neuen Gonidie handelte, wurden Dutzende, ja Hunderte von Einzellkulturen

angelegt und, um alle Unsicherheit zu vermeiden, wurden Kulturen nur als gelungen betrachtet, wenn eine grössere Anzahl von Kolonien aus den einzelnen Zellen sich entwickelten.

Für Temperaturversuche standen uns Thermostaten von 0° bis 36° C, mit Temperaturintervallen von je 3° C zur Verfügung. Die Nährböden wurden im Impfkasten mittels Platinnadel beimpft. Die Versuche wurden erst abgebrochen, wenn die Algen ihre charakteristische Kolonie fertig ausgebildet hatten, was in der Regel nach 15—20 Wochen der Fall war. Sodann wurde die Wachstumsintensität durch Ermittlung der Durchmesser der meistens kreisförmigen Kolonien bestimmt. Von jeder Kultur wurden der grösste und kleinste Durchmesser ermittelt und das arithmetische Mittel der beiden Messungen in die Tabellen eingetragen.

Die Temperaturabweichungen der Thermostaten betrugen in der Regel nicht mehr als $\pm$ 0,5° C.

In den Tabellen bedeutet der Ausdruck « Spuren », dass ein Wachstum der Alge nach dieser Zeit nicht messbar war, dass die Zellen aber noch lebend waren und bei Überimpfungsversuchen unter zusagenden Lebensbedingungen wieder gute Kolonien zu bilden imstande waren.

### *b)* Ermittlung der Wachstumsintensität in flüssigen Nährsubstraten.

Erlenmeyerkolben von 400 ccm Inhalt wurden mittelst Abfüllapparat mit je 150 ccm Nährlösung beschickt und, wie oben beschrieben, fraktioniert sterilisiert. Darauf beimpften wir die Nährlösung aus einer keimfrei gemachten Patenttropfflasche, System T. K., mit einer Suspension von Algen in sterilem Wasser. Jeder Kolben wurde mit 8—10 Tropfen dieser Suspension beschickt (siehe auch Kessler 1937). Die Bestimmung des Trockengewichtes erfolgte in der Weise, dass die Algen auf vorgewogene und vorgetrocknete Filter gebracht und darauf mit heissem destilliertem Wasser ausgewachen wurden. Die Filter liess man lufttrocken werden und trocknete sie schliesslich vollständig während zirka 4 Stunden bei 103° C. Nach dem Abkühlen in Exsikkatoren wurde ihr Gewicht bestimmt. Bei einigen wenigen sehr kleinzelligen *Stichococcus*klonen, die nicht filtrierbar waren, wurde der Inhalt jedes Kolbens während 30 Minuten zentrifugiert und daraus das Trockengewicht bestimmt.

Die Farben der Kolonien wurden nach dem Code des Couleurs von Klincksieck et Valette (1908) bestimmt.

Für die variationsstatistischen Berechnungen wurde das zwischen Objektträger und Deckgläschen eingeschlossene Algenmaterial mit Hilfe des Zeichenapparates nach Edinger stark vergrössert (zirka 1400mal), auf ein Zeichenblatt projiziert und die Umrisse der Zellen mit scharfem, hartem Bleistift genau nachgezeichnet und ausgemessen. Die Kurven beruhen auf der Messung von je 200 Zellen, für die der arithme-

tische Mittelwert und der mittlere Fehler ausgerechnet wurden, nach den Formeln von Johannsen (1926)

$$\text{Mittelwert: } M = \Sigma \frac{p\,a}{n}; \text{ Streuung: } \delta = \pm \sqrt{\Sigma \frac{p\,D^2}{n}},$$

wobei

a = Klassenwerte,
p = Frequenz der einzelnen Klassenwerte,
n = Gesamtzahl aller Individuen,
D = Abweichung vom Mittelwert

bedeutet.

Zur Feststellung der Variationskurven verwandten wir Algenmaterial von ⅓ Knopagar, während Jaag in seinen Arbeiten über *Parmelia*- und *Cladonia*gonidien (1929), sowie über *Coccomyxa* Schmidle (1933) für den grössten Teil der biometrischen Messungen als Standardmedium ⅓ Knopagar + 2 % Glukose verwandte. Das mineralische Nährsubstrat entspricht wohl den natürlichen Verhältnissen eher und zeigt die Algen in besserem Entwicklungszustande.

## Die Familie der Caliciaceen.

Diese Flechtenfamilie aus der Reihe der *Coniocarpineae* umfasst nach der Darstellung bei Zahlbruckner in Engler Prantl (1926) die Gattungen: *Chaenotheca Th. Fr.* (ca. 20 Arten), *Calicium Pers.* (ca. 80 Arten), *Coniocybe* Ach. (ca. 8 Arten), *Stenocybe* Nyl. (ca. 4 Arten), *Pyrgidium* Nyl. (1 Art), *Sphinctrina* E. Fries (ca. 15 Arten). Die Gattung *Cyphelium* wird von Zahlbruckner in einer eigenen Familie, den *Cypheliaceen* von den *Caliciaceen* abgetrennt; nicht so bei A. L. Smith (1918), welche Autorin auch diese Gattung in die Familie der *Caliciaceen* einschliesst. Wenn wir also in unserer Arbeit von *Caliciaceen* sprechen, so tun wir es im Sinne A. L. Smiths.

Die Systematik dieser Flechtenfamilie ist aufgebaut auf die Fruchtkörper, die mehr oder weniger lang gestielt sind, auf die Farbe und Bereifung des Gehäuses, sowie auf die Grösse, Farbe und Septierung der Sporen. Der Natur der betreffenden Gonidien aber wurde keine besondere Beachtung geschenkt. Aus diesem Formenkreis konnten wir die Gonidien von insgesamt 15 Arten in Kultur ziehen. Sie entstammen bis auf 2 Klone den drei erstgenannten Gattungen, sowie den *Cypheliaceen*. Der grösste Teil der *Caliciaceen* ist in aussereuropäischen Gebieten beheimatet, und ausser einigen bei uns häufig vorkommenden Arten, wie *Calic. adspersum* Pers. syn. *Cal. roscidum* Ach., *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. und *Coniocybe furfuracea* Ach., sind sie mehr oder weniger selten aufzufinden.

1. *Coniocybe furfuracea* Ach. gesammelt von 8 verschiedenen Standorten:
   - *a)* Klon Nr. 3 auf einem Baumstrunk von *Picea excelsa* am Fongio bei Airolo 1480 m ü. M.
   - *b)* » » 11 auf losen Wurzeln an der Höhenpromenade n. Schatzalp Davos 1590 m ü. M.
   - *c)* » » 18 auf Granitfelsen ob Curaglia am Lukmanier 1360 m ü. M.
   - *d)* » » 23a auf Rottanne ob Klosters 1240 m ü. M.
   - *e)* » » 26 auf Wurzeln von Rottanne unterhalb Ibergeregg b. Schwyz. 1420 m ü. M.
   - *f)* » » 171 auf Wurzelstücken von *Picea excelsa* im Walde ob Bourg St. Pierre (Wallis) 1900 m ü. M.
   - *g)* » » 173 gleicher Standort wie Klon Nr. 171, ca. 500 m weit auseinanderliegend.
   - *h)* » » 4a auf Baumstrunk am Fongio bei Airolo 1450 m über Meer.
2. *Coniocybe furfuracea* f. *fulva Tr.*
   - *a)* Klon Nr. 17b auf Wurzeln ob Günterstal b. Freiburg i. Br. 300 m ü. M.
   - *b)* » » 19 gleicher Standort wie Klon Nr. 17b, ca. 200 m auseinanderliegend. 300 m ü. M.
3. *Coniocybe gracilenta* Ach.
   - *a)* Klon Nr. 51 auf Rottanne ob Rosenlaui b. Meiringen 1380 m ü. M.
4. *Calicium chlorinum* var. *exsertum* Nyl.
   - *a)* Klon Nr. 2 auf Gneis bei Günterstal b. Freiburg i. Br. 300 m ü. M.
   - *b)* » » 17a auf Gneis u. Wurzelresten b. Günterstal b. Freiburg i. Br. 300 m ü. M.
   - *c)* » » 19a wie Klon Nr. 17a.
5. *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr.
   - *a)* Klon Nr. 6 auf Rottanne vom Rotstock (Rigi) 1400 m ü. M.
   - *b)* » » 28 auf Rottanne im Böndler b. Wetzikon (Zch.) 535 m ü. M.
   - *c)* » » 54 auf Rottanne bei Lunz (Nieder-Österreich) 1400 m ü. M.
6. *Calicium minutum* Arn. (ersch. in Bearb. Keissler Rabenh. als *Calicium abietinum* var. *minutum* (Körb) Keissler.
   - *a)* Klon Nr. 48 auf Rottanne ob Tramelan (Jura) 990 m ü. M.
7. *Calicium trabinellum* Ach.
   - *a)* Klon Nr. 45 auf einem Baumstrunk am Cavlocciosee b. Maloja (Engadin) 1890 m ü. M.

8. *Chaenotheca melanophaea* Zwackh.
   *a)* Klon Nr. 9 auf Wurzeln von Rottanne ob. d. Gätterli am Rigi 1200 m ü. M.
   *b)* » » 63 auf Rottanne b. d. Bolgenschanze. Davos 1650 m ü. M.
9. *Chaenotheca melanophaea* f. *umbellata* Lettau.
   *a)* Klon Nr. 52 auf Bergahorn im Spiggengrund (Kiental) Berner Oberland. 1450 m ü. M.
10. *Chaenotheca trichialis* Hellb.
   *a)* Klon Nr. 10 auf Stamm und Wurzeln von Rottanne unterhalb Ischalp b. Davos. 1920 m ü. M.
11. *Chaenotheca phaeocephala* var. *hispidula* (Ach.) Keissler.
   *a)* Klon Nr. 27 auf Stamm von Eiche beim Hofgut Unterbergiswil, Meggen (Kt. Luzern). 447 m ü. M.
12. *Chaenotheca stemonea* Zwackh.
   *a)* Klon Nr. 29 auf Esche am Greifensee. 440 m ü. M.
13. *Chaenotheca bruneola* Müll. Aarg.
   *a)* Klon Nr. 42 auf Arvenstrunk vom Hahnensee b. St. Moritz (Engadin). 2150 m ü. M.
14. *Cyphelium tigillare* Ach.
   *a)* Klon Nr. 66 auf Rottanne b. Ibergeregg (Schwyz). 1420 m ü. M.
15. *Cyphelium inquinans* Trevis f. *minor* Vain.
   *a)* Klon Nr. 49 auf Rottanne ob Rosenlaui b. Meiringen 1380 m ü. M.

## Die Gonidien der vorerwähnten Flechtenarten.

Unsere Untersuchungen ergaben, dass in den 15 verschiedenen Flechtenarten vier verschiedene Gonidientypen vertreten sind :

1. *Stichococcus :* Wir fanden *Stichococcus*algen in der Gattung *Coniocybe,* und zwar in den Arten

   *Coniocybe furfuracea* Ach. (von 8 verschiedenen Standorten).
   *Coniocybe furfuracea f. fulva* Ach. (2 Standorte).
   *Coniocybe gracilenta* Ach. (ein Standort).
   Sodann in der Gattung *Chaenotheca* in den Arten

   *Ch. melanophaea* Zwackh.
   *Ch. trichialis* Hellb.
   *Ch. stemonea* Zwackh.
   *Ch. bruneola* Müll. Arg.
   *Ch. melanophaea* f. *umbellata* Lettau.

2. *Cystococcus :*
   Diese Gonidie war vertreten in drei Gattungen :
   a) *Calicium* in den Arten
      *Cal. abietin* var. *minut.* (Körb) Keissler
      *Calic. trabinellum* Ach.
   b) *Chaenotheca* in der Art *Ch. chrysocephala* (von 3 Standorten) und
   c) *Cyphelium* in den Arten *C. tigillare* Ach. und *C. inquinans* Trevis *f. minor* Vain.
3. *Chlorella* wurde in einer einzigen Art, nämlich *Calic. chlorinum* var. *exsertum* Nyl. beobachtet, von drei verschiedenen, freilich sehr nahe beieinander liegenden Standorten herrührend. Dies ist das erstemal, dass diese Algengattung als wirkliche Gonidie gefunden wurde.
4. *Trentepohlia* wurde beobachtet bei *Chaenotheca phaeocephala* var. *hispidula* (Ach.) Keissler. Dazu ist freilich zu bemerken, dass die Bestimmung, die uns Herr Hofrat Dr. K. Keissler in liebenswürdiger Weise ausführte, möglicherweise nicht ganz sicher ist, da, obwohl die Apothecien zahlreich waren, nur wenige Sporen gefunden werden konnten.

## Die Cystococcusalgen.

### Morphologischer Vergleich.

In unsern Untersuchungen zogen wir 7 Klone von *Cystococcus*-algen, eine davon wurde als freilebende Alge gefunden und die übrigen aus Flechtenthalli isoliert.

Diese von Naegeli (1848) aufgestellte Gattung war in neuerer Zeit Gegenstand mehrerer eingehender Arbeiten : Treboux (1912), Chodat (1913), Petersen (1915), Warén (1920) und Jaag (1929) widmeten sowohl der freilebenden, wie namentlich aber der als Flechtenkomponente vorkommenden Alge umfangreiche Untersuchungen und verglichen ihre Resultate auch mit den Ergebnissen früherer Forscher. So können wir darauf verzichten, die Geschichte dieser viel diskutierten Algengattung aufs Neue darzustellen; dagegen werden wir vielfach Gelegenheit haben, auf diese Arbeiten hinzuweisen.

Ein Überblick über die Kulturen zeigt, dass sämtliche unserer zu *Cystococcus* gehörenden Klone sich nach dem Aussehen der Kolonie auf festem Medium, sowie auch in ihren Ansprüchen an die Nährsubstrate sich im allgemeinen in die Reihe der von Jaag (1929) gezüchteten *Cystococcus*gonidien einreihen lassen.

Der Kolonietypus ist wie dort einheitlich : Auf Glukoseagar eine mehr oder weniger runde Kolonie mit unregelmässigem, gelapptem Rand und einer morphologisch ausgeprägt geformten Oberfläche der Kolonie.

Typisch ist bei allen Formen die Ausbildung von vermicelleartigen Erhöhungen und Vertiefungen, die einem « Gebirge en miniature » vergleichbar sind. Die Oberfläche der Kolonie ist matt (nicht glänzend), von heller oder dunkler frischgrüner Farbe, manchmal von körnigem Aussehen. Die Kolonie ist in der Mitte immer (manchmal sehr ausgesprochen) erhöht. Auf glukosefreiem Medium gleichen sich alle Klone recht weitgehend, indem sie dort ein langsames Wachstum zeigen und

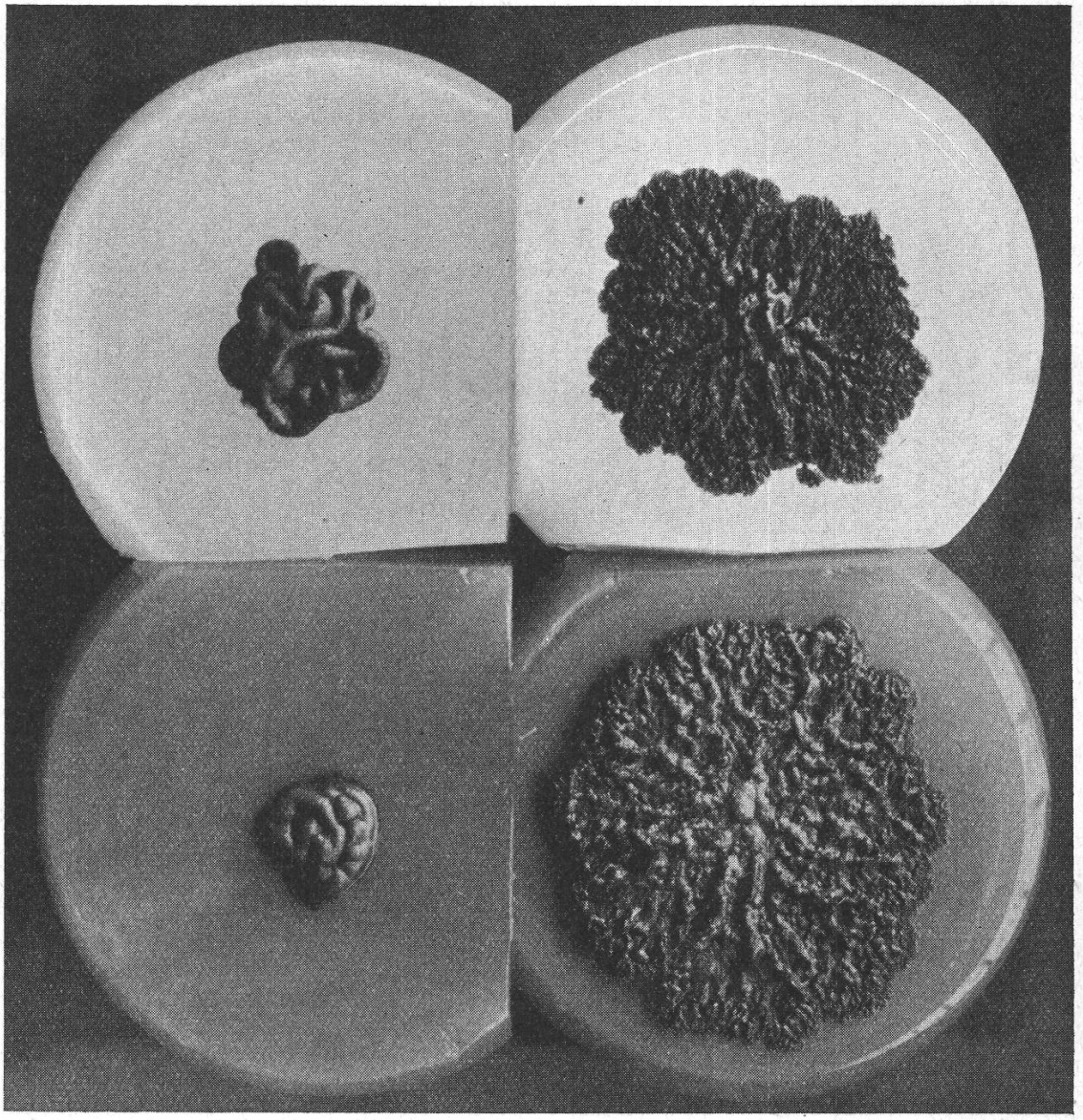


Photo E. Rüst

Fig. 1 B.

Zwei Gonidienklone aus *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. von zwei verschiedenen Standorten. Links : *Cystococcus Cladoniae furcatae* Chod. (Klon Nr. 28) auf Glukose-Agar (oben), auf Malz-Agar (unten). Rechts : *Cystococcus Cladoniae endividiaefoliae* Chod. in litt. (Klon Nr. 54) auf Glukose-Agar (oben) und Malz-Agar (unten). Zirka natürliche Grösse.

kleine, nur wenige Millimeter grosse, runde, formlose, flache Kolonien bilden von dunkelgrüner matter Farbe. Auffallend ist, dass diesen Algen auch Malzagar als Nährstoff ausgezeichnet dient; mit einer einzigen Ausnahme (Klon Nr. 28) werden auf diesem Substrat die Kolonien noch wesentlich grösser als auf Glukoseagar (Fig. 1 B). Innerhalb der Gruppe unserer *Cystococcus*algen zeigen sich nun, wie dies für die Gonidien der *Cladonia*- und *Parmelia*flechten gefunden wurde (Jaag, 1929), wiederum spezifische Unterschiede, welche die Einreihung in verschiedene Arten notwendig machen.

Wenn es sich um die Vergleichung mit einerseits den Gonidien des *Parmelia*typus und anderseits des *Cladonia*typus handelt (Jaag, 1929), so müssten unsere Gonidien auf der Seite der *Cladonia*gonidien eingereiht werden. Ja, wir finden bei den *Caliciaceen*algen Formen, deren Kolonien mit denjenigen der Gonidien in der Gattung *Cladonia* durchaus identisch sind.

So muss unser Klon Nr. 6 vom Rigi als zum mindestens sehr nahe zu *Cystococcus endiviaefoliae* Chod. gestellt werden (Collect. Nr. 104 Chod.). Diese Gonidie stammt aus der Flechte *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr., von der wir Material von drei Standorten in Kultur bekamen. Der zweite dieser Klone stammt aus Lunz (Nr. 54) und muss mit Klon Nr. 6 als identisch bezeichnet werden. Wir haben hier also einen Fall, wo eine Flechte von weit auseinanderliegenden Standorten (Zentralschweiz und Niederösterreich), identische Gonidien führt. Und der Gonidientypus wiederum ist identisch mit demjenigen einer andern Flechtengattung. Interessant ist nun aber, dass der dritte unserer Klone (Nr. 28) aus diesem Typus herausschlägt und eine Kolonie bildet, die mit *Cystococcus Cladoniae furcatae* Chod. (Collect. Nr. 60 Chod.) zu identifizieren ist.

Die Gonidie aus den beiden *Cypheliaceen* Klon Nr. 66 aus *Cyphelium tigillare* Ach. und Klon Nr. 49 aus *Cyphelium inquinans* Trevis *f. minor* Vain. stellen wiederum einen andern Typus dar, deren Kolonien mit der von Chodat (1913) aus *Cladoniaa fimbriata* Ach. (No. 105 Collect. Chod.) isolierten Gonidie *Cystococcus irregularis* Chod. sehr ähnlich sind. Besonders Klon Nr. 49 stimmt mit der von Chodat gegebenen Beschreibung so gut überein, so dass sie als identisch bezeichnet werden kann, während Klon Nr. 66 infolge seiner grösseren Zellen als eigene neue Art zu betrachten ist.

Die Gattung *Calicium* ist in unsern Untersuchungen mit einem Gonidienklon aus *Calic. minut.* Arn. (Klon Nr. 48) vertreten. Klon Nr. 48 erinnert an Klon Nr. 6, muss aber seiner lockeren, weniger regelmässigen Kultur zufolge als ein selbständiger Stamm bezeichnet werden.

Der freilebende *Cystococcus* Klon Nr. 50 a, der auf dem Ast einer Rottanne ob Rosenlaui b. Meiringen einen kleinen Rasen bildete, gehört dem Kolonietypus nach ebenfalls in die Nähe von Klon Nr. 54, also

auch *Cystococcus endiviaefoliae* Chod. Seine Kolonien sind aber immer viel kleiner, sein Wachstum ist viel geringer, so dass wir genötigt sind, ihn als eigene Varietät aufzufassen : *Cystococcus endiviaefoliae* Chod. in litt. var. *parva* nov. var.

Unter dem Mikroskop sind die Unterschiede der verschiedenen *Cystococcus*algen gering. Wir finden, vor allem, wenn die Gonidien noch mit den Pilzhyphen zusammenhängen, immer wieder das gleiche Bild : Kugelige Zellen mit zentralem, am Rande gelappten Chromatophor mit mehr oder weniger gut sichtbarem Pyrenoid. In Reinkulturen, um die es sich in den folgenden Mitteilungen handelt, sind die Zellen hie und da breit eiförmig, ellipsoidisch. Die Grösse der Mutterzellen (für die biometrischen Messungen wurden nur solche gezeichnet) wechselt in unsern Arten zwischen 6—30 $\mu$ Durchmesser. Die Zellmembran ist bei jungen Zellen in der Regel sehr dünn, bei alten Zellen wird sie allmählich dicker. An ausgewachsenen Zellen beträgt die Dicke etwa 0,6—0,8 $\mu$. In unsern Versuchen haben wir festgestellt, dass die Dicke der Membran besonders von Nährstoffeinflüssen und auch von der Temperatur abhängig ist. Bei höheren Temperaturen fiel bei den sich nicht mehr vermehrenden Zellen immer die besonders dicke Membran auf; manchmal war sie sogar geschichtet und die Zellen machten den Eindruck von Dauerstadien. Das Pyrenoid wird bei Anhäufung von Reservestoffen, besonders auf glukose- und malzhaltigen Nährlösungen, oft verdeckt; es kann aber durch Färbung mit Jod auch dann sichtbar gemacht werden. In älteren Kulturen trifft man oft als Reservestoff ein fettes Öl an, welches sich mit Osmiumsäure nach einiger Zeit schwarz färbt. Stärke konnte in deutlicher Blaufärbung nicht nachgewiesen werden. Dies stimmt überein mit den Befunden von Warén (1920), der aber nicht daran zweifelt, dass es sich trotzdem um richtige Stärke handelt. Charpentier (1903) wies auf die vermehrte Stärkebildung im Dunkeln hin; wir konnten aber bei unsern wiederholten Temperaturversuchen in den Thermostaten keine solche Beobachtung machen.

Die Vermehrung vollzieht sich durch Autosporen und durch Zoosporen.

Bei der Bildung von Tochterzellen ist innerhalb der Mutterzellmembran zuerst eine Teilungsebene zu beobachten, die durch den Kern und die mittlere Partie des Chromatophors verläuft. Bei einem spätern Stadium kann man den Zellkern und das Pyrenoid nicht mehr erkennen, worauf schon Fanintzin und Baranetzky (1867) und Warén (1920) hingewiesen haben. Die Sporangien enthalten verschieden viele Autosporen, 16, 32 und mehr. Bei Klon Nr. 28 *Cystococcus Cladoniae furcatae* Chod. aus *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. fanden wir einmal mehr als hundert. Warén (1920) und Jaag (1929) geben deren zirka 120 für *Cladonia*gonidien an. Beim Verlassen der Mutterzelle haben die Sporen fast alle die gleiche Grösse. Zoosporen

wurden bei allen unsern *Cystococcus*arten aufgefunden. Sind die Zoosporen reif, so zerreisst die Mutterzellmembran und die Zellen schwärmen aus, ohne zunächst in einer Blase auszutreten (Jaag 1929). Das Ausschwärmen wurde zu allen Tageszeiten beobachtet und scheint nicht an eine Periodizität gebunden zu sein. Die Temperatur hat einen wesentlichen Einfluss auf die Bildung von Zoosporen : eine niedere Temperatur scheint sie zu beschleunigen und eine hohe Temperatur überhaupt zu verhindern, was bei allen Temperaturexperimenten beobachtet werden konnte. Auf glukosehaltigem Milieu ist die Bildung viel reichlicher und regelmässiger als nur auf mineralischen Nährböden, worauf schon Jaag (1929) hingewiesen hat. Besonders reiche Zoosporenbildung konnte immer auf den Kulturen mit Malzextraktnährböden beobachtet werden, während ein vergleichender Versuch mit verschiedener Glukosekonzentration von 2 %, 5 % und 10 % keine bemerkenswerten Unterschiede zeigte. Die Zoosporen, die wir bei den Gonidien der *Caliciaceen* treffen, haben verschiedene Formen. Am häufigsten kommen solche von länglich-ovaler, birnförmiger Form vor, welche an einem Ende etwas zugespitzt und etwa 2—3mal so lang wie breit sind; die beiden Cilien sind von gleicher Länge und etwa 1—2mal so lang wie der Zoosporenleib. Daneben aber konnten öfters runde Zellen beobachtet werden, wobei die beiderlei Zoosporen aus verschiedenen, aber gleich aussehenden Mutterzellen ausschlüpfen. (Vgl. Jaag, 1929.) Die Autosporen besitzen schon beim Verlassen der Mutterzelle ein deutliches Pyrenoid. Die leere Mutterzellmembran wird rasch aufgelöst und nur ausnahmsweise sieht man leere Hüllen im mikroskopischen Feld.

Über die Ansprüche an das Nährsubstrat, das Verhalten in verschiedenen Temperaturen und auf verschiedenen Stickstoffquellen wird in den entsprechenden Abschnitten berichtet.

## Chlorella.

Wir erhielten Gonidien, die dieser Gattung angehören, in Einzellkulturen aus der Flechte *Calicium chlorinum* var. *exsertum* Nyl. und zwar in drei Klonen vom gleichen Standort, auf Urgestein und Wurzeln bei Günterstal (Freiburg i. Br.). Sie gehören alle in den Formenkreis der *Chlorella lichina* Chod. Chodat (1913) fand diese Alge als Epiphyt auf *Cladonia rangiferina* und auf Pilzen, z. B. *Polyporus versicolor, Polyporus hirsutus* u. a. Nach A. L. Smith wäre diese Gonidiengattung bereits von Chodat in der erwähnten *Cladonia*flechte gefunden worden. A. L. Smith schreibt darüber (1921) : « Chodat distinguishes between *Cystococcus* and *Chlorella* in that *Cystococcus* may form zoospores (though rarely) *Chlorella* only aplanospores. He found three gonidial species, *Chlorella lichina* in *Cladonia rangiferina, Chl. viscosa* and *Chl. Cladoniae* on other *Cladonia* spp. » Diese Dar-

stellung beruht aber auf einem Irrtum. Denn Chodat schreibt ausdrücklich (1913) über *Chlorella lichina :* « J'ai isolé cette espèce à partir de triages des gonidies du lichen *Cladonia rangiferina* L. Elle ne saurait être confondue avec les gonidies de ce lichen telles qu'on les observe en place. Elle doit donc être considérée comme un épiphyte. » Bei *Chlorella viscosa* Chod. : » Ce *Chlorella* a été isolé à partir de triages effectué dans le but d'isoler les gonidies du *Cladonia endiviaefolia* Fl. » und bei *Chlorella Cladoniae* Chod. : « Isolée de triages de

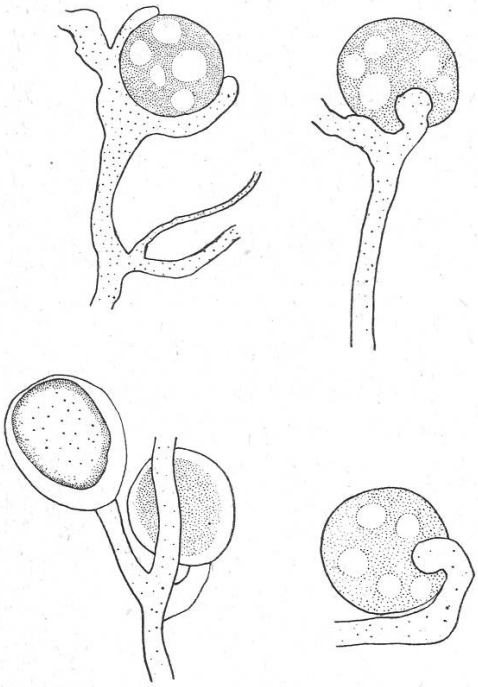


Fig. 1.
*Chlorella*gonidien in situ. Pilzhyphen umfangen die Algenzellen.

gonidies des lichens *Cladonia rangiferina* L. et *Cladonia endiviaefolia* Fl. (N° 62 de la collection et n° 68 de la collection Chod.). »

Bezüglich der Zugehörigkeit der *Chlorella*algen zum Flechtenthallus war also grosse Vorsicht geboten. Wir verglichen darum zu wiederholten Malen unsere Einzellkulturen mit dem Bilde der Gonidienzellen im Flechtenthallus und konstatierten vollkommene Übereinstimmung (Fig. 1).

Unsere Kulturen, welche aus Aussaaten mittels der Methode des Mikromanipulators hervorgegangen sind, erwiesen sich alle als *Chlorella lichina* Chodat nahe verwandt. Aus unsern vergleichenden Untersuchungen geht hervor, dass die 9 Klone (freilebende und Gonidienalgen) sich in 4 Arten aufteilen lassen :

*a) Chlorella lichina* Chod. var. *viridis* nov. var.
Klon Nr. 2

*b) Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var.
Klon Nr. 19 a, 30 und 34

c) *Chlorella lichina* Chod. Klon Nr. 21 b, 24 a
d) *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var.
Klon Nr. 5, 17 a und 61.

Sie zeichnen sich alle aus durch kugelige bis breitovale, ausgewachsene Zellen mit meistens glatter Membran und muldenförmigem Chromatophor, der nicht die ganze Zellwand bedeckt und ein deutliches Pyrenoid enthält. Ihnen allen gemeinsam ist auch die Form der Autosporen und der noch nicht ganz ausgewachsenen Zellen. Letztere sind ausgesprochen länglich bis oval. Die Zellen sind einzeln oder hängen in losen Klumpen zusammen. Als Assimilationsprodukt tritt manchmal Stärke und fettes Öl auf. Sie vermehren sich ausschliesslich durch Autosporen; Zoosporen konnten nie festgestellt werden.

Vergleicht man die Ergebnisse der makroskopischen Betrachtung und der mikroskopischen Analyse, so ergibt sich, dass alle diese sieben Klone untereinander verschiedene systematische Einheiten sind. Nach der mikroskopischen Untersuchung sind sie zwar wenig differenziert und nur die Form der Kolonie in Reinkulturen erlaubt uns, die verschiedenen Arten genau zu unterscheiden. Mikroskopisch liessen sich die erwähnten neun Klone aufteilen in drei Gruppen : Nr. 5, 17 b und 34 mit etwas kleineren Zellen (Nr. 5 : 8,3 $\mu \pm 1{,}1$), sodann Klon Nr. 19 a, 21 b, 24 a, 30 und 61 mit mittelgrossen Zellen und Nr. 2 mit ausgesprochen grossen Zellen (12,7 $\mu \pm 0{,}51$).

Viel ausgeprägter aber zeigen sich die spezifischen Unterschiede in der Morphologie der Kultur (Kolonie auf Glukoseagar, ⅓ Knop + 1 % Glukose).

Die Kolonien unterscheiden sich durch ihre Wuchsform, ihre Grösse und die Gestaltung ihrer Oberfläche. Auf diesen Unterschieden in Verbindung mit den Ergebnissen der mikroskopischen Beobachtung baut unsere Systematik auf.

Zunächst bilden, was die Form der Kolonie anbetrifft, die Klone Nr. 5, 17 a und 61 eine mehr oder weniger einheitliche Gruppe. Die Kolonie ist rund, mit regelmässig gerillten sehr feinen Erhebungen und Vertiefungen auf der ganzen Oberfläche. Innerhalb dieser drei Klone, obschon vom gleichen Typus, ist nun aber die Morphologie der Kultur noch verschieden. So zeigt Nr. 17 a als Eigenart neben einer grösseren Kolonie die Ausbildung einer nicht oder weniger gerillten Oberfläche und eines Randes. Dieser Rand ist bei Klon Nr. 5 nicht ausgebildet. Diese drei Klone müssen als Stämme einer Art aufgefasst werden, sofern nicht auf Grund der verschiedenen Grössen Nr. 61 von Nr. 5 und 17 a abgetrennt werden muss. Wir ziehen vor, es nicht zu tun, da der mittlere Längenunterschied nicht einmal den dreifachen Wert des mittleren Fehlers beträgt. Wir nennen sie *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var. (Stamm 1 = Klon Nr. 5, Stamm 2 = Klon Nr. 61, und Stamm 3 = Klon Nr. 17 a).

Alle diese Kulturen weisen auf Knopagar ohne Glukose dieselbe Kolonie auf, die höchstens in der Grösse variiert: dunkelgrün glänzend mit glatter Oberfläche, ohne irgendwelche Verfärbung mit dem Alter. Charakteristisch für sie in glukosehaltigem Nährmedium ist, dass sie sich mit dem Alter nach gelb zu verfärben, d. h. dass offenbar im Verhältnis zum Chlorophyll mehr Xanthophyll entwickelt wird. Ganz besonders fällt dies bei den Klonen Nr. 2, 5, 17 a, 24 a und 61, etwas weniger bei Nr. 19 a, 30 und 34 auf.

Wurden die drei Klone Nr. 5, 17 a und 61 als Stämme derselben systematischen Art erachtet, so müssen die Klone Nr. 2, 19 a und 21 b dagegen als selbständige Arten aufgefasst werden.

Am nächsten stehen unter unsern Klonen dem Arttyp, der Chodat (1913) bei der Beschreibung der *Chlorella lichina* vorlag, unsere Nummern 21 b und 24 a. Die Form der Kolonie gleicht bis ins Einzelne der Abbildung, die er in seinem Werk (1913) gegeben hat. Wir bezeichnen darum die beiden Nummern als *Chlorella lichina* Chodat.

Unter den übrigen Klonen ist keiner, der mit dieser Art identifiziert werden könnte.

Klon Nr. 2 ist charakterisiert durch eine Kolonie, die vom beschriebenen Typus sehr stark abweicht. Der Rand der Kolonie ist unregelmässig fein gelappt, die Oberfläche von zentrischen und radialen Rillen durchfurcht. Das Zentrum ist etwas erhaben und von hellerer Farbe. Wir nennen diese Art *Chlorella lichina* Chod. var. *viridis* nov. var.

Klon Nr. 19 a weist die grössten Kolonien auf. Diese sind dem Substrat eng anliegend, auffallend dünn, talerförmig mit sehr wenig differenzierter Oberfläche (radialen und konzentrisch angeordneten Rillen, die nach dem Rande zu immer mehr verschwinden). Die Kolonie bekommt mit fortschreitendem Alter eine gelbgrüne Farbe; nur unweit des Randes ist in allen Kulturen nach beiden Seiten abklingend ein dunklerer Ring zu beobachten. Wir nennen diese Art *Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var. (Tafel 4, Abbildung 1).

Später kamen noch neu hinzu die freilebenden Klone Nr. 30 und Nr. 34. Die beiden scheinen nach dem Aspekt der Kolonie mit Klon Nr. 19 a, *Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa*, identisch zu sein.

## Die Stichococcusalgen.

Den weitaus grössten Teil unserer Untersuchungen verwandten wir auf das Studium der *Stichococcus*gonidien. Sie sind die häufigsten Gonidienalgen in der Familie der *Caliciaceen*. Wir isolierten sie aus 8 verschiedenen Flechtenarten von 16 verschiedenen Standorten.

Es ist bei diesen Flechtenarten, wie bei so manchen andern, sehr schwierig, die Natur der Gonidie in situ zu bestimmen; wohl lassen sich in Quetschpräparaten viele Stellen erkennen, in denen *Stichococcus*algen ganz deutlich umsponnen sind von verzweigten Pilzhyphen, und

wir hegen kaum Zweifel, dass unsere Bestimmungen an Hand des Materials in situ richtig sind. Dann gibt es aber freilich zwischen hinein verstreut Komplexe, in denen die Zellen rundlicher sind und bei denen es sehr schwer hält, festzustellen, ob es sich um eine Nebensymbiose handelt, d. h. dass in dem Quetschmaterial zufällige lichensierte Stadien flechtenfremder Algen zwischen der Hauptsymbiose, z. B. *Chaenotheca bruneola* Müll. Arg. mit *Stichococcus*gonidien wuchern (siehe Fig. 2 und 3).

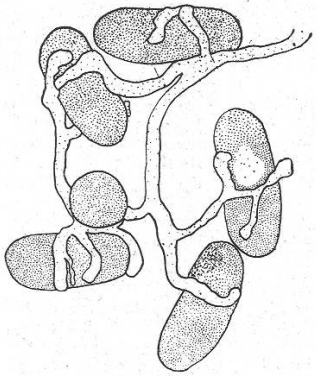
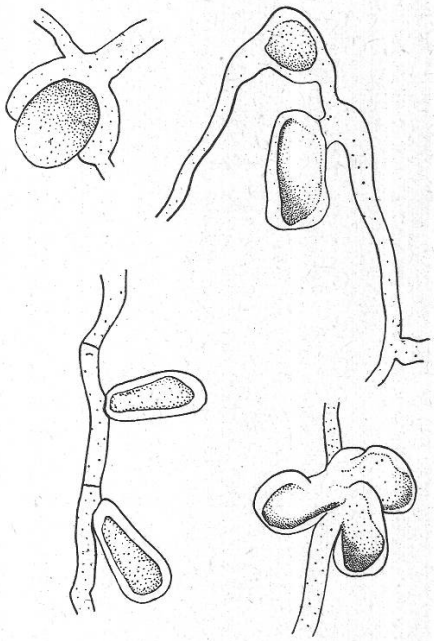


Fig. 2 (links). *Stichococcus*gonidien in situ aus *Chaenotheca stemonea* Zwackh.

Fig. 3 (rechts). *Stichococcus*gonidien in situ aus *Coniocybe furfuracea* Ach.



Ein makrokopischer Überblick über die Kolonien sämtlicher untersuchter *Stichococcus*klone auf Glukoseagar zeigt ein ausserordentlich einheitliches Bild. Es sind wohl in Grösse, Oberfläche, Farbe und Musterung der Kolonie Verschiedenheiten zu beobachten, die nur in wenigen Fällen für sich allein erlauben würden, Arten oder Rassen zu unterscheiden. Dies z. B. bei Klon Nr. 26, welcher eine auffallend charakteristische Kolonie aufweist. Alle andern Klone unterscheiden sich nur durch die Grösse der Kolonie. Der Kolonietypus ist unter den vorgenannten Entwicklungsbedingungen knopfartig, ziemlich regelmässig; runde, leicht gewölbte Kolonie von saftig dunkelgrüner Farbe, glänzend und von unbedeutender Musterung.

Auf ⅓ Knopagar zeigen einige der Kolonien, und zwar alle Gonidien aus *Coniocybe furfuracea* Ach. und weiterhin zwei freilebende Arten, durchwegs interessante hellgrüne, granulierte, staubförmige, körnige Auswüchse, was der Kolonie ungefähr das Aussehen einer Flechte vom Typus der *Lepraria* gibt. Bemerkenswerterweise tritt diese Erscheinung vor allem während der kalten Jahreszeit auf, ist aber etwas spärlicher auch im Sommer zu beobachten. Trotz verschiedener Untersuchungen konnten wir die Ursache dieser Erscheinung nicht aufklären. Die mikro-

skopische Untersuchung zeigte, dass diese Zellen weniger Chlorophyll enthalten, und dass starke Klumpenbildung vorhanden ist. Proben aus gewöhnlichen Kolonien (und zwar von den jüngsten Zellen am Rand) zeigen viel mehr Farbstoff und überhaupt keine Klumpenbildung, und sind auch regelmässiger in der Form. Es ist also anzunehmen, dass diese Paketbildung den eigentümlichen Anblick, welche die Kulturen zeigen, hervorruft.

Ältere Kulturen bringen die tieferen individuellen Unterschiede der einzelnen Stämme viel deutlicher zum Ausdruck. In diesen rund 6—8 Monate alten Kulturen sind tatsächlich auffallende Unterschiede zu beobachten, die sich namentlich auf die Färbung und Musterung der Kolonie beziehen. So fällt Nr. 58 (freilebender Stichococcus) auf durch eine ockergelbe Kolonie und Nr. 60, ebenfalls freilebend, durch eine wachsartig sich verfärbende Kolonie mit einem etwa 2 mm breiten deutlichen grünen Rand, Nr. 65, Epiphyt auf *Xanthoria parietina* Ach., durch ein dunkelgrünes Zentrum der Kolonie mit einem etwa 2—3 mm breiten gelben Rand, Nr. 25 d, freilebend, durch eine etwas verfliessende und intensiv gelb sich färbende Kolonie. Dieser letzteren gleichen weitgehend Klon Nr. 173 und 171 *(Coniocybe)* und Klon Nr. 20 (Epiphyt), sowie Nr. 17 b (wenn auch kleinere Kolonie), Nr. 7, freilebend vom Rigi, und weniger deutlich auch Nr. 4 a *(Coniocybe)*. Dagegen zeigen in dieser Serie eine sich *nicht* verfärbende Kolonie Nr. 11, 19, 23 a, 24 b, 42, 59 und 63.

Man sieht also, dass, wenn auch bei den sich verfärbenden Kolonien zum grösseren Teil freilebende Formen vorhanden sind, ein prinzipieller Unterschied zwischen freilebenden *Stichococcus*algen und in Flechten eingeschlossenen Algen nicht vorhanden ist.

Es liesse sich denken, dass in diesem phylogenetisch offenbar noch jüngeren Flechtentypus die Veränderung durch den Pilz noch nicht so weit fortgeschritten ist, wie bei den offenbar höherstehenden *Parmeliaceen.*

Mikroskopisch betrachtet, kann man die einzelnen *Sticchococcus*-klone fast nur durch die Grösse der Zellen unterscheiden. Sie sind eigentliche Fadenalgen, aber meistens nur in einzelnen Zellen zu beobachten, weil die Fäden sehr leicht auseinanderfallen. Gewisse Nährstoffeinflüsse, vor allem einzelne Stickstoffquellen, vermögen fast alle von uns untersuchten Klone zur Fadenbildung anzuregen. Die einzelnen Zellen sind im allgemeinen zylindrisch, mehr lang als breit, mit mehr oder weniger leicht abgerundeten Ecken, welche Erscheinung oft vom Substrat, auf dem sie wachsen, abhängt. Andere Zellen wieder sind mehr quadratisch, fast so lang wie breit; die dritte Gruppe endlich ist charakterisiert durch zylindrische Zellen, die vielmal länger als breit sind. Der Chromatophor ist immer parietal, ziemlich schmal und von heller bis dunkelgrüner Farbe.

Die Vermehrung dieser Alge geschieht durch Querteilung der Zellen. Zoosporen konnten nie festgestellt werden. Der Einfluss der Temperatur auf die Entwicklung der Algen ist sehr gross; bei einzelnen Klonen konnten wir bei tiefen und hohen Temperaturen Längenunterschiede bis zu 10—15mal gesteigerten Zellängen beobachten.

Hieraus ergibt sich, dass, wenn man den Einfluss der Temperatur auf die Form der Zellen betrachtet, die Gattung *Stichococcus* doch plastischer ist, als die früheren Autoren dies angeben.

In der systematischen Bearbeitung der *Stichococcus*algen ist man einigermassen in Verlegenheit, da die früher aufgestellten Arten kaum durch mehr voneinander unterschieden sind als durch ihre Grössenmasse und ihr Längen-Breitenverhältnis. Nun überschneiden sich aber die einzelnen Arten sehr weitgehend, wenn man ganze Kulturserien vor sich hat, und diese Verhältnisse nicht an einzelnen (besonders auffallenden) Exemplaren, sondern an einem ganzen Klon prüft, so werden die Zahlen nicht so schön auseinanderliegend, wie dies in der systematischen Literatur angegeben ist.

Immerhin, nachdem R. Chodat (1913) durch seine grundlegenden Untersuchungen in diesem Formenkreise, soweit sein eigenes Material reichte, und die vor ihm publizierten Arten noch überprüft werden konnten, Ordnung geschafft hatte und auch Heering (1914) und Grintzesco und Peterfi (1932) seinen Überlegungen folgten, war eine einigermassen sicherere Basis als Ausgangspunkt geschaffen.

Mit F. Chodat (1929) sind wir der Ansicht, dass, wenn man nur die Grössenmasse berücksichtigt, die ganze grosse Gesellschaft der in vielen Arten beschriebenen *Stichococcus*algen sich auf drei oder vier Spezies reduzieren.

Wir möchten an die Basis der Systematik der fraglichen Gruppe die Grössenverhältnisse stellen und erst nachher die Erscheinung der Kolonie und die physiologischen Eigenheiten berücksichtigen. Schwierig ist dabei dann freilich die Abgrenzung zwischen den Arten, da wie oben erwähnt, die Überschneidungen sehr gross sind. Heering (1914) und nach ihm Grintzesco und Peterfi (1932) begnügen sich mit der Aufteilung in drei morphologische Gruppen:

1. Zellen so lang wie breit oder um weniges länger als breit;
2. Zellen mehrmals (sechsmal bei Heering) länger als breit;
3. Zellen 10—20mal länger als breit.

Legt man diese Gruppierung Heerings unserer Bearbeitung zugrunde, so fallen sämtliche Arten in die zweite und dritte Gruppe.

Unsere Klone Nr. 59 und Nr. 63 müssen als neue Arten aufgestellt werden, da sie namentlich in den Grössenverhältnissen mit den bisher beschriebenen Arten nicht übereinstimmen. Sie gehören in die Nähe des *Stichococcus exiguus* Grintzesco und Peterfi (1932); ihre Zellen

sind aber für diese Art zu breit. Der Kolonietypus gleicht weitgehend demjenigen von *Stichococcus bacillaris* Nägeli. Für diese Art sind aber die Zellen wiederum zu lang. Einfache, einheitlich gefärbte Kolonie von frisch grüner Farbe, mit dem Alter sich nicht verfärbend. Das von Chodat für *Stichococcus bacillaris* Näg. angegebene helle Rändchen an der Kolonie fehlt für diese Form. Dazu ist freilich zu sagen, dass in unseren Parallelkulturen des von Herrn Professor F. Chodat uns freundlich überlassenen Klons von *Stichococcus bacillaris* Näg. (Nr. 16 Algothek Chodat) auch nicht immer dieses Rändchen vorhanden ist. Untereinander sind diese beiden Klone wiederum nicht identisch, was sich am verschiedenen Durchmesser der gleichaltrigen Kolonien zeigt, und auch an den verschiedenen Grössenmassen. Die Zellen von Klon Nr. 63 sind kleiner, sie sind auch weniger breit und schlanker als Nr. 59. Da wir aber in der Aufteilung nicht weitergehen möchten, als dies unbedingt notwendig ist, so führen wir die beiden Klone weiter als *Stichococcus chloranthus* nov. spec. Stamm I = Klon Nr. *59* und *Stichococcus chloranthus* nov. spec. Stamm II = Klon Nr. *63*.

Innerhalb der nach den Formen und der Grösse für *Stichococcus bac.* Näg. zu bezeichnenden Klone müssen Nr. 173 a und Nr. 51 und Nr. 20 abgetrennt werden, als ein spezieller Stamm, indem diese Kolonien ausgiebig Schleim bilden, verfliessen und ein grösseres Wachstum zeigen als die übrigen Stämme der Art, und überdies sich hell, milchig bis gelb verfärben. Wir führen den Klon weiter als *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* Stamm II = Nr. 20. Man könnte diesen Stamm nennen *Stichococcus bac.* Nägeli var. *mucigena* nov. var. Stamm II und Nr. 173 a und Nr. 51 als *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* nov. var. als Stamm I. Diese beiden Klone können nach der Kolonie und den Grössenverhältnissen als identisch bezeichnet werden.

Die Klone Nr. 4 a, 7, 11, 17 b, 21, 22, 26 und 65 zeigen ein dem Klon von *Stichococcus bacillaris* Nägeli Typ ähnliches Wachstum. Die Kolonie verfärbt sich aber mehr oder weniger stark nach gelb zu. Die Schleimbildung ist viel geringer als bei *Stichococcus bacillaris* var. *mucigena*. Die geringen Unterschiede in der Kolonieform und den Grössenverhältnissen dieser 8 Klone umfassenden Gruppe erlauben nicht, diese weiter aufzuteilen. Wir fassen sie zusammen als *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var.

Nr. 23 a entspricht dem *Stichococcus bacillaris* Nägeli.

Als *Stichococcus bacillaris* var. *elegans* bezeichnen wir Nr. 18 und Nr. 171. Diese Form entspricht den Grössenverhältnissen von *Stichococcus bacillaris* Nägeli; die Zellen sind aber viel schlanker als der Typus und auffallend gerade, schön stäbchenförmig und einheitlich im Material, wodurch die Form unter den andern besonders auffällt. Wir

müssen sodann die beiden Klone als getrennte Stämme auffassen, da Nr. 171 sich hell verfärbt, Nr. 18 das aber nicht tut.

*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *elegans* nov. var. Stamm I = Nr. *18.*
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *elegans* nov. var. Stamm II = Nr. *171.*

Nr. 25 d, 29 und 42 müssen als besondere Varietät von *Stichococcus bacillaris* Nägeli als *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *crassa* nov. var. vom Typus abgetrennt werden, da ihre Breite über die als Grundlage genommene Masse hinausgehen. Auch in dieser Gruppe muss eine Unterteilung vorgenommen werden. Wir bezeichnen Nr. 25 d als Stamm I mit grosser Kolonie, schleimbildend, und als Stamm II Nr. 29 und Nr. 42, mit kleinerer Kolonie und weniger schleimbildend und sich verfärbend.

Nr. 46 muss als *Stichococcus bacillaris* var. *tenuis* nov. var. aufgefasst werden, da die Breite zu gering ist im Vergleich zum Typus.

Klon Nr. 3, 9, 10 a und 58 entsprechen in ihren Grössenmassen nicht dem *Stichococcus bacillaris*-Typus; sie sind länger und auch breiter. Ihre Kolonien sind ähnlich unserem *Stichococcus bacillaris* var. *subaurifera,* ihrer Grössenverhältnisse wegen müssen sie als eigene Art behandelt werden: *Stichococcus bacillaris Nägeli* var. *maxima* nov. var.; ihre Kolonien sind untereinander nicht vollkommen identisch, wenn sie auch alle die Verfärbung aufweisen. Wir führen sie deshalb weiter als

Stamm I = Nr. 3,
Stamm II = Nr. 9,
Stamm III = Nr. 58 und Nr. 10 a.

Nr. 19 gehört nach den Grössenmassen und der Form ausgesprochen in den Bereich von *Stichococcus pallescens* Chodat. Die für diese Art so typische Verfärbung der Kolonie tritt aber bei unserer Form nicht auf, wohl zeigt die Kolonie immer einen hellen Ring innerhalb des Randes. Wir nennen diese Form daher *Stichococcus pallescens* Chodat var. *lucida* nov. var.

Klon Nr. 24 b ist die kleinste und gedrungenste aller unserer Formen. Seine Masse stimmen durchaus überein mit denjenigen von *Stichococcus minutus* Grintzesco und Peterfi (1932). Seine Kolonie gehört zu denjenigen, welche sich mit dem Alter verfärben, und zwar wachsartig bis gelb.

Klon Nr. 52 entspricht durchaus dem *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maior;* er hat etwas dickere und grössere Zellen als Stichococcus bacillaris Nägeli.

## Trentepohliaalgen.

Unter den von uns gesammelten Flechten fand sich eine auf dem untern Teil eines Eichenstammes (von Unterbergiswil bei Meggen), die *Trentepohlia*algen aufwies. Diese Flechte wurde von Herrn Professor

K. Keissler in Wien als *Chaenotheca phaeocephala* var. *hispidula* (Ach.) Keissler bestimmt. Zerrieben wir das Flechtenmaterial, so wurden hämatochromgefüllte, wenigzellige, vom Pilze umsponnene Fadenfragmente der Alge sichtbar, und es unterstand keinem Zweifel, dass eine *Trentepohlia*gonidie vorlag. Auch im Thallus drin sehen die Fäden der Gonidie so aus, wie wir sie in Kultur auf Agarplatten erhielten: Tonnen-

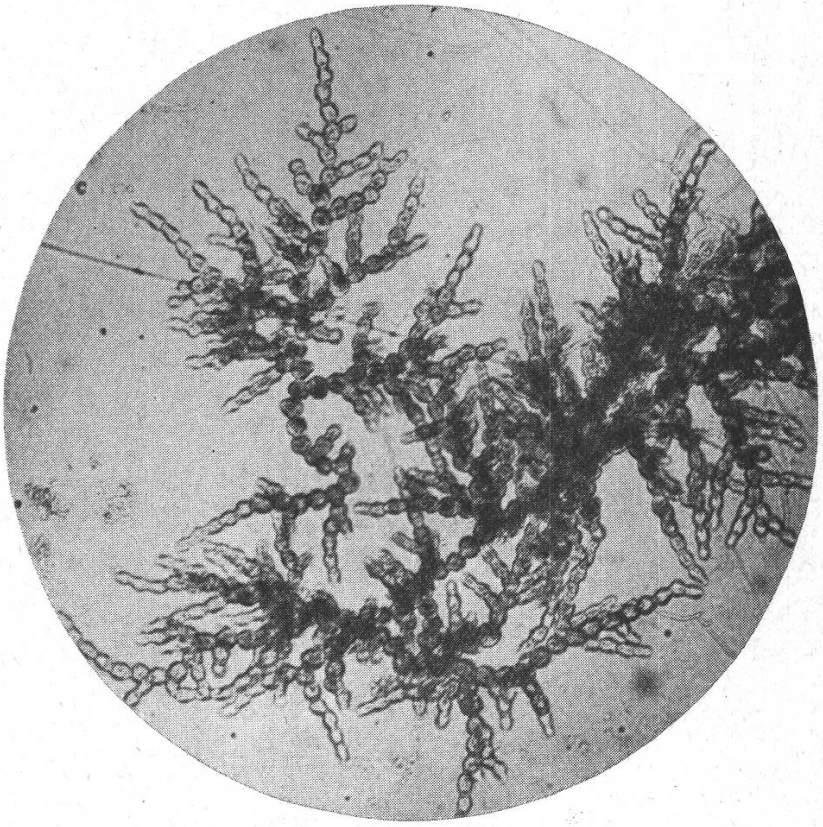


Photo E. Rüst

Fig. 4.
*Trentepohlia umbrina* (Kütz.) Born. Kolonie auf Knop-Agar. Vergr. zirka 170. Gonidie von *Chaenotheca phaeocephala* var. *hispidula* (Ach.) Keissler.

förmige, manchmal grüne Zellen in Fäden angeordnet mit verstreuten Hämatochromzentren und von den verhältnismässig dünnen Pilzfäden sehr innig umwuchert. Beim Querschnitt durch ein Thallusstück der Flechte bemerkt man, dass die Gonidien, die in den tiefern Schichten der Borke vorkommen, viel chlorophyllreicher sind, als die in den obern Schichten, wobei die Funktion des Hämatochroms als Lichtschutz deutlich in Erscheinung tritt. In der Flechte ist eine obere Rinde zu beobachten, unter der in ziemlich geschlossener Lage die Zellen der *Trentepohlia*gonidien dem Substrate direkt aufliegen. Die Zellreihen sind vertikal zum Substrat in undeutlichen Reihen orientiert. Die Pilzhyphen bilden eine plektenchymartige Schicht, in der die einzelnen Hyphen nur zum Teil individualisiert zu erkennen sind.

Die Alge suchten wir in Kultur zu bekommen, indem wir sie in grossen Serien auf verschiedenen Nährböden von sowohl rein mineralischer wie auch organischer Zusammensetzung, mit dem Mikromanipulator aussäten. Sodann legten wir kleine Flechtenfragmente in Erlenmeyerkolben auf Quarzsand, der mit dreifach verdünnter Knopscher Nährlösung befeuchtet war. Die ersterwähnten Aussaaten gingen nie

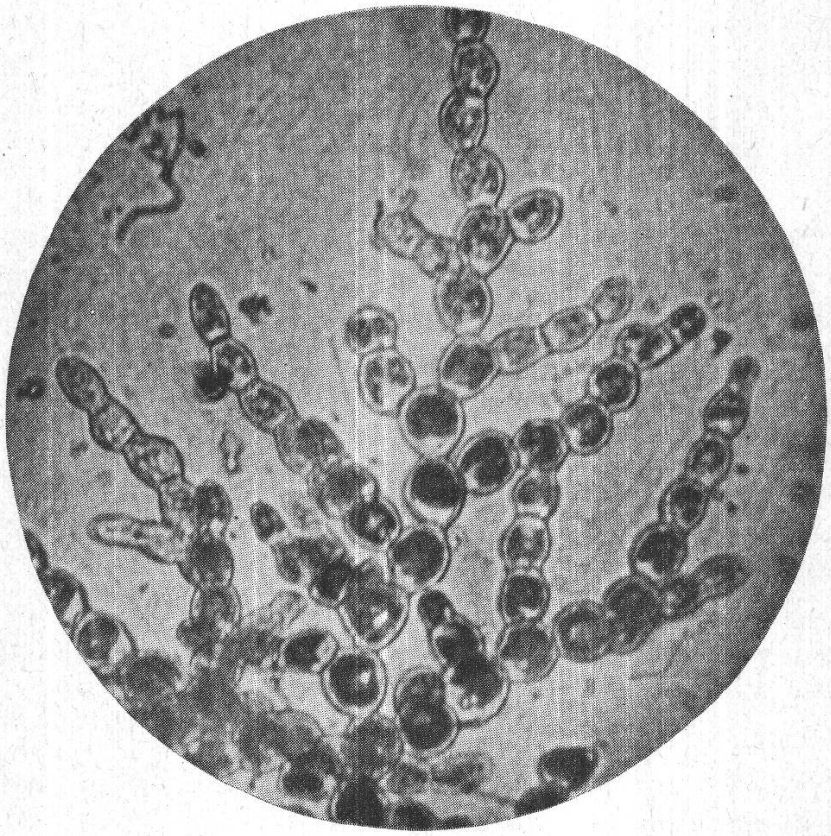


Photo E. Rüst

Fig. 5.
Thallusstücke von *Trentepohlia umbrina* (Kütz.) Born. auf Knop-Agar. Gonidie von *Chaenotheca phaeocephala* var. *hispidula* (Ach.) Keissler. Vergr. zirka 500.

auf, obwohl sie zu mehreren Hunderten angelegt worden waren, während die letzteren nach 6—8 Monaten ein geringes Wachstum zeigten, in Form vom Zentrum aus verlaufenden braungrünen Fadenbündeln. Im Mikroskop lösten sich die Fadenbündel dieser Kolonien in kurze Zellketten auf, in denen kugelige Zellen mehr oder weniger lose aneinanderhingen und die nach dem Fadenende zu kleiner wurden. Die Zellen waren alle mit Hämatochrom angefüllt. Die Fäden sind spärlich verzweigt und die Verzweigungen umfassen wiederum nur wenige Zellglieder (Fig. 4 und 5).

Betrachteten wir dieses auf Quarzsand gewachsene Material in Wasser, so entwickelten sich schon nach wenigen Augenblicken Zoosporen, die durch einen Riss in der Membran der Mutterzelle aus-

schwärmten. Die Zahl der Zoosporen aus einer Zelle konnte nicht genau ermittelt werden; doch dürften es ihrer mehrere Dutzende gewesen sein. Auffallend war, dass zweierlei Zoosporen vorhanden waren : längliche, etwas spindelförmige, leicht abgeplattete Formen, die den grünen Chromatophor wandständig im apikalen Teil der Zelle trugen. Ihre beiden Geisseln waren von gleicher Länge und etwa dreimal länger als der Zellkörper. Neben diesen langgestreckten Formen konnten wir solche ebenfalls zweigeisselige von nahezu kugelförmigem Umriss feststellen. Die einen entstanden in bestimmten Zellen, die andern in andern, ohne dass hätte gesagt werden können, welche Art von Zoosporen aus einer Zelle hervorgehen würde. Manchmal zeigten sich beiderlei Zoosporen, während wir an andern Tagen nur runde Formen beobachten konnten. Kopulationen zwischen beweglichen Zellen konnten nie auch nur andeutungsweise beobachtet werden, trotzdem wir viel Mühe auf eventuelle derartige Feststellungen verwendeten. Heering (1914) (in Paschers Süsswasserflora) betrachtet die zweiwimperigen, beweglichen Zellen als Gametozoosporen, während die eigentlichen asexuellen Zoosporen vierwimperig wären. Wir verfolgten oftmals und während längerer Dauer diese Sporen, konnten aber nie vierwimperige Zellen feststellen. In den Zoosporen, insbesondere deutlich sichtbar bei den kugeligen Formen, waren scharf lokalisierte Herde von roter Farbe, Herde der Hämatochrombildung. Diese waren unregelmässig über die Zellen verteilt. Weder in den Zoosporen noch in den Fadenzellen konnten Pyrenoide nachgewiesen werden.

Als Sporangium kann scheinbar jede beliebige Zelle eines Fadenstückes dienen. Meist sind es aber die zentralgelegenen, grossen runden Zellen, aus denen die Zoosporen ausschlüpften.

Wir versuchten auch, die Alge durch die Methode der Verdünnungen in Kultur zu bekommen, wobei einige mit Erfolg aufgingen. Nach wiederum 5—6 Monaten wurden an der Oberfläche des Agars kleine, grüne Kolonien von wenigen Millimetern sichtbar — ähnlich wie auf Quarzsand hatten sich von einem Zentrum ausgehende Fäden gebildet von der bereits beschriebenen Form. Auf dem Agarsubstrat sind die Zellen grün, Hämatochrom fehlt also fast vollständig. Wo die Fäden in und auf dem Substrat verlaufen, sind die Zellen kugelig, während die in die Luft ragenden Fäden längere Zellen (zwei- bis dreimal länger als breit) von zylindrischer Form ausbilden. Diese auf Agar gewachsenen Fäden gaben keine Zoosporen.

Für die Kenntnis der *Trentepohlia*alge dürfte aus diesen Beobachtungen von Interesse sein : die Zweiförmigkeit der Zoosporen und dann die interkalaren Sporangien. Es erinnern die Verhältnisse der Zoosporenbildung an die bei Jaag (1929) für *Parmelia-Cystococcus*gonidien beschriebenen Verhältnisse. Im weitern Zusammenhang lässt sich sodann an die Erscheinung der Diplanie bei den *Archimyceten* (Py-

thien) denken; eine zeitliche Aufeinanderfolge der beiden Zoosporenformen konnte freilich in keiner Weise beobachtet werden.

Es handelt sich nun darum, welcher Art innerhalb der Gattung *Trentepohlia* unsere Gonidie zuzuschreiben sei. In den Zellen sind mehrere Chromatophore vorhanden, die plattenförmig oder kurz bandförmig der Zellwand anliegen. Es lässt sich aber in unsern Kulturen nachweisen, dass diese Vielzahl von Chromatophoren ursprünglich zusammenhingen in Form eines spiralig gedrehten, wandständigen Bandes oder einer tief gelappten, wandständigen Platte (siehe Fig. 6). Das gleiche Phänomen ist nach Heering (1914) schon für die ausländi-

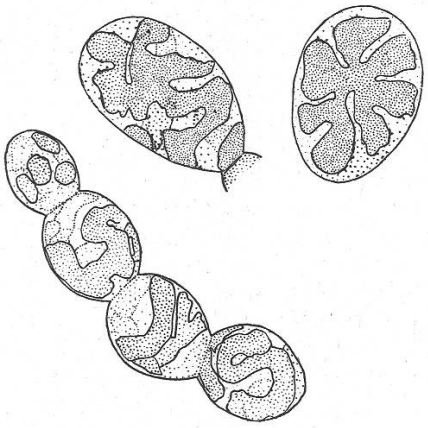
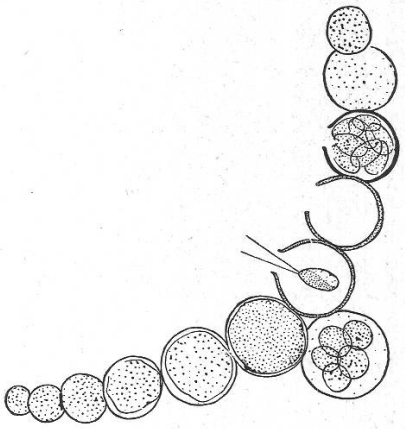


Fig. 6 (links). *Trentepohlia umbrina* (Kütz.) Born. in Kultur. Form und Entwicklung des Chromatophors.

Fig. 7 (rechts). *Trentepohlia umbrina* (Kütz.) Born. in Kultur. Fadenstück mit Zoosporenbildung.



schen, vor allem tropischen Arten nachgewiesen worden. Zur Bestimmung unserer Alge standen uns neben den frisch gesammelten Materialien der in Frage kommenden *Trentepohlia*arten, das im Besitze unseres Institutes für spezielle Botanik befindliche Algenherbar von Herrn Geheimrat Schmidle zur Verfügung, ebenso die Herbarbogen des Institutes. Ein Vergleich unserer Kulturen mit den vorhandenen Arten zeigte, dass sie der Alge *Trentepohlia umbrina* (Kütz.) Born. am nächsten stehen. Diese Übereinstimmung beobachteten bereits die frühern Gonidiologen, indem sie auch die Gonidienalgen der naheverwandten *Graphideen (Graphis, Arthonia)* zu *Trentepohlia umbrina* (Kütz.) Born. zählten.

Es ist nun freilich zu sagen, dass unsere Gonidienalge in situ wie auch in Agarkulturen wohl die charakteristischen wenigzelligen, verzweigten Fäden (siehe Figur 7) mit tonnenförmig eingeschnürten Zellen bildeten, dass sie aber überdies auf Quarzsand gestreckte Luftfäden mit zylindrischen und keineswegs eingeschnürten Zellen ausbildeten. Das gerade charakteristische Merkmal unserer vermuteten Art ist also verwischt und wenn man diesem Merkmal grössere Bedeutung beimisst, so könnte man die Bestimmung in Zweifel ziehen (Bornet 1896).

## Einfluss von Glukose und Pepton auf Entwicklung und Formgestaltung unserer Algen.

Die neuern algologischen Arbeiten (Chodat 1913; Jaag 1929, 1933) haben mit genügender Deutlichkeit den Einfluss von Glucose und Pepton auf das Algenwachstum klargelegt und damit die Beijerinck'sche Einteilung (1890) in Pepton- und Glukosealgen ins richtige Licht gestellt.

Alle diese Versuche zeigten weitgehend einheitlich, dass die Algen, die auf Glukose wachsen, im allgemeinen auch Pepton ertragen, ja, dass sie durch diesen Stoff in ihrem Wachstum gefördert werden. Auffallend gesteigert wird aber das Wachstum erst bei gleichzeitiger Zugabe von Pepton und Glukose zum Nährmedium. Ist Glukose im Nährsubstrat vorhanden, so genügt schon eine verhältnismässig geringe Dosis Pepton, um eine auffallend begünstigende Wirkung hervorzubringen.

Wenn wir Untersuchungen nach derselben Richtung hin unternahmen, so lag diesem Unternehmen die Überlegung zugrunde, den Einfluss von Pepton und Pepton-Glukose quantitativ zu erfassen und ferner, es möchte möglich sein, aus dem physiologischen Verhalten Schlüsse ziehen zu können auf die systematische Gruppierung unserer Gonidien und der freilebenden Algen; mit andern Worten handelte es sich darum, herauszubringen, ob die Gonidienalgen gegenüber den freilebenden einen eigenen Typus ausmachen oder nicht und, ob alsdann wiederum die beiden Formen der verschiedenen Gattungen sich spezifisch verhalten würden.

Im Anschluss an die Versuchsanordnung bei Jaag (1929) (es war ja überdies interessant, unsere Ergebnisse mit den von diesem Autor gefundenen zu vergleichen) wählten wir, ausgehend von der Grundnährlösung ⅓ Knop, folgende Zusätze; das heisst, dass neben dieser für sich allein verwendeten Nährlösung weitere Serien hergestellt wurden durch Beigabe von

1. 0,1 % Pepton
2. 1,0 % Pepton
3. 5,0 % Pepton
4. 1,0 % Glukose
5. 1,0 % Glukose + 0,1 % Pepton
6. 1,0 % Glukose + 1,0 % Pepton
7. 1,0 % Glukose + 5,0 % Pepton.

Die Versuche wurden jeweils in sechs parallelen Reihen am 4. Oktober 1935 angesetzt: alle wurden am gleichen Tage beimpft und nach acht Wochen abgelesen und das Gewicht der Algen in den betreffenden Kulturen ermittelt. Überdies wurde das Material dazu verwendet, den Einfluss dieser Nährmedien auf die Formgestaltung zu ermitteln.

Aus der nebenstehenden Tabelle geht hervor, dass der wachstumsfördernde Einfluss bei allen verwendeten Gattungen (Gonidien wie freilebenden Algen) weitgehend gleichlaufend ist.

Betrachten wir zunächst die Wirkung des Peptons. Dieser Nährstoff zeigt im allgemeinen eine begünstigende Wirkung, die mit der Konzentration der Beigabe anwächst. Alle Klone zeigten dies in deutlicher Weise. Zunächst ist der Zuwachs ausserordentlich gering, bei Nr. 3 ist der Zuwachs bei 0,1 % Pepton gleich dem 0,9fachen Betrag, und im günstigsten Falle bei Nr. 10 der gut 4fache Betrag.

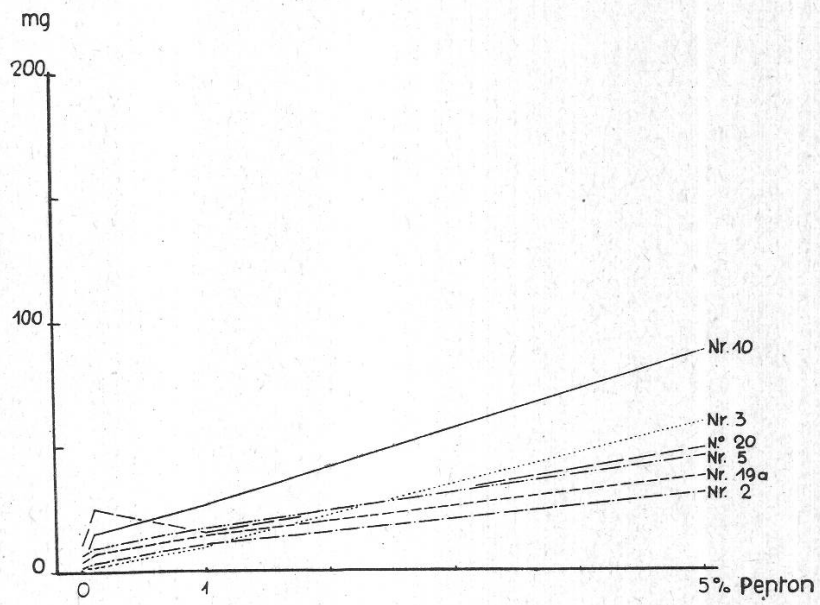



Fig. 8.
Der Einfluss des Peptons in zuckerfreiem Nährmedium in verschiedenen Konzentrationen auf das Wachstum von 6 Algenklonen.

Bei der Zugabe von 1 % ist von der begünstigenden Wirkung einzig Nr. 20 ausgeschlossen, welcher Klon aus uns nicht erklärbaren Gründen nicht eine Erhöhung, sondern eine Verkleinerung des Algenertrages hervorbrachte.

Im Mittel beträgt der Ertrag bei Zugabe von 1 % Pepton den 2- bis 5fachen Wert der Zugabe von 0,1 %.

Bei Zugabe von 5 % Pepton steigt die Kurve weiterhin in die Höhe. Man kann also sagen, dass der Ertrag proportional mit der Peptonzugabe zunimmt (oberhalb 0,1 %) innerhalb der Grenzen unserer Versuche. Bei 0,1 % ist die Wirkung günstiger als bei grosser Peptondosis. Figur 8 zeigt diesen Verlauf.

Geben wir nun aber statt des Peptons Glukose in 1 % bei, so zeigt sich, dass schon diese Konzentration eine stärkere produktive Kraft ausübt als die Zugabe von 5 % Pepton. Im ungünstigsten Falle ist der Ertrag, bei Nr. 20, ungefähr der 6fache gegenüber dem zuckerfreien Medium und im besten Falle ungefähr das 25fache (vergleiche bei Nr. 2).

Wenn wir nun zu diesem zuckerhaltigen Substrat (1 % Glukose) Pepton in verschiedener Konzentration beifügen, so können wir den Vergleich ziehen mit dem Ertrag in den Serien, in denen Glukose und

Tabelle 1.

Einfluss von steigender Glukose- und Peptonzugabe zum Nährsubstrat bei 6 verschiedenen Algenklonen.
Trockengewicht in mgr nach 8 Wochen.

| Klon Nr. | 1/3 Knop | 1/3 Knop + 1 % Glukose | 1/3 Knop + 0,1 % Pepton | 1/3 Knop + 1 % Pepton | 1/4 Knop + 5 % Pepton | 1/3 Knop + 1 % Glukose + 0,1 % Pepton | 1/3 Knop + 1 % Glukose + 1 % Pepton | 1/3 Knop + 1 % Glukose + 5 % Pepton |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 2 | 2,2 ± 0,08 | 54,47 ± 2,7 | 3,42 ± 0,4 | 10,83 ± 0,27 | 30,96 ± 1,99 | 111,6 ± 4,95 | 151,53 ± 2,18 | 189,7 ± 9,3 |
| 5 | 6,66 ± 0,9 | 80,03 ± 3,12 | 9,60 ± 0,72 | 17,22 ± 0,67 | 45,33 ± 4,13 | 121,4 ± 8,25 | 158,3 ± 9,1 | 171,7 ± 7,5 |
| 19 a | 3,9 ± 0,12 | 62,42 ± 1,9 | 7,04 ± 0,71 | 13,8 ± 0,64 | 37,45 ± 1,08 | 123,14 ± 2,45 | 172,22 ± 2,31 | 176,62 ± 4,47 |
| 3 | 2,1 ± 0,09 | 28,82 ± 1,93 | 1,92 ± 0,12 | 9,82 ± 0,76 | 59,65 ± 3,30 | 103,27 ± 3,89 | 240,35 ± 5,87 | 304,2 ± 14,2 |
| 10 a | 3,5 ± 0,13 | 30,65 ± 1,52 | 15,37 ± 1,7 | 26,7 ± 1,4 | 88,0 ± 5,4 | 57,23 ± 4,88 | 195,15 ± 4,6 | 231,32 ± 6,19 |
| 20 | 10,25 ± 0,3 | 60,7 ± 1,8 | 25,05 ± 3,1 | 15,17 ± 0,73 | 48,6 ± 2,4 | 123,25 ± 4,42 | 162,05 ± 5,21 | — |

Pepton getrennt, und denen, bei welchen diese beiden Stoffe zusammen beigegeben wurden (siehe auch Fig. 9).

Aus der Tabelle geht hervor, dass zum Beispiel Klon Nr. 10 a *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maxima* Stamm II durch Zugabe von 0,1 % Pepton den vierfachen Betrag gegenüber ⅓ Knop ergab. Mit 1 % Glukose allein ergab sich der 8fache Ertrag. Die beiden Nährstoffe, in denselben Konzentrationen beigegeben, ergaben den 16fachen Betrag

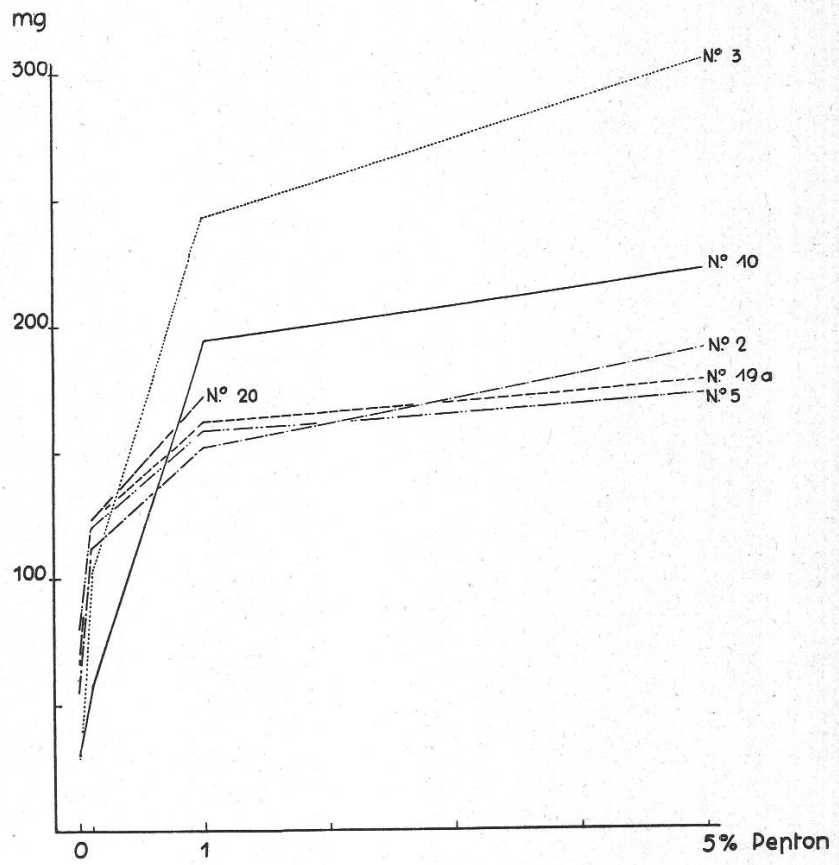



Fig. 9.
Einfluss des Peptons auf zuckerhaltigem Nährmedium in verschiedenen Konzentrationen auf das Wachstum von 6 Algenklonen.

gegenüber ⅓ Knop. Die Beigabe beider Nährstoffe (C und N) wirken also vorteilhafter und dies zeigt uns, dass in irgendeiner Weise neue Energien frei und ausgenützt werden.

Ein Unterschied in diesem Verhalten zwischen Gonidien einerseits und freilebenden Algen anderseits in bezug auf die verwendeten Nährstoffquellen besteht also nicht, auch verhalten sich die untersuchten Gattungen prinzipiell nicht verschieden. Die geringen Unterschiede könnten höchstens mit Hinsicht auf die Charakterisierung der einzelnen Klone eine etwelche Verwendung finden.

Auch in der mikroskopischen Betrachtung ergaben die verschiedenen Nährmedien recht eindeutige Ergebnisse, die in allen Klonen ziemlich gleichlaufend, quantitativ bei den einzelnen Einheiten aber nach deren Spezifizität sich auswirkten.

Betrachten wir zunächst die drei Klone Nr. 2, 19 a und 15, alle zum Formenkreis der *Chlorella lichina* Chod. gehörend, wobei die

beiden erstgenannten Flechtengonidien, die zuletzt genannte dagegen eine freilebende Alge darstellen :

In rein mineralischer Nährlösung zeigen sie sich alle entsprechend ihrem *Chlorella lichina*-Typus in breit-ovalen bis rundlichen Zellen mit kleineren, schlankeren Tochterzellen. Allgemein war der Chromatophor gut ausgebildet, wandständig und muldenförmig, mit Pyrenoid versehen und von frischgrüner Farbe. Dies änderte sich bei Zugabe von 1 % Glukose. Die Zellform wird grösser und mehr kugelig; auch die Tochterzellen sind weniger gestreckt. Der Farbstoff nimmt ab und der Chromatophor löst sich in kleine Stücke auf. Durch Peptonzusatz anstatt von Zucker in nur 0,1 % Konzentration erhalten wir ein anderes Ergebnis : Der Chromatophor bleibt in seiner guten Ausbildung erhalten und die Farbe frisch grün. Die jungen Zellen bleiben wie ohne organische Nährstoffzugabe klein und ziemlich einheitlich in ihrer Form erhalten. Es zeigt sich also, dass Glukose und Pepton eine durchaus verschiedengestaltige Beeinflussung der Algen bewirken.

Verwendet man nun beide Zugaben, so ergeben sich die Einflüsse eines jeden nebeneinander :

Einfluss des Zuckers : Vergrösserung der Zellen, Auflösung des Chromatophors, wodurch die Kulturen ein blasses, mattes Aussehen erhalten.

Einfluss des Peptons : Erhaltung des grünen Farbstoffes, gute Ausbildung des Chromatophors und schlankere Form der Zellen.

Unser Versuch umfasste sodann drei *Stichococcus*klone (Nr. 3, 10 a und 20). Die ersteren beiden sind Flechtengonidien, die letztere eine epiphytisch lebende Alge.

Was die Wirkung der beiden Nährstoffquellen anbetrifft, so zeigen sich weitgehend dieselben Ergebnisse wie bei den *Chlorella lichina*-Klonen : Proportionale Zunahme des Ertrages mit der Konzentration des Peptons. Diese Gattung erwies sich als noch regelmässiger als die oben besprochene Reihe, da kein Klon in irgendwie auffallender Weise aus dem allgemeinen Schema heraussticht. Auch im Einfluss von Glukose und dem Zusammenwirken von Glukose und Pepton ist kaum ein Unterschied zu beobachten gegenüber den *Chlorella*klonen.

Die mikroskopische Betrachtung zeigt, dass ein morphogenetischer Einfluss in den verschiedenen Nährmedien nicht übersehen werden kann. Allgemein bilden sich in den nährstoffreichen Medien (Glukose oder Glukose-Pepton) grössere, längere und dickere Zellen aus (Mastformen). So zeigen in sämtlichen Klonen die beiden Medien ⅓ K mit 1% Pepton und 1 % Glukose bzw. 1 % Glukose und 5 % Pepton jene keulenförmigen, gebogenen, buckeligen Formen, die nicht als natürliche Bildungen angesprochen werden können und die auch in dieser Erscheinungsweise nie in der Natur angetroffen werden. Der Chromato-

phor ist verkümmert, zum Teil aufgelöst und das Chlorophyll ist reduziert.

Als besondere Erscheinung beobachteten wir, dass bei Klon Nr. 10 a ( *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maxima* Stamm III) in zuckerfreiem Medium die Zellen mehr gebogen sind als in zuckerhaltigem. Im übrigen verhalten sich die drei Klone wenig plastisch.

Wir verwendeten neben den beschriebenen Klonen weiterhin zwei *Cystococcus*klone für diesen Versuch, welche aber in sämtlichen flüssigen Nährmedien jedes Wachstum versagten.

## Die Assimilation des Stickstoffs.

Nachdem Warén (1920) und Jaag (1929) für eine Reihe von Flechtengonidien den Einfluss verschiedener organischer und anorganischer stickstoffhaltiger Verbindungen untersucht hatten, schien es uns gegeben, diese Studien auch an unsern, andern Algen- und Flechtentypen angehörenden Gonidien und freilebenden Algen weiterzuführen.

Wir verwendeten dieselben bei Jaag (1929) erwähnten Aminosäuren und anorganischen Salze und gaben diese in der gleichen Weise und Konzentration unsern Nährböden bei, so dass in allen Versuchsreihen die gleiche Menge an Stickstoff vorhanden war. Wir ersetzten also in der dem Agar zugegebenen Nährlösung das Calciumnitrat durch folgende Verbindungen :

| | | | |
|---|---|---|---|
| Glycocoll . . . . . | 0,305 g | Ammoniumnitrat . . | 0,162 g |
| Alanin . . . . . | 0,360 » | Ammoniumchlorid . . | 0,217 » |
| Asparagin . . . . . | 0,267 » | Ammoniumsulfat . . | 0,268 » |
| Natriumnitrit . . . . | 0,279 » | | |

Das am 31. Dezember 1935 angesetzte Experiment wurde zweimal ausgewertet : am 17. Februar 1936 und am 15. April 1936 und dauerte also 7, bzw. zirka 13 Wochen.

Es waren hauptsächlich drei Fragen, auf die wir unser Augenmerk richteten :

1. Die Wirkung der Aminosäuren,
2. die Wirkung der anorganischen Salze und
3. welchen Einfluss übt das Natriumnitrit auf des Wachstum der Algen aus ?

Jaag (1929) hat diese Fragen geprüft für Gonidienalgen der beiden Flechtengattungen *Parmelia* und *Cladonia*.

Ein Überblick über die Ergebnisse vermittelt die Tabelle Nr. 2, in der die Mittelwerte aus den Messungen von jeweils 8 parallel geführten Serien zusammengestellt sind.

Als allgemeine Erscheinungen zeigen sich in dieser Zusammenstellung, dass die in Form organischer Säuren dargebotene Stickstoffquelle allen untersuchten Algen ausgezeichnet dient. Der spezifische

Tabelle 2.

Versuche über die Assimilation des Stickstoffs.
Angesetzt 31. Dezember 1935.
1. Ablesung: 17. Februar 1936; 2. Ablesung: 5. April 1936.

| Klon Nr. | Abl. | Asparagin | Glycocoll | Alanin | Natriumnitrit | Ammon.-Nitrat | Ammon.-Sulfat | Ammon.-Chlorid |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 2 *Chlorella*-Gonidie . . . | I | 12,9 ± 0,41 | 12,1 ± 0,33 | 11,8 ± 0,70 | 14,9 ± 0,42 | 13,1 ± 0,32 | 12,6 ± 0,56 | 12,9 ± 0,61 |
| | II | 22,5 ± 0,43 | 21,9 ± 0,69 | 21,4 ± 0,83 | 20,5 ± 0,58 | 20,2 ± 0,31 | 18,5 ± 0,50 | 18,1 ± 0,55 |
| 5 *Chlorella*, freileb. . . . | I | 8,5 ± 0,23 | 9,3 ± 0,30 | 10,4 ± 0,51 | — | 10,3 ± 0,48 | 11,1 ± 0,38 | 8,6 ± 0,26 |
| | II | 12,9 ± 0,32 | 14,3 ± 0,51 | 14,4 ± 0,62 | — | 15,2 ± 0,71 | 12,7 ± 0,34 | 14,1 ± 0,29 |
| 19 a *Chlorella*-Gonidie . . . | I | — | — | — | — | — | — | — |
| | II | 35,5 ± 1,73 | 27,4 ± 1,42 | 32,1 ± 1,32 | 20,1 ± 1,21 | 22,5 ± 1,72 | 26,5 ± 0,81 | 25,2 ± 1,25 |
| 6 *Cystococcus*-Gonidie . . | I | 23,5 ± 0,87 | 20,5 ± 0,70 | 20,6 ± 0,58 | — | 17,0 ± 0,59 | 16,9 ± 0,62 | 24,8 ± 0,60 |
| | II | 30,2 ± 0,90 | 28,7 ± 0,43 | 26,8 ± 0,70 | — | 26,1 ± 1,30 | 25,1 ± 0,88 | 30,3 ± 1,10 |
| 28 *Cystococcus*-Gonidie . . | I | 12,7 ± 0,51 | 13,6 ± 0,58 | 15,0 ± 0,37 | — | 13,7 ± 0,62 | 14,1 ± 0,38 | 14,9 ± 0,54 |
| | II | 18,2 ± 0,37 | 20,4 ± 0,41 | 21,2 ± 0,38 | — | 21,2 ± 0,51 | 21,3 ± 0,50 | 20,5 ± 0,41 |
| 3 *Stichococcus*-Gonidie . . | I | 15,8 ± 0,69 | 16,3 ± 0,60 | 15,0 ± 0,52 | 7,3 ± 0,88 | 14,5 ± 0,44 | 15,2 ± 0,93 | 13,7 ± 0,29 |
| | II | 18,3 ± 1,26 | 21,6 ± 0,51 | 17,5 ± 0,96 | 13,7 ± 0,34 | 17,4 ± 0,52 | 17,5± 0,63 | 16,4 ± 0,31 |
| 18 *Stichococcus*-Gonidie . . | I | 11,6 ± 0,56 | 12,1 ± 0,48 | 10,9 ± 0,57 | 2,2 ± 0,09 | 11,1 ± 0,54 | 14,3 ± 0,71 | 11,9 ± 0,60 |
| | II | 17,1 ± 0,41 | 17,3 ± 0,59 | 15,0 ± 0,48 | 7,2 ± 0,62 | 16,2 ± 0,60 | 18,3 ± 0,78 | 16,6 ± 0,47 |
| 29 *Stichococcus*-Gonidie . . | I | 13,0 ± 0,45 | 15,5 ± 0,74 | 13,5 ± 0,62 | 7,2 ± 0,42 | 16,5 ± 0,60 | 16,0 ± 0,60 | 15,3 ± 0,51 |
| | II | 14,6 ± 0,66 | — | 18,4 ± 1,13 | 15,6 ± 0,65 | 19,8 ± 0,48 | 20,6 ± 0,81 | 19,2 ± 0,57 |

Einfluss der Säuren ist unbedeutend, wenn auch die verschiedenen Klone, entsprechend der ihnen eigenen Wachstumsintensität verschieden grosse mittlere Koloniedurchmesser aufweisen.

Ähnlich ist das Ergebnis in bezug auf die Ammoniumsalze; bei der ersten Ablesung sind die ihnen zukommenden Zahlen in vielen Fällen grösser als die entsprechenden Zahlen der Aminosäuren. Bei der zweiten Ablesung verschiebt sich das Bild, indem die Koloniedurchmesser auf organischen Medien grösser sind. Trotz der verschiedenen Mittelwerte der drei Ammoniumsalze, liegen jene doch innerhalb derselben Grössenordnung.

Wir erkennen darin eine Analogie zu dem Verhalten der *Parmelia*-gonidien bei Jaag (1929) im Gegensatz zu demjenigen der *Cladonia*-gonidien, welche ein ausgedehntes Wachstum nur zeigten auf organischen Stickstoffmedien.

In bezug auf die Verwendbarkeit des Natriumnitrites durch die untersuchten Algen, zeigen diese ein verschiedenes Verhalten.

Betrachten wir zunächst getrennt die Ergebnisse für die drei Algengattungen :

*1. Cystococcus :*

| | Glycocoll | | Asparagin | | Alanin | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. |
| Klon Nr. 6 *Cystococcus*gonidie | 20,5 mm | 28,7 | 23,5 | 30,2 | 20,6 | 26,8 |
| „ „ 28 *Cystococcus*gonidie | 13,6 | 20,4 | 12,7 | 18,2 | 15,0 | 21,2 |

Bei diesen beiden Klonen wirken die drei Aminosäuren gleichläufig, und zwar sehr vorteilhaft, wie dies auch bei Jaag (1929) für die *Cystococcus*gonidien der *Cladonia*arten sich zeigte, während die *Parmelia*gonidien diese Nährstoffe weniger leicht zu benutzen imstande sind.

Unsere *Cystococcus*algen stehen also in Hinsicht auf die Aminosäuren den *Cladonia*gonidien näher, was besonders deshalb von Interesse ist, weil auch die makroskopische Vergleichung der Kulturen zu demselben Resultat führte.

| | $NH_4Cl$ | | $NH_4NO_3$ | | $NaNO_2$ | $(NH_4)_2SO_4$ | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. | | I. Ablsg. | II. Ablsg. |
| Klon Nr. 6 . . . | 24,8 mm | 30,3 | 17,0 | 26,1 | — | 16,9 | 25,1 |
| „ „ 28 . . . | 14,9 | 20.5 | 13,7 | 21,2 | — | 14,1 | 21,3 |

Bei den anorganischen Salzen fällt am meisten auf, dass das Natriumnitrit als Nährstoffquelle nicht in Frage kommt, welches Resul-

tat mit den J a a g' schen Versuchen vollständig übereinstimmt. Die *Cystococcus*algen scheinen also dieses Salz nicht verwenden zu können. Dies ist deshalb von besonderem Interesse, als sämtliche *Stichococcus*-arten mit diesem Salz als Stickstoffquelle ein deutliches Wachstum zeigen, und man sieht hier, wie verschieden die Ansprüche der verschiedenen Algen an bestimmte Salze sind. (Vgl. J a a g 1929, S. 107.)

2. *Chlorella* :

| | Glycocoll | | Asparagin | | Alanin | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. |
| Klon Nr. 2 *Chlorella*gonidie . . . . | 12,1 mm | 21,9 | 12,9 | 22,5 | 11,8 | 21,4 |
| Klon Nr. 5 freilebende *Chlorella* . . | 9,3 | 14,3 | 8,5 | 12,9 | 10,4 | 14,4 |
| Klon Nr. 19 a *Chlorella*gonidie . . . . | | 27,4 | | 32,1 | | 35,5 |

Auch die beiden *Chlorella*gonidien (Klon Nr. 2 und 19 a) (Abb. 2, Tafel 4) sowie die freilebende *Chlorella* (Klon Nr. 5) verwenden mit Vorteil die drei genannten Aminosäuren. Ihre Kolonien sind von mittlerer Grösse. Auf den ersten Blick sind keine Unterschiede im Einfluss der drei Säuren zu beobachten.

| | $NH_4Cl$ | | $NH_4NO_3$ | | $NaNO_2$ | | $(NH_4)_2SO_4$ | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. |
| Klon Nr. 2 . | 12,9 mm | 18,1 | 13,1 | 20,2 | 14,9 | 20,5 | 12,6 | 18,5 |
| „ „ 5 . | 8,6 | 14,1 | 10,3 | 15,2 | — | — | 11,1 | 12,7 |
| „ „ 19a | | 25,2 | | 26,5 | | 20,1 | | 22,5 |

Auffallend ist hier die Tatsache, dass die freilebende Alge Nr. 5 (*Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var.) kein Wachstum zeigt, und zwar auch im wiederholten Experiment nicht. Hier wäre zum erstenmal ein Unterschied vorhanden zwischen dem Verhalten von Gonidien- und freilebenden Formen ein und derselben Gattung.

3. *Stichococcus* :

| | Glycocoll | | Asparagin | | Alanin | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. |
| Klon Nr. 3 *Stichococcus*gonidie | 16,3 mm | 21,6 | 15,8 | 18,3 | 15,0 | 17,5 |
| „ „ 18 „ | 12,1 | 17,3 | 11,6 | 17,1 | 10,9 | 15,0 |
| „ „ 29 „ | 15,5 | | 13,0 | 14,6 | 13,5 | 18,4 |

Auch die *Stichococcus*algen gedeihen auf Aminosäuren gut, wenn auch die Durchmesser der Kolonien nicht die Dimensionen derjenigen von *Cystococcus* erreichen. Dies hängt wohl damit zusammen, dass die Kolonien dieses Algentypus im allgemeinen weniger gross werden. Leider konnten (infolge Mangels an Glasware) keine Parallelversuche mit freilebenden *Stichococcus*algen gemacht werden.

| | $NH_4Cl$ | | $NH_4NO_3$ | | $NaNO_2$ | | $(NH_4)_2SO_4$ | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. | I. Ablsg. | II. Ablsg. |
| Klon Nr. 3 . | 13,7 mm | 16,4 | 14,5 | 17,4 | 7,3 | 13,7 | 15,2 | 17,5 |
| „ „ 18. | 11,9 | 16,6 | 11,1 | 16,2 | 2,2 | 7,2 | 14,3 | 18,3 |
| „ „ 29. | 15,3 | 19,2 | 16,5 | 19,8 | 7,2 | 15,6 | 16,0 | 20,6 |

Im Gegensatz zu *Cystococcus*algen (bei Jaag [1929] wie in der vorliegenden Arbeit) gedeihen *Stichococcus*algen (alles Gonidien) in Natriumnitrit. Die Kolonien sind zwar kleiner als bei der Verwendung der übrigen Salze. Diese überraschende Erscheinung wurde in einem wiederholten Experiment mit demselben Resultat nachgeprüft. Die übrigen Salze erweisen sich als vorteilhaft, weniger zwar als die Aminosäuren, was wieder mit den Befunden von Jaag (1929) übereinstimmt.

In bezug auf die Morphologie, Farbe und Grösse der Kolonie zeigen die untersuchten Klone eine deutliche Abhängigkeit vom Substrat; bei einem Klon ist es die Morphologie oder die Grösse und bei einem andern die Farbe der Kolonie, die variiert; aber nur in wenigen Fällen zeigen sich Verschiedenheiten in allen drei Richtungen gleichzeitig. So fällt bei Klon Nr. 6 (*Cystococcus*gonidie) in erster Linie die Veränderlichkeit der Koloniefarbe auf; mit Alanin ist die Kolonie gelbbraun, während sie auf Ammonchlorid und zum Teil auch auf Ammonsulfat nur einen Einschlag nach braun hin aufweist; auf den übrigen Nährmedien sind die Kolonien von rein grüner frischer Farbe. (Siehe Tafel 4, Abb. 2) Klon Nr. 28, ebenfalls eine *Cystococcus*gonidie, zeigt diese Unterschiede nicht, weder in bezug auf die Farbe (Tafel 6), noch auf die Grösse, noch auf die Form der Kolonie.

Auch bei den drei untersuchten *Chlorella*klonen sind Unterschiede zu erkennen, namentlich bei Klon Nr. 2 (Gonidie) und Nr. 5 (freilebend). Bei der erstern liegt die Veränderlichkeit vor allem im Koloniedurchmesser, wie dies aus der diesbezüglichen Zusammenstellung hervorgeht, und sodann in einer abweichenden Morphologie auf Natriumnitrit (unregelmässiger Rand, zentrische Kreise [Rillen], ähnlich einem geographischen Relief). Diese Natriumnitritkolonien erkennt man auf den ersten Blick durch ihre eigentümliche Form, während in der Serie die übrigen Substrate kaum aus dem Anblick der Kolonie ersichtlich

wären. Die zweite, freilebende *Chlorella* (Klon Nr. 5) zeigt Unterschiede im mittleren Durchmesser der Kolonie und auch in der Kolonieoberfläche, indem diese auf Asparagin, Alanin und Glycocoll sehr fein gerillt ist, was bei den Ammoniumsalzen (ausgenommen Ammoniumnitrat) nicht der Fall ist. Klon Nr. 19 a hingegen zeigt wiederum nur äusserst geringe Unterschiede.

Die *Stichococcus*algen zeigen ebenfalls deutliche Abhängigkeit vom Substrat: Klon Nr. 3 ist von ausgebreiteter, besonders flacher, hellgrüner Kolonie auf Alanin, gegenüber dunkler, mittelgrosser, im Zentrum etwas gewölbter Kolonie auf Natriumnitrit, und mittelgrossen, helleren Kolonien mit konzentrisch verlaufenden, dunklen Reifen vom Zentrum bis an den Rand bei den Ammonsalzen. Klon Nr. 18: Ausser der kleineren (sehr kleinen) Kolonie auf Natriumnitrit, überall ungefähr gleich grosse Kolonien und gemeinsamer einheitlicher Farbe. Auf Ammonsulfat ausgesprochen feste, eher trockene, weniger glänzende Kolonie als auf den übrigen Medien. Der dritte *Stichococcus*klon Nr. 29 ist wiederum auffallend veränderlich. Unter den meist frisch grün gefärbten Kolonien sind diejenigen auf Asparagin, Glycocoll und namentlich auf Alanin von hellerem Ton. In diesen letzteren Kolonien ist der Rand dunkler als das Zentrum und zudem radiär geflammt. (Dunklere und hellere Striche in der Randzone.) Ammonsulfat ergab auffallend kompakte, nicht glänzende Kolonien mit flachem Rand.

Die hier aufgeführten Belege einer Beeinflussung des Aussehens einer Kolonie durch die Stickstoffquelle wurden an sämtlichen Parallelreihen einer Serie beobachtet. Wenn auch nicht für sämtliche Algen bindende Gesetzmässigkeiten festgestellt werden konnten, so zeigten unsere Versuche doch, innerhalb welcher Grenzen eine Abhängigkeit möglich ist. Diese Befunde können in einer Artbeschreibung herangezogen werden, wenn diese Unterschiede für sich allein auch nicht ausreichen würden, um systematische Einheiten auseinanderzuhalten und zu charakterisieren.

Die mikroskopische Vergleichung der Kulturen in den verschiedenen Nährböden ergab im weiteren noch etliche interessante Hinweise in bezug auf Form und Grösse.

*1. Cystococcus* in beiden Klonen Nr. 6 und Nr. 28.

Die Form wird kaum beeinflusst: kugelige, normal aussehende Zellen. Dagegen scheint die Grösse der Zellen durch das Milieu beeinflusst zu werden. Bei Klon Nr. 6 auffallend grössere Zellen auf Alanin, Ammonsulfat und Ammonchlorid. Besonders interessant ist die Feststellung, dass gleichzeitig mit zunehmender Grösse eine Verquellung der Membran eintritt, die dem Material einen ungewohnten und nur in diesem Versuch beobachteten Fall darstellt; oft ist diese Membran-

verquellung nur einseitig. Diese Erscheinung trat bei Klon Nr. 28 nicht ein. Im Gegenteil bestand dort das Material aus Klumpen von kugeligen Zellen. Es ist hier die Verzögerung der Verquellung, welche diese Klumpenbildung verursacht. Im Material dieser letzteren Art sind auch viele nekrobiotische Zellen und solche mit ölartigen Einschlüssen.

2. *Chlorella* (Klone Nr. 2, 5 und 19 a).

Die verschiedenen Stickstoffquellen üben auf die *Chlorellen* noch weniger einen morphogenetischen Einfluss aus als auf die *Cystococcen*. Sie scheinen weder in der Form noch in der Grösse irgendwie beeinflusst zu werden.

3. *Die Stichococcus*algen sind etwas gestaltungsfähiger.

Bei Klon Nr. 3 sind die Zellen in Asparagin und Ammonsulfat etwas grösser als in den übrigen Medien. Bei Klon Nr. 29 sind solche Unterschiede nicht zu beobachten, doch bleibt die Frage offen, ob dies nicht dem Alter der Kulturen zuzuschreiben sei. Am meisten plastisch sind die Kulturen von Klon Nr. 18. In Glycocoll sind die Zellen grösser als in Asparagin und Alanin. Auffallend ist eine eigentümliche Art der Zusammenballung infolge der unvollkommenen Verschleimung der Membran, ganz besonders in Ammonsulfat, wobei gleichzeitig die einzelnen Zellen gekrümmt sind. Als Ganzes sieht dies nach Klumpen von *Botryococcus Braunii* aus.

Die beiden *Cystococcus*klone zeigten auf Natriumnitrit keinerlei Wachstum und verhielten sich damit genau wie die früher untersuchten *Cystococcus*gonidien. Um so auffallender und überraschender war das Verhalten der

*Stichococcus*algen.

Diese zeigten ohne Ausnahme ein beträchtliches Wachstum, wenn auch die diesbezüglichen Kolonien kleiner waren als auf den übrigen Substraten. Wieder anders verhielten sich die

*Chlorellen*.

Die beiden Klone Nr. 2 und 19 a, beides Gonidien, ergaben nennenswerte Kolonien, während die freilebende Alge Klon Nr. 5 jedes Wachstum versagte. Diese Ergebnisse waren für uns eine richtige Überraschung, da wir keinerlei Wachstum erwartet hatten. Wir fanden es deshalb für angebracht, den ganzen Versuch, soweit es das Natriumnitrit betraf, zu wiederholen und auf eine Reihe weiterer Klone auszudehnen. Wir setzten zu diesem Zweck am 24. Juni 1936 eine neue Reihe an, wobei jeder Klon mit vier Kolben zu je drei Kolonien vertreten war. Die Ablesung der Ergebnisse erfolgte nach vier Monaten, am 20. Oktober 1936.

Aus den gefundenen Werten geht hervor, dass die Ergebnisse der früheren Versuchsreihe in allen wesentlichen Punkten bestätigt wurden. Die Klone, die das erstemal nicht aufgegangen waren, gingen auch in der Wiederholung nicht auf und die erhaltenen mittleren Werte entsprechen im grossen ganzen durchaus den zuerst gefundenen. Die eingeimpften *Cystococcus*zellen waren entfärbt und abgestorben, was aus den nachträglichen Überimpfungsversuchen auf Glukoseagar deutlich hervorging. Im mikroskopischen Bild zeigten sich die meisten Zellen zum Teil entfärbt mit geschrumpftem Plasma. Heute kann man wohl als allgemeine Regel festhalten, dass die *Cystococcus*algen Natriumnitrit nicht nur nicht als Nährstoffquelle ausnützen können sondern sie als Gift empfinden.

Auch die *Chlorellen* verhielten sich wie zuvor: Klon Nr. 2 und 19 a gutes Wachstum, während Klon Nr. 5 nicht aufging. Dieser Klon hatte sich durch alle Versuche hindurch als äusserst empfindlich erwiesen; wenn dieser Klon also im Natriumnitritversuch versagte, so könnte dies offenbar wegen seiner allgemein hohen Ansprüche gewesen sein. Klon. Nr. 2 fällt auch durch eine Unregelmässigkeit in der Zellgrösse, durch eine auffallend verdickte Zellmembran und einen stark aufgelösten Chromatophor auf. Die Zellen sind mit aufleuchtenden Einschlüssen dicht gefüllt. Das Material von Klon Nr. 19 a sieht ganz ähnlich aus.

Zu den im ersten Versuch geprüften *Stichococcus*klonen fügten wir in der Wiederholung noch weiterhin dazu die Klone Nr. 10 a, 21, 46, 26, 11 und 42. Man erkennt gegenüber den übrigen Nährsubstraten am Aussehen und am Durchmesser ein mittleres, aber deutlich gehemmtes Wachstum. Die Kolonien sind flach und ohne den gewohnten Glanz der Oberfläche. Diese selbst ist nicht einheitlich, sondern wie von kleinen Sekundärkolonien bedeckt.

Von besonderer Bedeutung ist die Tendenz zur Kettenbildung bei allen Klonen. Das Natriumnitrit hat offenbar eine hemmende Wirkung auf die Ausbildung von Querwänden. Die einzelnen Klonen zeigen leichte Abweichungen vom Kolonietypus in der Ausgestaltung des Randes und der Farbe der Oberfläche.

In den wesentlichen Merkmalen und im physiologischen Verhalten aber erwiesen sich diese Klone als ein einheitlicher Typus, innerhalb dessen die Abweichungen nur geringfügiger Natur sind.

## Die Entfärbung der Kolonien am direkten Sonnenlicht.

Jaag (1929) hatte gefunden, dass sich zwei *Cystococcus*rassen, die aus derselben Flechtenart isoliert worden waren, ungleich schnell am direkten Sonnenlicht entfärben.

Nachdem uns nun aufgefallen war, dass eine Anzahl unserer Klone auf Licht besonders empfindlich reagieren, setzten wir einen Versuch an, um in diesem Verhalten möglicherweise ein systematisch verwendbares Kriterium zu erhalten.

Wir setzten also Vertreter der Gattungen *Cystococcus* (Klone Nr. 6 und 28), *Chlorella* (Klon Nr. 5) und *Stichococcus* (Klone Nr. 3, 7, 11, 20, 22, 26 und 173 a) in Glukoseagar an, überliessen diese Kulturen während 10 Wochen unter Ausschluss des direkten Sonnenlichtes sich selbst und setzten sie dann gleichzeitig und unter denselben Bedingungen während mehreren Wochen der Sonne aus (im Glashaus). Die Ablesungen erfolgten während der ersten Zeit am Morgen und Abend jeden Sonnentages. Später (nach 6 Wochen) erfolgte eine nochmalige Gesamtablesung. Die Ergebnisse sind folgendermassen zusammenzufassen :

Am empfindlichsten gegen Sonnenlicht ist *Cystococcus;* die Kolonien dieser Alge entfärben sich schon nach zwei, bzw. einem Sonnentag. Die Zellen sind indessen nicht restlos abgestorben, was sich zeigt, wenn man sie auf neue Nährböden überimpft und vor der Sonne schützt.

Nicht weniger empfindlich ist *Chlorella* Nr. 5, welcher Klon schon am zweiten Sonnentag eine vollkommen entfärbte Kolonie zeigt und am dritten Tag keine gut aussehende Kolonie mehr besitzt.

Die *Stichococcus*algen sind entschieden am widerstandsfähigsten. Noch nach 10 Tagen sind ihre Kolonien frisch grün und nur die Klone Nr. 11 und 26, beides Gonidien, haben teilweise entfärbte Kolonien, was sich in der helleren Farbe (die freilich von dunkeln Sektoren unterbrochen sind) zeigt.

In dieser Hinsicht lassen sich also Gattungstypen auseinanderhalten.

## Der Einfluss der Temperatur auf das Wachstum und auf die Formgestaltung unserer Algen.

Aus den Arbeiten von Jaag (1929 und 1933), Dönz (1934) und Kessler (1937) sind die Ansprüche an die Temperatur einiger Algen, darunter auch Gonidienalgen, klargelegt worden. Es zeigte sich, dass optimale Temperaturen höher liegen, als dies vorher allgemein angenommen worden war. Da wir nun über genügend Einrichtungen verfügten, den Einfluss der Temperatur in verhältnismässig kurzen Intervallen zu untersuchen, so verwendeten wir auf diese Untersuchungen besondere Sorgfalt. Von der grossen Anzahl der von uns isolierten Klone setzten wir eine Auswahl von 19 in Thermostaten, deren Temperatur jeweils um drei Grade variierte, und zwar von 0° C bis 36° C. Auf diese Weise ermittelten wir die Temperaturkurve unter vergleichbaren Bedingungen : Ausimpfung an demselben Tage und Führung von 8- bis 10fachen parallelen Reihen (in einigen Ausnahmefällen waren es nur 6 Parallelreihen).

Die Resultate wurden nach 16—22 Wochen abgelesen. Durch Tastversuche stellten wir zuerst fest, welche Algen die Fähigkeit hatten, sich in der Dunkelheit zu vermehren und Chlorophyll zu bilden. Ausser zwei Klonen (*Trentepohlia* und ein *Cystococcus*) zeigten alle ein gutes Wachstum in den Thermostaten. Artari (1899) und später Radais (1900) haben für *Stichococcus bacillaris* die Fähigkeit, im Dunkeln zu assimilieren, demonstriert.

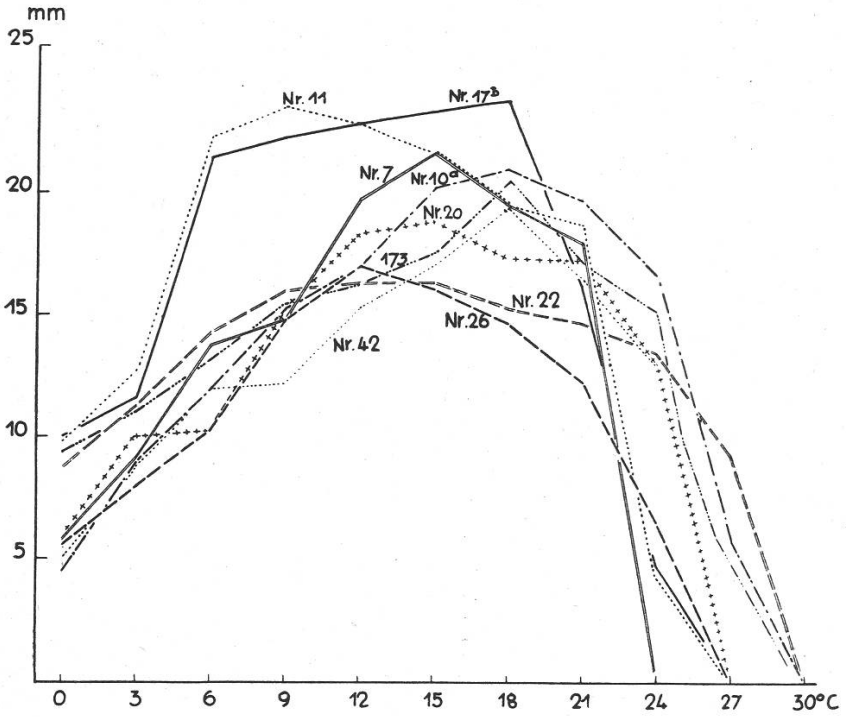



Fig. 11.
Der Einfluss der Temperatur auf das Wachstum von 9 *Stichococcus*klonen.

Wenn wir auch wegen Platzmangels in den Thermostaten und des Fehlens so grosser Mengen von Glasware nicht alle Klone in dieser Richtung untersuchen konnten, so dürften die erhaltenen Kurven doch deshalb von Interesse sein, weil ähnlich präzis durchgeführte Temperaturuntersuchungen u. W. bisher kaum durchgeführt wurden. (S. Oltmanns, Bd. I, S. 362).

Leider konnten wir unsere Algen nicht prüfen in konstanten Temperaturen unterhalb 0° C. Dagegen war es uns möglich, das Temperaturoptimum und -maximum zu ermitteln.

Aus unsern Kurven geht hervor, dass keine der untersuchten Algen das Temperaturminimum bei 0° C oder darüber hat. Denn in welchem Milieu wir auch die Algen aussetzten, immer war bei 0° C noch ein ansehnliches Wachstum zu beobachten. Das Temperaturoptimum liegt im allgemeinen in der Gegend der mittleren Temperaturen von 12°—18° C. Von den in unsern Versuchen beobachteten 19 Klonen liegen 14 innerhalb dieser Grenzen. Vier Klone zeigen ein Optimum bei 12° C, zwei Klone bei 15° C und ihrer fünf bei 18° C. Nur je ein Klon gedeiht opti-

mal bei 9° C (Klon Nr. 11, *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var.) bzw. bei 21° (Klon Nr. 46, *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *tenuis* nov. var.). Darin liegt eine Bestätigung der Angaben von J a a g (1929). Im allgemeinen zeigen die verschiedenen Kurven einen weitgehend einheitlichen Verlauf. Bei 0° C zeigen sie keine grossen Unterschiede, steigen dann von 6° C an steil in die Höhe und erstrecken sich innerhalb der Temperaturen von 6° bis 21° bzw. 24° in wenig gewölb-

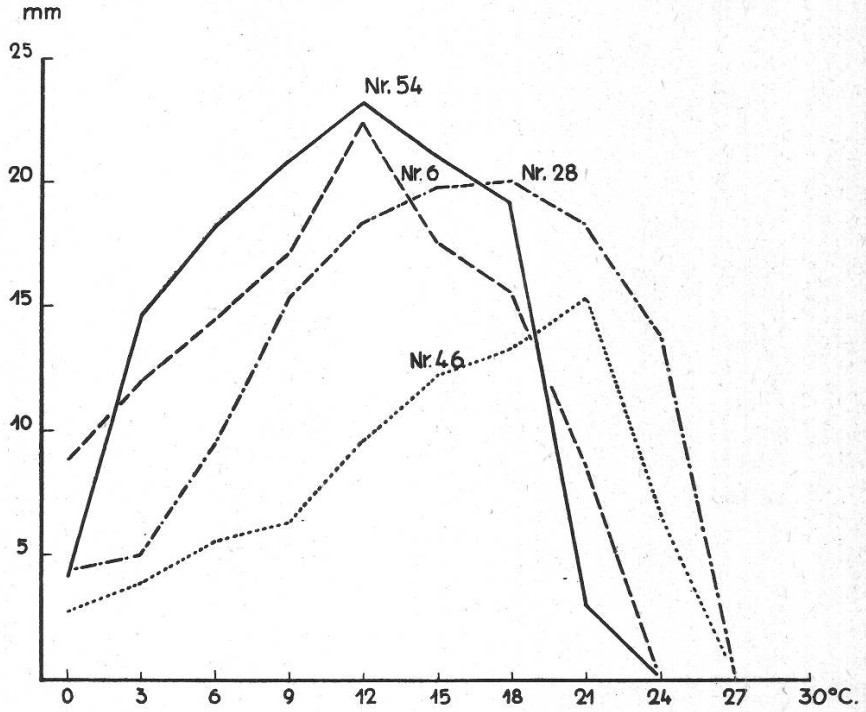



Fig. 12.
Der Einfluss der Temperatur auf das Wachstum von 3 *Cystococcus*klonen.

tem Bogen, um oberhalb dieser Temperaturen noch rascher als im Anstieg abzufallen. Zwischen den noch ein verhältnismässig intensives Wachstum zeigenden höchsten Temperaturen und der nachfolgenden, bei der eine Entwicklung schon nicht mehr beobachtet werden kann, ist meist ein steiler Abfall. Dies zeigt also, dass die Algen unserer Untersuchungen innerhalb der genannten Grenzen nicht sehr weitgehend spezialisiert sind. Etwas abweichende Kurven lieferten die Klone Nr. 5, 7 und 24 a, deren aufsteigender Ast auffallend nach rechts, also nach den höheren Temperaturen hin geneigt ist und zu einem ebenfalls in den höheren Temperaturen liegenden Optimum führt.

Es war nun interessant, zu untersuchen, ob in den Temperaturansprüchen die verschiedenen Klone einer Algengattung, oder diejenigen einer Flechtengattung, oder einerseits die in Flechten investierten oder anderseits die freilebenden Algen sich zu physiologischen natürlichen Versuchsgruppen zusammenordnen würden.

Ein Blick auf die drei Kurvenbilder Fig. 11, 12 und 13 gibt uns die Antwort auf diese Frage.

1. Die *Stichococcus*gonidien : Ihre Optima liegen bei 9° C (Nr. 11), bei 12° C (Klon Nr. 22 und 26) und 18° C (Klon Nr. 10 a, 17 b, 42 und 173), also beinahe über die ganze Skala der Optima, die wir beobachteten, verteilt (einzig eine *Cystococcus*gonidie ging etwas höher, nämlich bis zu 21°). Dabei ist freilich zu sagen, dass die Optima nicht immer sehr deutlich sind, d. h. dass innerhalb der genannten Grenzen die Entwicklungsintensität nicht sehr verschieden ist. Es ergibt sich also für diese Algengattung ein weitgehend einheitliches Kurvenbild.

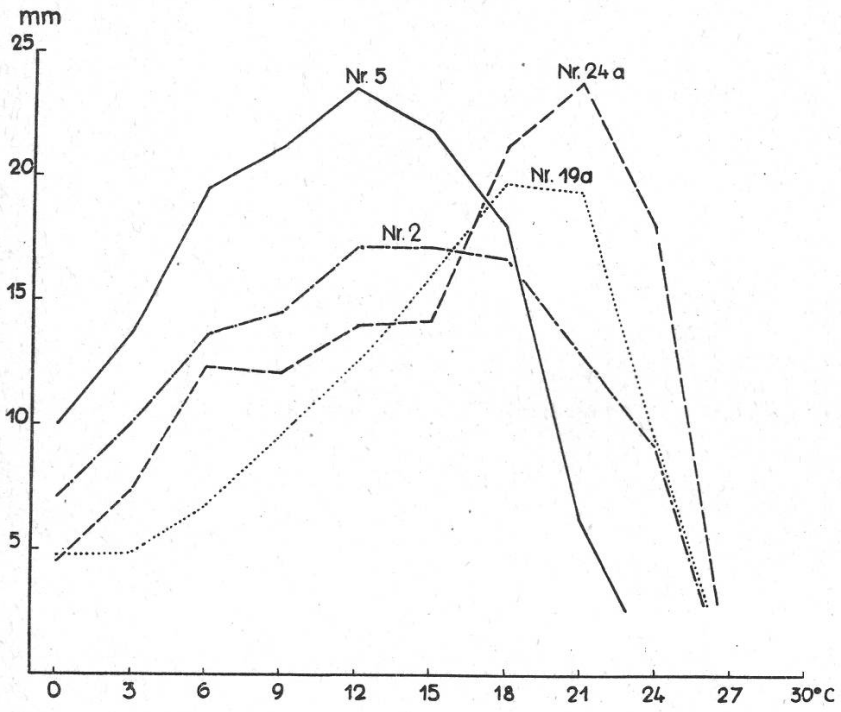



Fig. 13.
Der Einfluss der Temperatur auf das Wachstum von 4 *Chlorella*klonen.

Dasselbe gilt für die Kurven der

2. *Cystococcus*gonidien : Verteilung der Maxima über die ganze Breite zwischen 12° und 21° C. Die Maxima sind freilich etwas deutlicher ausgeprägt, was in der höherliegenden Kurvenspitze zum Ausdruck kommt (Tafel 5, Fig. 3). Die Gonidienalgen aus der Gattung

3. *Chlorella,* deren Kurven in Fig. 13 dargestellt sind, zeigen an sich nichts Neues, ebensowenig wie die gleichzeitig mituntersuchten freilebenden *Chlorella*klone. Hier zeigt sich mit besonderer Deutlichkeit, dass es in bezug auf die Temperatur nicht eine Gonidien- bzw. Luftalge gibt, denn je eine Gonidie (Klon Nr. 2) und eine freilebende Alge (Klon Nr. 5) haben ihr Optimum im tiefern, die Gonidienalge Klon Nr. 19 a und die freilebende Alge Klon Nr. 24 a dagegen im höheren Temperaturintervall. So kann von einem spezifischen Temperaturanspruch von Gonidien bzw. freien Algen nicht gesprochen werden.

Am einheitlichsten erweisen sich die beiden freilebenden *Stichococcus*algen, deren Optimum bei 15° liegt und deren Kurven auch einen weitgehend gleichartigen Verlauf zeigen.

Tabelle 3.

Temperaturexperiment m. Klon Nr. 173. *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* Stamm I.

Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 20 Wochen |
|---|---|
| 0 | 9,33 ± 0,88 |
| 3 | 11,0 ± 0,20 |
| 6 | 13,2 ± 0,55 |
| 9 | 15,5 ± 0,50 |
| 12 | 16,2 ± 0,71 |
| 15 | 17,5 ± 0,76 |
| 18 | 21,5 ± 0,65 |
| 21 | 17,1 ± 0,75 |
| 24 | 15,2 ± 0,65 |
| 27 | 0,3 ± 0,08 |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 33 | 0 |

Tabelle 4.

Temperaturexperiment mit Klon Nr. 10 a. *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maxima* Stamm III.

Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 14 Wochen |
|---|---|
| 0 | 4,5 ± 0,19 |
| 3 | 9,0 ± 0,81 |
| 6 | 12,0 ± 0,41 |
| 9 | 15,2 ± 0,58 |
| 12 | 17,0 ± 0,70 |
| 15 | 20,2 ± 0,28 |
| 18 | 21,0 ± 0,41 |
| 21 | 19,8 ± 0,25 |
| 24 | 16,7 ± 0,63 |
| 27 | 5,8 ± 0,38 |
| 30 | Spuren |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 5.

Temperaturexperiment m. Klon Nr. 11. *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var.

Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 22 Wochen |
|---|---|
| 0 | 9,8 ± 0,44 |
| 3 | 12,7 ± 0,44 |
| 6 | 22,2 ± 0,41 |
| 9 | 23,5 ± 0,31 |
| 12 | 22,8 ± 0,50 |
| 15 | 21,7 ± 0,83 |
| 18 | 19,5 ± 0,30 |
| 21 | 18,8 ± 0,44 |
| 24 | 4,3 ± 0,33 |
| 27 | 0 |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 6.

Temperaturexperiment m. Klon Nr. 42. *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *crassa* nov. var. Stamm II.

Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 16 Wochen |
|---|---|
| 0 | 5,0 ± 0,39 |
| 3 | 7,8 ± 0,47 |
| 6 | 12,0 ± 0,69 |
| 9 | 12,2 ± 0,71 |
| 12 | 15,3 ± 0,48 |
| 15 | 17,0 ± 0,55 |
| 18 | 19,5 ± 0,50 |
| 21 | 16,6 ± 0,40 |
| 24 | 13,0 ± 0,56 |
| 27 | 4,0 ± 0,21 |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 7.
Temperaturexperiment mit Klon Nr. 17 b.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 16 Wochen |
|---|---|
| 0 | 10,0 ± 0,40 |
| 3 | 11,6 ± 0,48 |
| 6 | 21,5 ± 0,64 |
| 9 | 22,3 ± 1,85 |
| 12 | 22,8 ± 0,48 |
| 15 | 23,3 ± 0,31 |
| 18 | 23,8 ± 0,34 |
| 21 | 16,3 ± 0,48 |
| 24 | 4,8 ± 0,47 |
| 27 | 0 |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 8.
Temperaturexperiment m. Klon Nr. 20.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* nov. var. Stamm II.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 20 Wochen |
|---|---|
| 0 | 5,9 ± 0,44 |
| 3 | 10,0 ± 0,70 |
| 6 | 10,3 ± 0,80 |
| 9 | 15,3 ± 0,60 |
| 12 | 18,3 ± 0,34 |
| 15 | 18,8 ± 0,94 |
| 18 | 17,3 ± 0,72 |
| 21 | 17,3 ± 0,34 |
| 24 | 13,0 ± 0,57 |
| 27 | Spuren |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

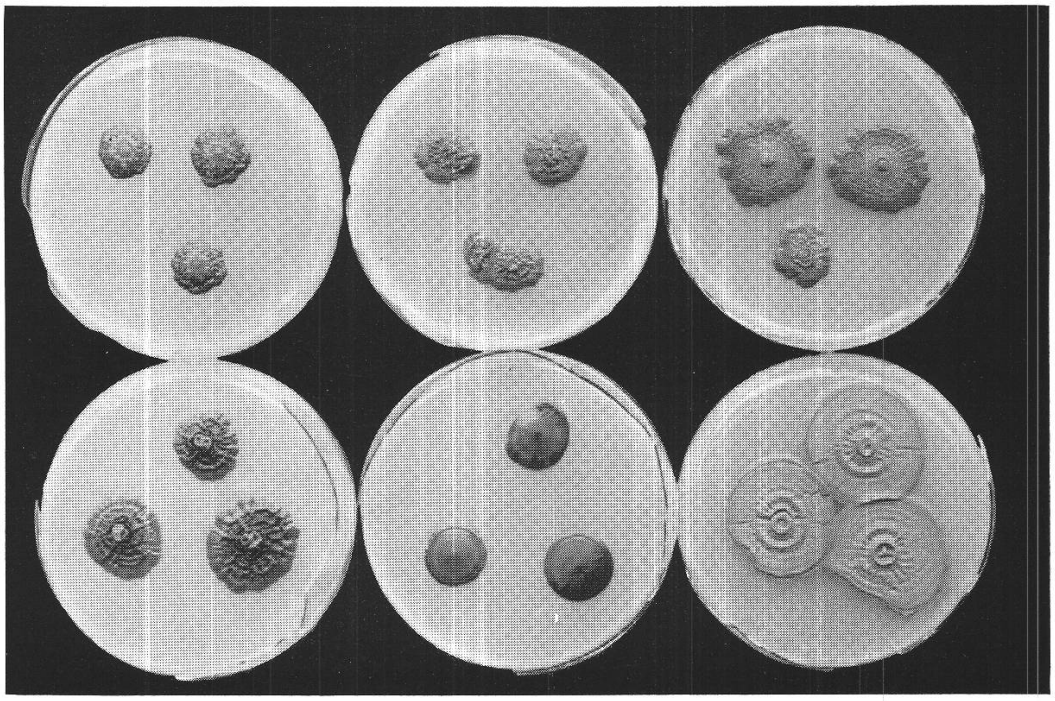
Tabelle 9.
Temperaturexperiment m. Klon Nr. 22.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 22 Wochen |
|---|---|
| 0 | 8,7 ± 0,47 |
| 3 | 11,3 ± 0,48 |
| 6 | 14,3 ± 0,33 |
| 9 | 16,0 ± 0,40 |
| 12 | 16,3 ± 0,62 |
| 15 | 16,3 ± 0,34 |
| 18 | 15,3 ± 0,31 |
| 21 | 14,7 ± 0,25 |
| 24 | 13,5 ± 0,29 |
| 27 | 9,3 ± 0,64 |
| 30 | Spuren |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 10.
Temperaturexperiment m. Klon Nr. 26.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 20 Wochen |
|---|---|
| 0 | 5,6 ± 0,26 |
| 3 | 8,0 ± 0,91 |
| 6 | 10,3 ± 0,25 |
| 9 | 14,8 ± 0,85 |
| 12 | 17,0 ± 0,40 |
| 15 | 16,0 ± 0,70 |
| 18 | 14,7 ± 0,33 |
| 21 | 12,3 ± 0,44 |
| 24 | 6,5 ± 0,28 |
| 27 | 0 |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

# Tafel 4



## Abbildung 1.

Photo E. Rüst

Sechs verschiedene *Chlorella*-Klone auf demselben Nährboden (Glukoseagar). Ca. $^1/_2$ nat. Grösse.

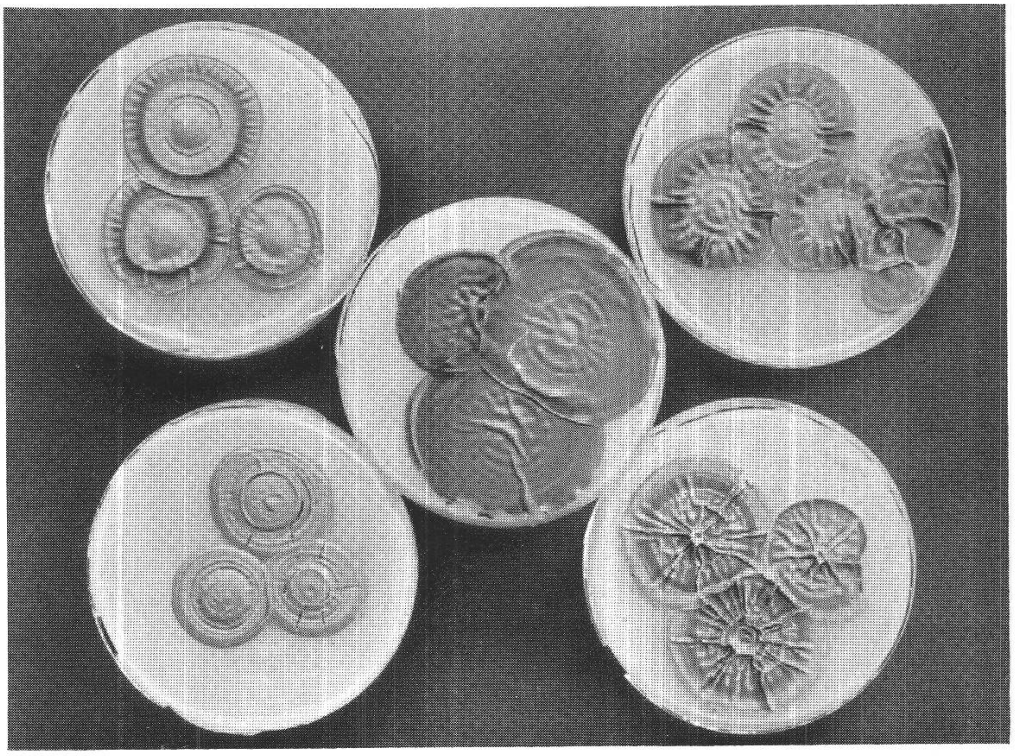
Von links nach rechts:

Obere Reihe:

1. *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var. — Stamm I (Klon Nr. 5)
2. *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var. — Stamm II (Klon Nr. 61)
3. *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var. — Stamm III (Klon Nr. 17a)

Untere Reihe:

1. *Chlorella lichina* Chod. var. *viridis* nov. var. — (Klon Nr. 2)
2. *Chlorella lichina* Chod. — (Klon Nr. 21b)
3. *Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var. — (Klon Nr. 19a)

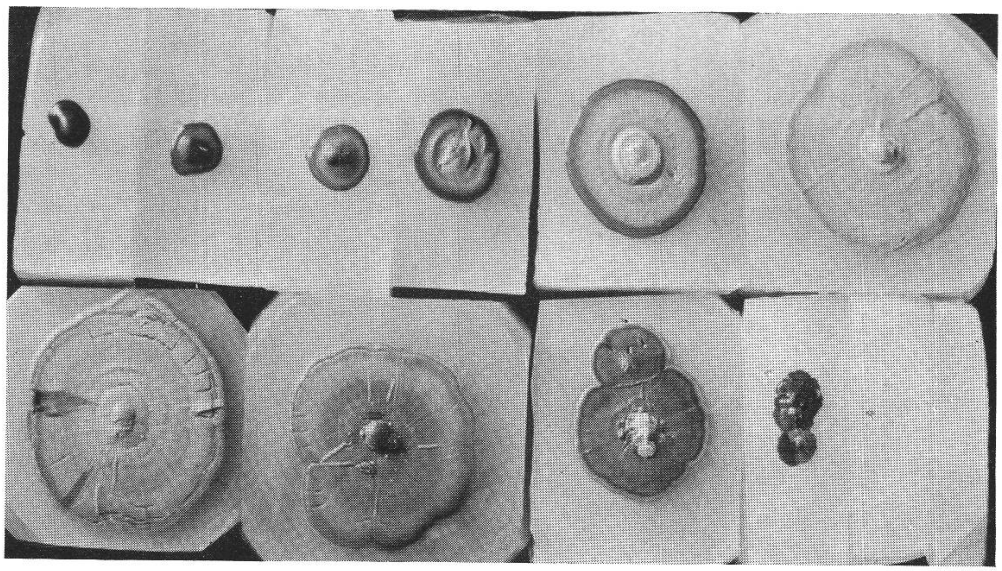


## Abbildung 2.

Photo E. Rüst

*Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var. (Klon Nr. 19a) Kulturen auf verschiedenen Nährböden.

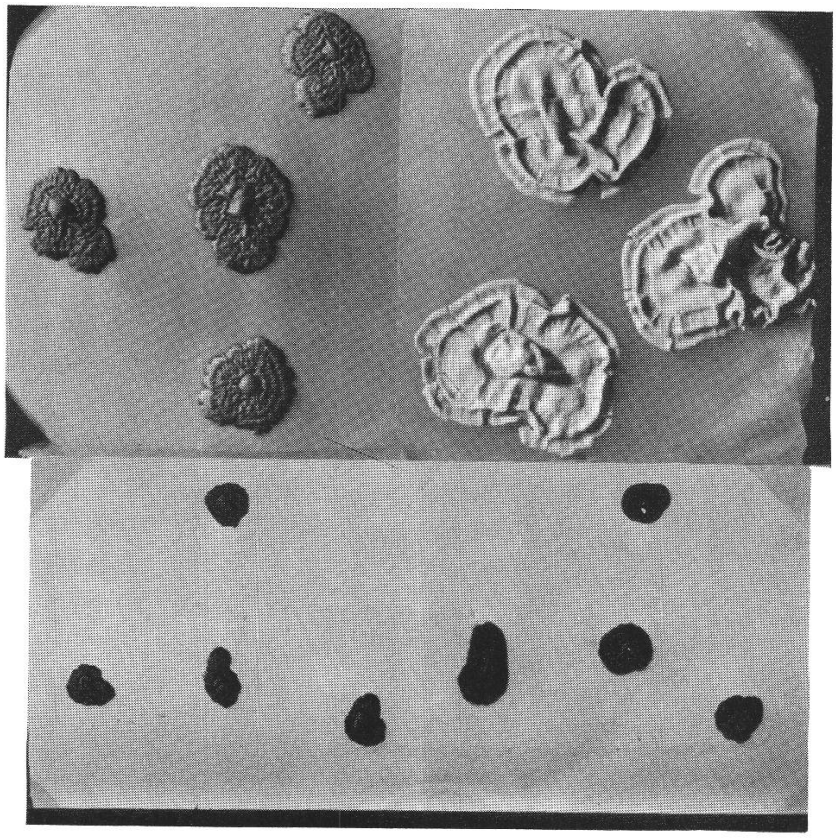
# Tafel 5



## Abbildung 1.

Kulturen von *Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* (Klon Nr. 19a) bei Temperaturen von 0°—36° C. auf Glukoseagar. Obere Reihe von links nach rechts; 0°, 3°, 6° usw. bis 15° C. Untere Reihe von links nach rechts: von 18°—36° C. in gleichen Intervallen.

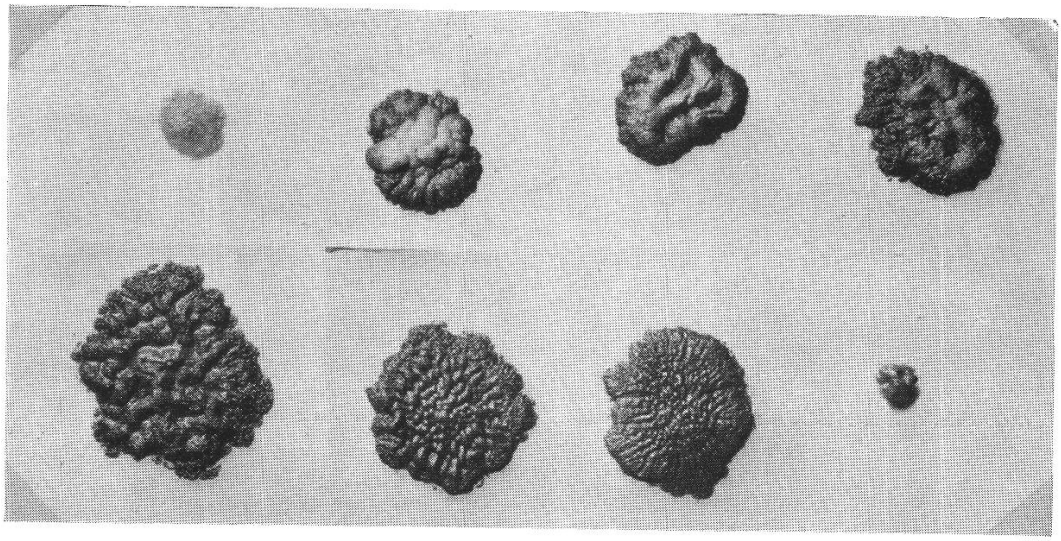
Photo E. Rüst.



## Abbildung 2.

*Chlorella lichina* var. *viridis* (links) auf Glukoseagar (oben) und auf Knopagar (unten); *Chlorella lichina* var. *foliosa* (rechts) auf Glukoseagar (oben) und auf Knopagar (unten).

Photo E. Rüst.

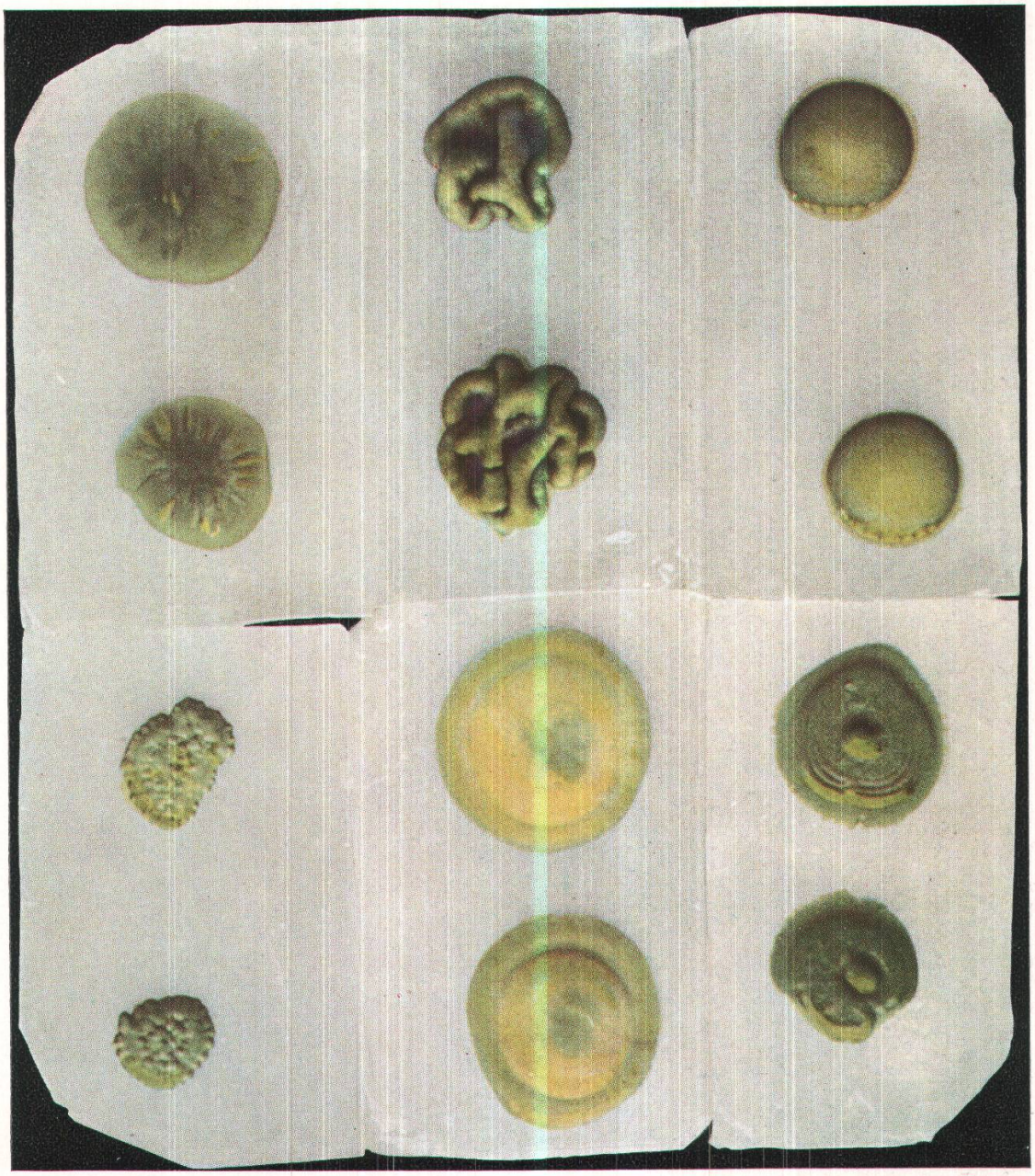


## Abbildung 3.

*Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae* Chod. in litt. Stamm 1. Kulturen auf Glukoseagar bei Temperaturen von 0° bis 9° C. (Intervalle von je 3°, obere Reihe von links nach rechts), und von 12° bis 21° (untere Reihe).

Photo E. Rüst.

# Tafel 6



Grössen- und Farbunterschiede der Kolonien von verschiedenen Algenklonen auf alaninhaltigem Nährboden:

Obere Reihe:

Von links nach rechts:

Klon Nr. 18, *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *elegans* nov. var. Stamm I.
Klon Nr. 28, *Cystococcus Cladoniae furcatae* Chod.
Klon Nr. 29, *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *crassa* nov. var. Stamm II.

Untere Reihe:

Von links nach rechts:

Klon Nr. 2, *Chlorella lichina* Chod. var. *viridis* nov. var.
Klon Nr. 3, *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maxima* nov. var. Stamm I.
Klon Nr. 5, *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var. Stamm I.

Tabelle 11.
Temperaturexperiment mit Klon Nr. 7.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 26 Wochen |
|---|---|
| 0 | 4,8 ± 0,25 |
| 3 | 9,1 ± 0,25 |
| 6 | 13,8 ± 0,54 |
| 9 | 14,8 ± 0,44 |
| 12 | 19,8 ± 0,71 |
| 15 | 21,6 ± 0,60 |
| 18 | 19,5 ± 0,30 |
| 21 | 18,0 ± 0,92 |
| 24 | 0,3 |
| 27 | 0 |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 12.
Temperaturexperiment m. Klon Nr. 54.
*Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae* Chodat. in litt. Stamm I.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 16 Wochen |
|---|---|
| 0 | 4,0 ± 0,07 |
| 3 | 14,6 ± 0,24 |
| 6 | 18,2 ± 0,96 |
| 9 | 20,8 ± 0,49 |
| 12 | 23,2 ± 0,22 |
| 15 | 21,0 ± 0,70 |
| 18 | 19,2 ± 0,49 |
| 21 | 2,8 ± 0,26 |
| 24 | 0 |
| 27 | 0 |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 13.
Temperaturexperiment mit Klon Nr. 6.
*Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae* Chodat. in litt. Stamm I.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 16 Wochen |
|---|---|
| 0 | 8,7 ± 0,33 |
| 3 | 12,0 ± 0,57 |
| 6 | 14,7 ± 0,66 |
| 9 | 17,0 ± 0,29 |
| 12 | 22,3 ± 1,10 |
| 15 | 17,5 ± 0,21 |
| 18 | 15,3 ± 0,62 |
| 21 | 5,3 ± 0,66 |
| 24 | Spuren |
| 27 | 0 |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 14.
Temperaturexperiment m. Klon Nr. 28.
*Cystococcus Cladoniae furcatae* Chodat.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 16 Wochen |
|---|---|
| 0 | 4,3 ± 0,33 |
| 3 | 5,0 ± 0,01 |
| 6 | 9,7 ± 0,33 |
| 9 | 15,3 ± 0,66 |
| 12 | 18,3 ± 0,33 |
| 15 | 19,7 ± 0,33 |
| 18 | 20,0 ± 0,51 |
| 21 | 18,3 ± 0,65 |
| 24 | 13,8 ± 0,17 |
| 27 | Spuren |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 15.
Temperaturexperiment mit Klon Nr. 24 a.
*Chlorella lichina* Chod.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 15 Wochen |
|---|---|
| 0 | 4,5 ± 0,32 |
| 3 | 7,4 ± 0,31 |
| 6 | 12,4 ± 0,51 |
| 9 | 12,1 ± 0,31 |
| 12 | 14,0 ± 0,70 |
| 15 | 14,2 ± 0,62 |
| 18 | 22,2 ± 1,02 |
| 21 | 23,8 ± 0,85 |
| 24 | 18,0 ± 0,71 |
| 27 | Spuren |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 16.
Temperaturexperiment mit *Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var. Klon Nr. 19 a.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 16 Wochen |
|---|---|
| 0 | 4,75 ± 0,33 |
| 3 | 4,9 ± 0,24 |
| 6 | 6,8 ± 0,59 |
| 9 | 9,6 ± 0,62 |
| 12 | 12,5 ± 0,30 |
| 15 | 16,0 ± 0,68 |
| 18 | 19,7 ± 1,05 |
| 21 | 19,5 ± 1,14 |
| 24 | 9,5 ± 0,30 |
| 27 | Spuren |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 17.
Temperaturexperiment mit *Chlorella lichina* Chod. var. *viridis* Klon Nr. 2.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 16 Wochen |
|---|---|
| 0 | 7,12 ± 0,87 |
| 3 | 10,1 ± 0,71 |
| 6 | 13,6 ± 0,55 |
| 9 | 14,5 ± 0,35 |
| 12 | 17,1 ± 0,51 |
| 15 | 17,1 ± 0,55 |
| 18 | 16,7 ± 0,47 |
| 21 | 12,9 ± 0,37 |
| 24 | 9,3 ± 0,12 |
| 27 | Spuren |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Tabelle 18.
Temperaturexperiment mit *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* Stamm I. Klon Nr. 5.
Nährboden
⅓ Knopagar mit 1 % Glukose.

| Temperatur ° C | Durchmesser der Kulturen in mm Kulturdauer 16 Wochen |
|---|---|
| 0 | 10,0 ± 0,28 |
| 3 | 13,8 ± 0,25 |
| 6 | 19,5 ± 0,61 |
| 9 | 21,2 ± 0,72 |
| 12 | 23,5 ± 0,51 |
| 15 | 21,8 ± 0,44 |
| 18 | 18,0 ± 0,58 |
| 21 | 6,2 ± 0,31 |
| 24 | Spuren |
| 27 | 0 |
| 30 | 0 |
| 33 | 0 |
| 36 | 0 |

Daraus können wir für unsere Algen den Schluss ziehen, dass innerhalb des allgemein beobachteten Vorzuges für tiefere Temperaturen eine weitere Spezifizität zwischen Gonidien und freilebenden Algen und zwischen den verschiedenen Gonidien- bzw. Algentypen nicht zu beobachten ist.

Zum Einfluss der Temperatur auf die Morphologie und Farbe der Kolonien lässt sich allgemein folgendes aussagen :

Vergleicht man die aus dem Temperaturexperiment kommenden Kulturen der *Stichococcus*klone Nr. 11, 22, 26, 20, 17, 173 und Nr. 3, so zeigt sich der weitgehend gleiche Kolonietypus : Kolonie glänzend frisch grün, oft mit Tendenz zu hellgrüner Färbung, glatt anliegend, knopfförmig gewölbt. Diese Klone zeigen kaum wesentliche Unterschiede, d. h. es wäre kaum möglich, aus einem Gemisch die einzelnen Arten herauszulesen. Am ehesten zeigt Klon Nr. 26 einen eigenen Typus, namentlich in den mittleren und höheren Temperaturen. Diese Klone sind ausgebreitet, flach, (lobé) (erinnernd an *Cystococcus Chodati*). Allgemein zeigt sich bei diesen Klonen eine Gelbfärbung bei den mittleren und höheren Temperaturen. Woher diese Gelbfärbung rührt, konnten wir nicht ermitteln. Manchmal sind schöne Sektoren sichtbar. An allgemeinen Merkmalen kann man kaum mehr aussagen. Die Temperatur hat also auf das Aussehen der Kolonien, abgesehen von der Gelbfärbung, keinen sichtbaren Einfluss.

Das Experiment erlaubt uns sodann, den Einfluss der Temperatur auf die Formgestaltung der Zellen in den verschiedenen Klonen zu untersuchen :

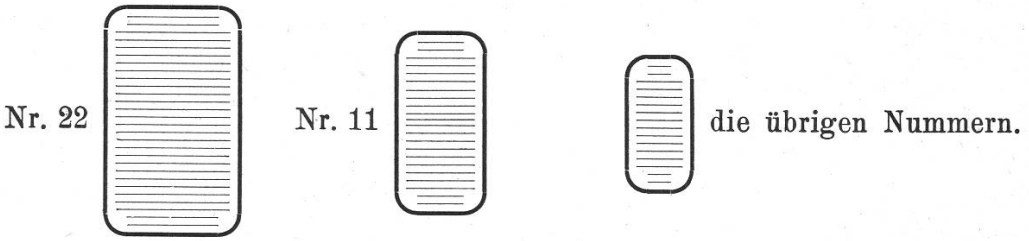
1. unter den verschiedenen Temperaturen alle gleichzeitig untersuchten Klone miteinander zu vergleichen und
2. jeden dieser Klone unter den verschiedenen Temperaturen zu beobachten.

Unsere mikroskopischen Analysen erstreckten sich zunächst darauf, die verschiedenen Klone bei ein und derselben Temperatur, also zunächst z. B. bei 0° C miteinander zu vergleichen (und alsdann auch bei andern Temperaturen), um so eventuelle Anhaltspunkte zu erhalten über die Spezifizität von Gonidien und freilebenden Algen.

Das Ergebnis lässt sich wie folgt zusammenfassen : Die Verschiedenheit in Form und Grösse ist bei 0° C gering. Es wäre nicht möglich gewesen, zwischen den *Stichococcus*-Klonen Nr. 3, 17 b, 20, 26 und 173 Unterschiede herauszulesen. Diese Klone stellen den mittleren Typus dar : Zylindrische Zellen mit abgerundeten Ecken (nach echter *Stichococcus*art) und einer Länge von 4—10 $\mu$ und einem Längen/Breitenverhältnis von 1,2 bis 3,5. Davon abweichend zeigt sich Klon Nr. 22 mit auffallend grossen und verhältnismässig langen Zellen. Bei 0° C ergaben sich Länge (Mittelwert) 6,7 $\mu \pm 0{,}7$.

Klon Nr. 11 steht in Grösse und Zellform etwa in der Mitte. So lassen sich bei 0° in bezug auf die Grösse drei verschiedene Typen unterscheiden: Klon Nr. 22 und 11 und die Gesamtheit der übrigen Klone.

Grob schematisch könnten diese Ergebnisse so zusammengefasst werden :




Bei den Temperaturen zwischen 0° C und 15° C wäre es schwierig, ohne genaue Messungen und Berechnung der Mittelwerte die Verschiebungen auszuwerten. Wir begnügen uns deshalb, sie bei dieser letztern Temperaturstufe darzustellen.

Die obengenannten drei Gruppen zeigen sich auch hier, wenn auch überall (mit Ausnahme von Klon Nr. 20) grössere Zellen vorliegen als Resultat der höheren Temperatur. (Auf diese Erscheinung werden wir später noch zu sprechen kommen.)

Bei höheren Temperaturen ist ein Vergleich schwierig, da in diesen Kulturen meist Mast- und Zerrformen vorliegen, die zum Teil mit den in der Natur angetroffenen Algenformen wenig mehr zu tun haben. Diese Kulturen können dagegen für den Vergleich der Variabilität herbeigezogen werden.

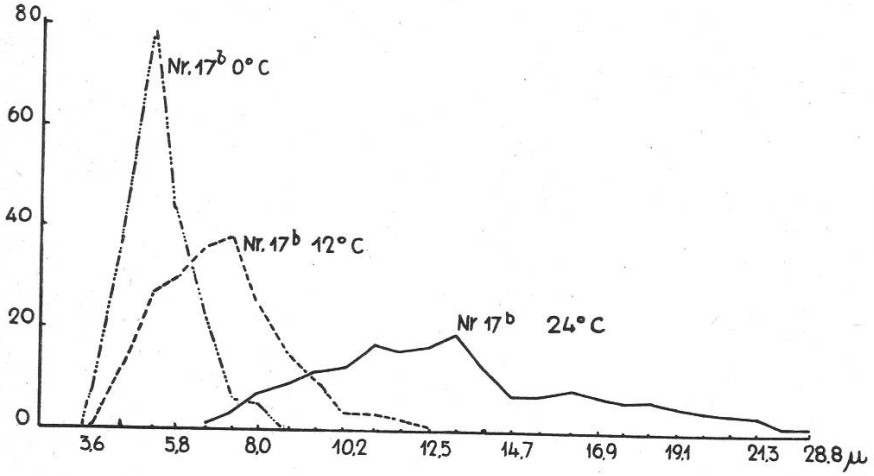
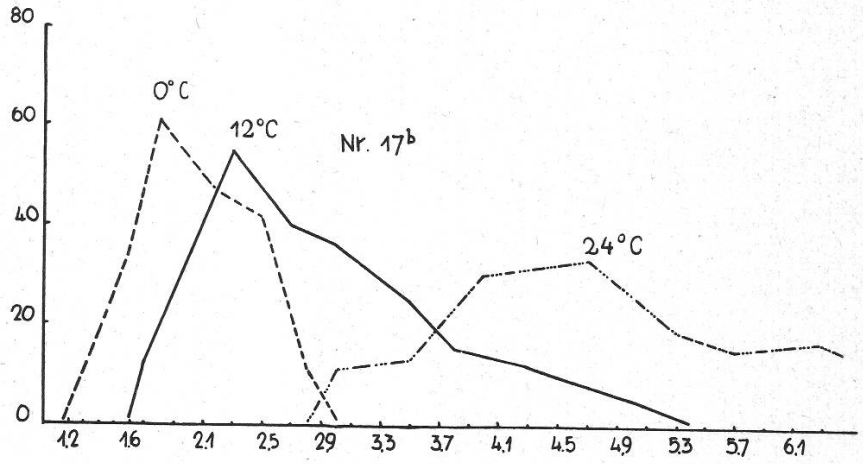



Fig. 15 A.
*Stichococcus :* Einfluss der Temperatur auf die Länge der Zellen. (Klon Nr. 17 b.)

Diese Versuchsreihe war besonders geeignet, die morphogenetische Wirkung der Temperatur zu demonstrieren. Allgemein kann gesagt werden, dass die meisten Klone sehr variabel sind, was in der Form der Zellen, ihrer Grösse und ganz besonders im Verhältnis von Länge zu Breite zum Ausdruck kommt. Sie sind zwar verschieden plastisch. Als besonders polymorph gegenüber der Temperatur sind die Klone

Nr. 17 b, 20 und 22 zu bezeichnen. Im allgemeinen sind die Zellen in den niedrigsten Temperaturen klein, gedrungen, regelmässig in Form und gleichförmig. Das ändert sich schon bei 3° bzw. 6°, bei welchen Temperaturen die Zellen grösser und auch mehr gestreckt erscheinen. Aber ganz auffallend beginnen die Veränderungen bei 15° C und höher zu werden und bei Temperaturen über 18° treten vielfach (besonders bei den obenerwähnten Klonen Nr. 17 b, 20 und 22) eigentliche Mastformen auf mit Auswüchsen und manchmal stark eingerollten Zellen.

Fig. 15 B.
*Stichococcus:* Einfluss der Temperatur auf $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$
(**Klon** Nr. 17 b.)




Wir haben von den drei Klonen die Zellformen im Bilde festgehalten und nach Grösse und Zellform variationsstatistisch errechnet. Aus diesen Ermittlungen geht hervor, dass die Zellen in den höheren Temperaturen die mehrfache Länge oder zum mindesten das mehrfache Verhältnis von Länge zu Breite haben als zum Beispiel bei 0° oder 3° C. Dies scheint uns davon herzurühren, dass die Bildung der Querwände verhindert oder doch vermindert wird. (Fig. 15 A und Fig. 15 B).

Die Temperaturversuche der vier verwendeten *Chlorella*algen, unter denen sich zwei Gonidienalgen und zwei freilebende befinden, ergaben in bezug auf die Form und Grösse ein weitgehend gleichartiges Bild. In den tiefern Temperaturen (etwa bis 15° C) sind die Zellen im Mittel gestreckter, schlanker, ovaler; gegen die mittleren Temperaturen (15° C bis 24° C) sind die mehr kugeligen Formen vorherrschend, ja, wie bei Nr. 19 a einzig vorhanden. Eine Ausnahme macht dabei höchstens die freilebende Form Klon Nr. 5, bei der eine Aufteilung in die kugeligen erwachsenen und die ovalen jungen Zellstadien zu beobachten ist. Die Ausbildung des Chromatophors und des Chlorophylls ist bei tiefern Temperaturen ausgiebiger als bei höhern Temperaturen. Die Intensität der grünen Farbe nimmt also bei steigender Temperatur ab und in den höhern Wärmestufen sind die Zellen, obwohl ein gewisses Wachstum noch zu beobachten ist, vollkommen farblos. In höhern Temperaturen ist auch die Zellwand dicker als in tiefern.

Allgemein lässt sich also eine deutliche morphogenetische Wirkung nicht übersehen. Die *Chlorella*algen sind aber weniger plastisch als nichtkugelige Algen. Der vorliegende Serienversuch ergab, in bezug auf das mikroskopische Bild, an distinktiven Merkmalen für die Unterscheidung der Klone voneinander nicht viel mehr als das Auftreten von Öl, namentlich in den mittleren Temperaturstufen bei Klon Nr. 24 a und eine geringere Plastizität bei dieser Form im Vergleich zu den parallel geführten *Chlorella*-Klonen.

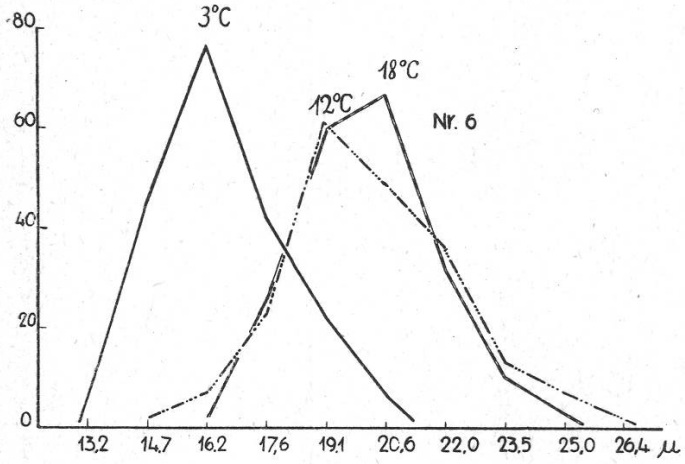



Fig. 16.
*Cystococcus:* Durchmesser der Zellen bei 3°, 12° und 18° C. (Klon Nr. 6.)

*Cystococcus:* Von allen untersuchten Algen zeigen sich die *Cystococcus*kulturen im Temperaturexperiment am wenigsten plastisch. Unterschiede in Grösse, Form und Ausbildung des Chromatophors, sowie der Zelleinschlüsse sind kaum zu beobachten. Auffallend ist nur, dass in den tiefern Temperaturen die Zoosporenbildung reichlicher vorhanden ist als in höheren, was möglicherweise in der Temperaturänderung, die sich während der mikroskopischen Untersuchung ergibt, erklären lässt. Diese vermehrte Zoosporenbildung bei tiefern Temperaturen lässt sich nicht mit dem Gesamtwachstum der Kolonien in direkten Zusammenhang bringen, was aus den Kurven der Koloniedurchmesser in den verschiedenen Temperaturstufen hervorgeht.

Verglichen mit den Ergebnissen mit den *Chlorellen,* zeigt sich neuerdings, dass im Rahmen unserer Versuche die Plastizität um so geringer ist, je näher eine Alge der Kugelform ist.

Bei genauer Betrachtung ist freilich auch ein geringer Grössenunterschied zu beobachten bei den Zellen, die bei verschiedenen Temperaturen gezogen wurden; so ergeben die drei Kurven (Fig. 16) Mittelwerte von

16,24 $\mu \pm$ 1,98 bei 3° C.
19,8 $\mu \pm$ 1,84 bei 12° C.
19,8 $\mu \pm$ 1,78 bei 18° C.

Da der mittlere Fehler mehr als halb so gross ist wie der beobachtete mittlere Grössenunterschied zwischen 3° einerseits und 12° und 18°

anderseits, so wären die Unterschiede also nicht genügend, um von einer wirklichen Grössenbeeinflussung durch die Temperatur sprechen zu können.

## Charakteristik der Arten.

### Stichococcus chloranthus nov. spec.

Wir fassen unter dieser Art zwei Stämme zusammen: Klon Nr. 59 = Stamm I, eine epiphytisch lebende Alge auf *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. gesammelt im obern Kiental (Berner Oberland)

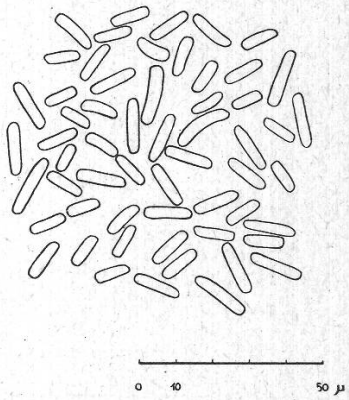



Fig. 17.
*Stichococcus chloranthus* nov. spec. Stamm I. in ⅓ Knopagar. (Klon Nr. 59.) Vergr. zirka 1350.

und Klon Nr. 63 = Stamm II, die Gonidie aus der Flechte *Chaenotheca melanophaea* Zwackh von Davos. Im allgemeinen gleichen sich diese Klone weitgehend: kleine, dunkelgrüne, glänzende Kolonien auf ⅓ Knopagar, mit dem Alter nicht verblassend. Auf Glukoseagar mittelgrosse, runde Kolonie von 15—20 mm Durchmesser, von einheitlich frischer, grüner Farbe; auf Malzagar Kolonien von tief dunkelgrüner Farbe. Die beiden Klone können nach dem Aussehen der Kolonie nicht auseinandergehalten werden. Die Zellen sind von schlanker Form, manchmal etwas gebogen. Sie gehören zu den mittelgrossen unserer *Stichococcus*algen, wenn auch innerhalb einer Kultur auf künstlichem Nährboden die Grösse der einzelnen Individuen weitgehend variiert.

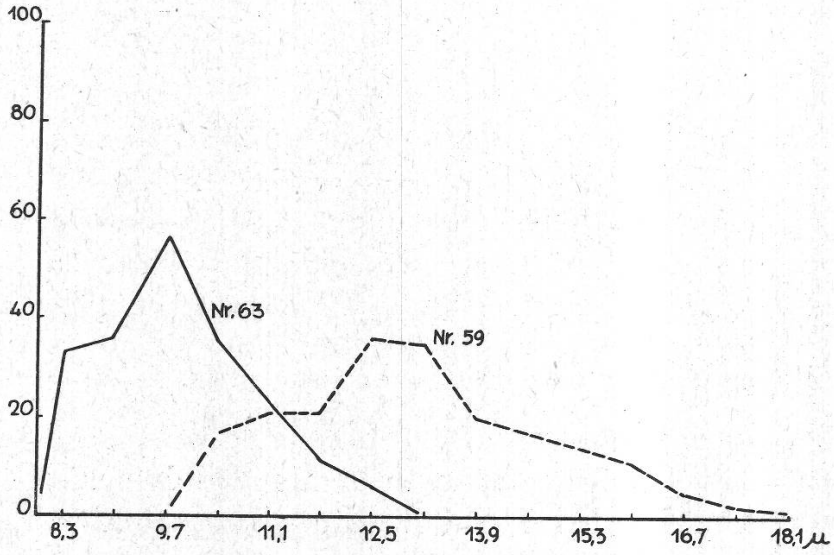



Fig. 18.
*Stichococcus chloranthus* nov. spec. Variationskurven der Zellängen von Stamm I und Stamm II auf ⅓ Knopagar.

In bezug auf Grösse und Form können die Zellen dieser beiden Klone nicht als identisch bezeichnet werden. In Klon Nr. 63 sind die Zellen kleiner (kürzer) und auch weniger breit als bei Klon Nr. 59.

In älteren Kulturen ist der Chromatophor bei beiden Klonen noch gut erhalten.

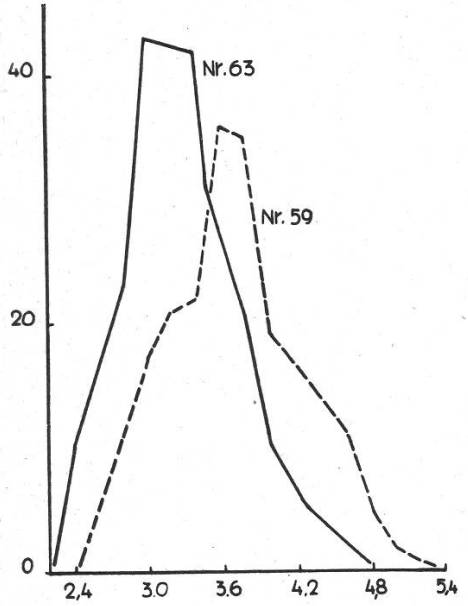



Fig. 19.
*Stichococcus chloranthus* nov. spec. Variationskurven von $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen von Stamm I und II auf ⅓ Knopagar.

*Grössenverhältnisse :*

*Stichococcus chloranthus* nov. spec. Klon Nr. 59, Stamm I.

Länge der Zellen : 13,1 ± 2,3 $\mu$ Variationsbreite 10,4—18,0 $\mu$

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : 3,8 ± 1,6 » 3,0— 5,2

Mittlere Breite : 3,4 $\mu$

*Stichococcus chloranthus* nov. spec. Klon Nr. 63, Stamm II.

Länge der Zellen : 9,9 ± 1,8 $\mu$ Variationsbreite 8,3—12,5 $\mu$

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : 3,2 ± 1,4 » 2,4— 4,3

Mittlere Breite : 3,1 $\mu$

*Diagnose :* Cellulae tenues cylindricae, utrimque rotundatis, in substrato arteficiali Agar Knopii 13,1 $\mu$ ± 2,3 (10,4—18 $\mu$) longae, 3,4 $\mu$ latae Stamm I. Chromatophoro parietali sine pyrenoide, cellulae adultae saepe flexae. Stichococcus chloranthus nov. spec. Stamm I (Zürich Nr. 59) cellulae longiores et latiores quam Stamm II (Zürich Nr. 63).

**Stichococcus bacillaris Nägeli var. mucigena nov. var.**

Das uns vorliegende Material umfasst zwei Stämme, die an drei Standorten gesammelt wurden : Klon Nr. 20 wurde als Epiphyt auf *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. bei Dietikon (Zürich) gefunden.

Klon Nr. 173 und Nr. 51 sind gleicherweise Gonidien von *Coniocybe*-arten. Die erstere wurde von Herrn Priv.-Dozent Dr. O. Jaag am Grossen St. Bernhard gesammelt und als *Coniocybe furfuracea* Ach. bestimmt, die letztere stammt von *Coniocybe gracilenta* Ach. von Rosenlaui bei Meiringen. Die drei Kolonien unterscheiden sich auf Glukoseagar von den andern *Stichococcus*kolonien durch ausgiebige Schleimbildung, sie verfliessen leicht und zeigen ein lebhafteres Wachstum als die übrigen Stämme dieser Art. Mit dem Alter verfärben sich die Kolonien nach hell milchigen bis gelben Farbtönen hin. Auf Knopagar sind die Kolonien klein, tief dunkelgrün und glänzend, und zeigen bei tiefern Temperaturen körnige granulöse Oberfläche.

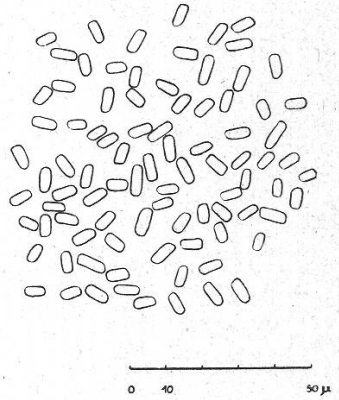



Fig. 20.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* nov. var.
Stamm I (Klon Nr. 173). In ⅓ Knopagar.
Vergr. zirka 1350.

Die Zellen sind klein bis mittelgross und ziemlich schlank, manchmal keulenförmig. Der Chromatophor wird in zuckerhaltigen Nährböden in einzelne Stücke aufgelöst. Die Temperatur beeinflusst bei diesen Stämmen Zellform und Wachstumsgeschwindigkeit in beträchtlichem Masse. Besonders Klon Nr. 20 zeigt hierin ein recht plastisches Bild: Bei niedern Temperaturen haben wir homogene, dunkelgrün gefärbte Kulturen; von 9—15° C zeigen diese einen deutlichen breiten, gelben Rand, der besonders auffallend ist bei 15° C; bei 18° C ist die Koloniefarbe einheitlich gelbgrün; bei höheren Temperaturen tritt eine vermehrte Bildung von dunkelgrünen Sektoren auf. Das Wachstumsoptimum liegt bei ca. 15° C, nachher werden die Kolonien kleiner und die Entwicklung hört fast vollständig auf. In der Morphologie der Kultur zeigt sich der eigentliche *Stichococcus*typus. Die mikroskopische Betrachtung ergibt bei den verschiedenen Temperaturen Unterschiede in der Zellgrösse. Ganz allgemein beobachtet man, dass bei den tiefern Temperaturen die Zellen klein, sehr kurz, fast quadratisch sind. Der Chromatophor ist mässig grün gefärbt. Bei 6° scheinen die Zellen länger zu sein als bei 0°. Bei 12° beobachten wir schon ausgesprochen lange Zellen; sie sind bis 10mal länger als breit. Solche gestreckte Zellen entstehen, wenn die Querwandbildung unterbleibt. Bei 18° nehmen alle Zellen das Aussehen von Mastformen an; man würde hier kaum einen *Stichococcus* auf den ersten Blick hin vermuten. Die Zellen sind auf-

geschwollen, fast kugelig, chloreloid, unregelmässig. Bei 24° C sind die Zellen ausgesprochen lang und gekrümmt; wären mit bei 0° C gezogenem Material verglichen nicht wiederzuerkennen. Aus diesem Experiment geht mit besonderer Deutlichkeit die auffallende Wirkung der Temperatur auf *Stichococcus* hervor.

Klon Nr. 173 hat ein ausgeprägtes Temperaturoptimum bei 18° C. Auch dieser Klon zeigt die morphogenetische Wirkung der Temperatur, nur nicht in so ausgeprägter Weise wie bei Klon Nr. 20. Auffallend sind hier überdies bei 0° die verdickten Zellwände, die sich mit Jodjodkali und Chlorzinkjod leicht blau färben lassen. Die Färbung scheint an den beiden Polen etwas deutlicher zu sein, da die Zellwand dort allgemein etwas stärker ausgebildet erscheint. Es dürfte sich dabei lediglich um eine Membranquellung handeln, die durch das Fehlen des Lichtes bedingt ist, da bei gewöhnlichen Versuchsbedingungen dieselbe nie festgestellt werden konnte. Pepton als alleiniger Zusatz zum Nährboden hatte keinen nachhaltigen Einfluss auf die Form der Zellen, wohl aber Glukose allein. Die beiden Stoffe zusammen geben freilich, wie schon Chodat (1913) zeigte, noch grössere Zellen als Glukose allein.

Auf mineralischem Milieu kann man bei allen drei Klonen eine schwache Tendenz zu Kettenbildung beobachten.
Form und Grösse der Zellen :

Klon Nr. 20 *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* Stamm II.

| | | | |
|---|---|---|---|
| Länge : | Mittelwert $6{,}4 \pm 1{,}6$ $\mu$ | Variationsbreite | 3,7—10,3 $\mu$ |
| $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : | Mittelwert $2{,}3 \pm 1{,}5$ | » | 1,2— 3,2 |

Da die Klone Nr. 51 und 173 a nach den Grössenverhältnissen und der Kolonie als nahezu gleich bezeichnet werden können, so fassen wir sie als beide zum gleichen Stamm zusammengehörend auf.

Grössenverhältnisse : *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* Stamm I.

Klon Nr. 51.

| | | | |
|---|---|---|---|
| Länge : | Mittelwert $5{,}6 \pm 1{,}4$ $\mu$ | Variationsbreite | 2,9—8,2 $\mu$ |
| $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : | $2{,}4 \pm 1{,}1$ | » | 1,4—3,8 |

Klon Nr. 173.

| | | | |
|---|---|---|---|
| Länge : | Mittelwert $6{,}3 \pm 0{,}8$ $\mu$ | Variationsbreite | 5,5—7,6 $\mu$ |
| $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : | $2{,}5 \pm 1{,}0$ | » | 2,0—2,8 |

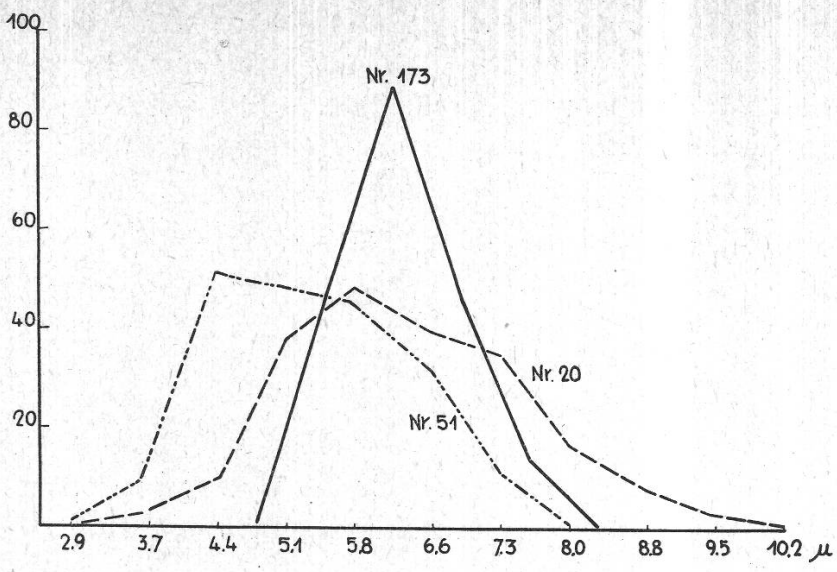



Fig. 21.

Fig. 21.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* nov. var. Variationskurven der Zellängen von Stamm I (Nr. 173 und 51) und Stamm II (Nr. 20) auf ⅓ Knopagar.

Fig. 22 (rechts).
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena* nov. var. Variationskurven von $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar, Stamm I (Nr. 173 und 51) und Stamm II (Nr. 20).

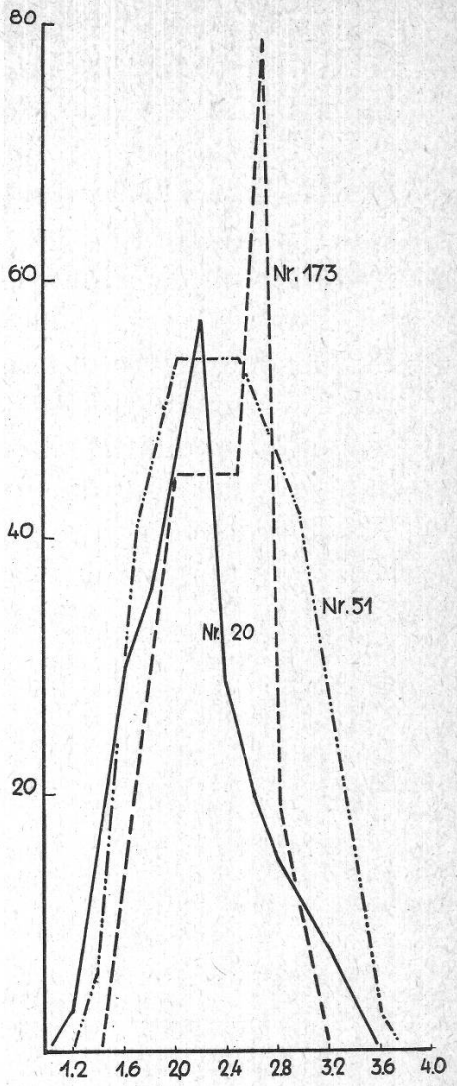



Fig. 22.

*Diagnose :* Cellulae cylindricae parvae et tenues, nonnumquam pili forma, utrimque rotundatae, chromatophoro parietali sine pyrenoide, fila in fundamine mineralico. Cellulae in substrato arteficiali Agar Knopii 2,9—8,2 μ longae (Stamm I, Nr. 51 und 173, Zürich) et 3,7—10,3 μ (Stamm II, Nr. 20, Zürich); longitudo pro latitudine 2,5 ± 1,1 (Stamm I).

### Stichococcus bacillaris Nägeli var. subaurifera nov. var.

Wir isolierten von dieser Art 8 Klone, davon sind 5 Gonidienalgen, worunter 3 aus *Coniocybe furfuracea* Ach. gezogen wurden, und zwar Klon Nr. 4 a vom Fongio bei Airolo von einem Baumstrunk, Nr. 11 vom Höhenweg bei Davos und Nr. 26 auf Wurzeln unterhalb der Ibergeregg bei Schwyz; eine weitere Gonidie wurde aus einem nicht bestimmbaren *Calicium* bei Kloten (Nr. 22), eine andere aus einer

*Lepraria* von Günterstal bei Freiburg i. Br. isoliert (Nr. 17 b). 3 Klone sind freilebende Algen, nämlich Nr. 7 vom Rigi, Nr. 21 auf Föhre bei Bülach und Nr. 65 epiphytisch auf *Xanthoria parietina* Ach. v. Wangs (St. Gallen). Die Kolonien auf Knopagar sind mit drei Ausnahmen (Nr. 7, 26 und 65) staubförmig, körnig granuliert von hellgrüner Farbe. Auf Glukoseagar zeigt dieser Klon ein dem *Stichococcus bacillaris* Nägeli ähnliches Wachstum: Bildung von grossen, runden (bis 2 cm im Durchmesser) Kolonien, manchmal mit einem etwas dunkleren Rand. Selten treten vereinzelte hellgrüne Sektoren auf. Diese Algen von so verschiedener Herkunft erwiesen sich, was das Aussehen der Kolonie anbetrifft, als recht einheitlich. In bezug auf Farbe und Morphologie der Kultur sind Unterschiede kaum zu beobachten, nur in der Wachstumsintensität und der Grösse der ausgewachsenen Kolonie sind kleine Unterschiede vorhanden.

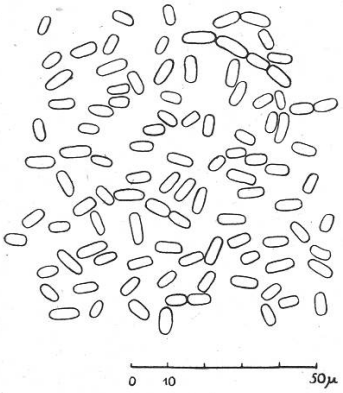



Fig. 23.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var.
In ⅓ Knopagar. (Klon Nr. 17 b) Vergr. zirka 1350.

Die Schleimbildung dieses Klons ist viel geringer als bei *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *mucigena*.

Die Zellen sind auf glukosefreiem Medium klein, deutlich zylindrisch, etwa 2—3mal so lang wie breit oder etwas länger. Auf glukosehaltigem Milieu ist auffallend, dass die Ecken stärker abgerundet sind; das mag daher kommen, dass der Turgor der Zellen grösser ist als in mineralischen Medien. Der Chromatophor ist gut grün, die Farbe etwas blasser als bei zuckerfreien Nährböden, hier wie dort kommen gelegentlich langgestreckte Zellen vor.

Wir haben für sechs dieser Klone Temperaturexperimente ausgeführt und bei vier ein gut übereinstimmendes Optimum zwischen 15° und 18° C gefunden. Nur die beiden Gonidien aus *Coniocybe furfuracea* Ach. Klon Nr. 11 und 26 weisen ein tiefes Optimum bei 9° C und 12° C auf; wir sehen aber doch davon ab, diese Art noch weiter zu unterteilen, da die Morphologie der Kultur und die Grössenverhältnisse sehr gut übereinstimmen.

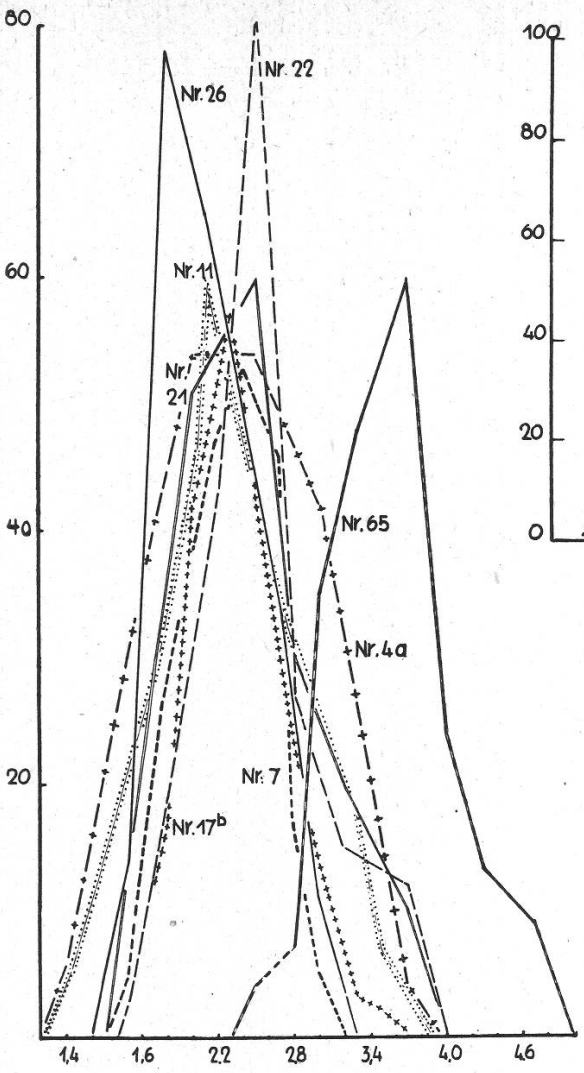



Fig. 25.

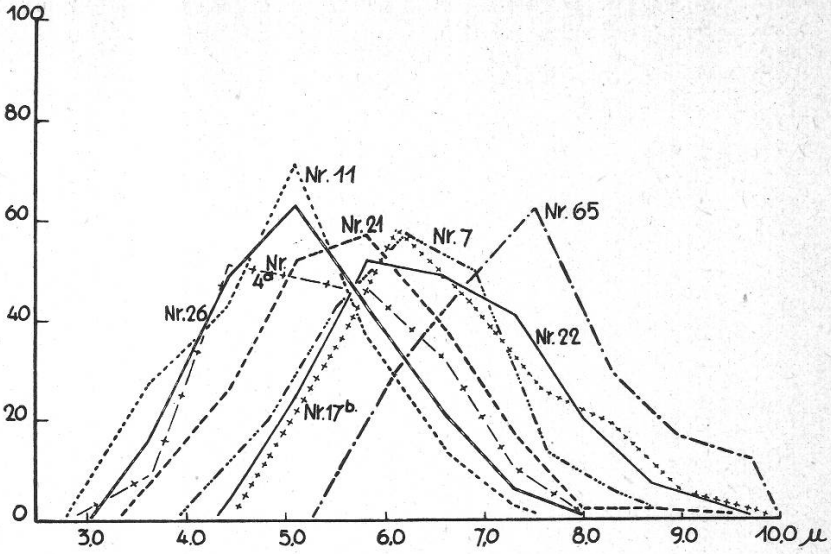



Fig. 24.

Fig. 24.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var. Variationskurven der Zellängen von 8 Klonen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 25 (links).
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* nov. var. Variationskurven von $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar von 8 Klonen.

| Dimensionen | | Mittelwert | Mittlerer Fehler | Variationsbreite |
|---|---|---|---|---|
| Nr. 4 a | Länge . . . . . | 5,4 μ | 1,4 | 2,9—8,0 μ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 2,3 | 1,1 | 1,4—3,7 |
| „ 11 | Länge . . . . . | 5,0 μ | 1,25 | 2,2—7,4 μ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 2,3 | 1,2 | 1,0—3,5 |
| „ 26 | Länge . . . . . | 5,3 μ | 1,2 | 3,6—8,0 μ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 2,2 | 1,0 | 1,5—3,3 |
| „ 22 | Länge . . . . . | 6,6 μ | 1,4 | 4,4—9,6 μ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 2,5 | 1,3 | 1,5—4,0 |

| Dimensionen | | Mittelwert | Mittlerer Fehler | Variationsbreite |
|---|---|---|---|---|
| Nr. 17 b | Länge . . . . . | 6,7 μ | 1,5 | 4,8—10,0 μ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 2,3 | 1,5 | 1,8—3,5 |
| „ 7 | Länge . . . . . | 6,3 μ | 1,3 | 4,1—8,3 μ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 2,4 | 1,3 | 1,5—3,0 |
| „ 21 | Länge . . . . . | 6,4 μ | 1,7 | 3,6—9,6 μ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 2,7 | 1,6 | 1,5—4,0 |
| „ 65 | Länge . . . . . | 7,8 μ | 1,3 | 5,2—9,7 μ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 3,5 | 1,5 | 2,5—4,7 |

*Diagnose:* Cellulae cylindricae parvae, utrimque rotundatae. Chromatophoro parietali sine pyrenoide. Colonia aliquantum mucigena.

## Stichococcus bacillaris Nägeli.

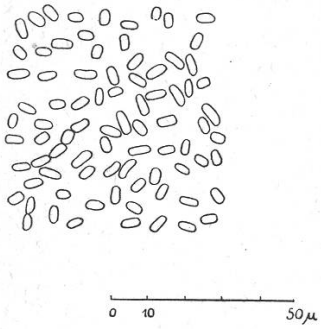



Fig. 26.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli (Klon Nr. 23 a). In ⅓ Knopagar. Vergr. zirka 1350.

Klon Nr. 23 a lässt sich nach dem Aussehen der Kolonie auf zuckerhaltigem wie auf mineralischem Nährboden nicht von der *Stichococcus*kultur, die uns von Herrn Professor F. Chodat in freundlicher Weise zur Verfügung gestellt wurde, unterscheiden. Sie ist auf Glukose von dunkelgrüner Farbe, regelmässiger Form, das Zentrum ist leicht erhaben, mit undeutlichen und schwachen radialen Rillen und Vertiefungen. Mit dem Altern der Kulturen erhalten wir das von Chodat (1913) beschriebene Bild: runde Kolonie von glänzendem, apfelgelbem Aussehen. In vergleichenden Experimenten zeigen Kulturen auf Malzextrakt grössere Kolonien von tief dunkelgrüner Farbe, die sich mit dem Altern der Kultur nicht ändert.

Dimensionen:

Länge: Mittelwert $5{,}6 \pm 1{,}4$ μ  Variationsbreite 3,8—8,1 μ

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$: $2{,}1 \pm 1{,}0$  » 1,3—4,0

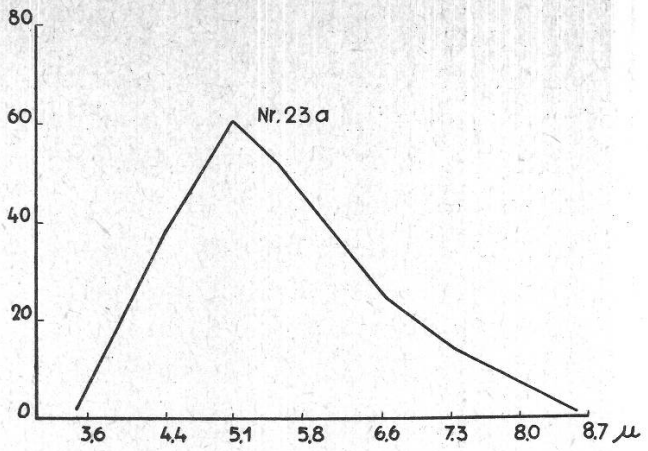



Fig. 27.

Fig. 27.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli. Variationskurven der Zellängen (Nr. 23 a) auf ⅓ Knopagar.

Fig. 28 (rechts).
*Stichococcus bacillaris* Nägeli (Klon Nr. 23 a) Variationskurven von $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar.

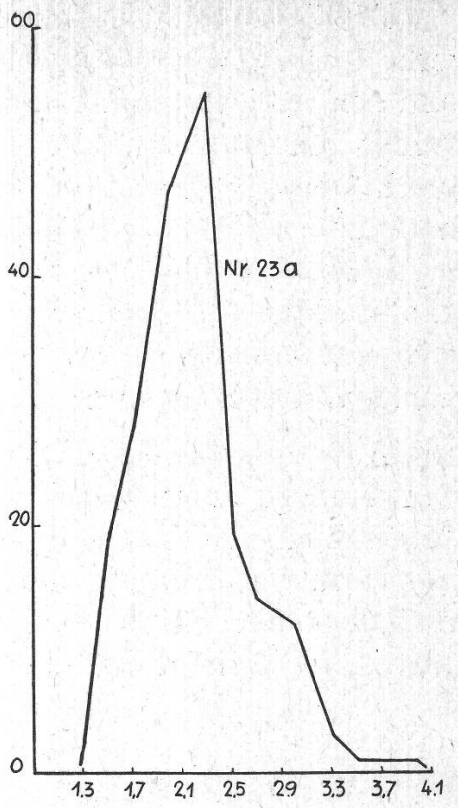



Fig. 28.

**Stichococcus bacillaris Nägeli var. elegans nov. var.**

Diese Unterart umfasst in dem uns vorliegenden Material zwei Stämme, welche beide Gonidien aus der gleichen Flechte sind : *Coniocybe furfuracea* Ach. Klon Nr. 18 wurde von uns auf Felsen bei Curaglia am Lukmanier und Klon Nr 171 von Herrn Priv.-Doz. Dr. O. Jaag am Grossen St. Bernhard gesammelt. Beide Stämme bringen auf Glukoseagar mittelgrosse bis grosse Kolonien von dem schon oft beschriebenen Typus hervor. Mittlerer Durchmesser der Kolonie nach 6 Monaten : Nr. 18 $16{,}0 \pm 0{,}9$ mm
Nr. 171 $20{,}8 \pm 1{,}3$ mm

Die beiden Klone unterscheiden sich also durch ihre Wachstumsintensität, aber auch durch die Veränderung der Kolonie mit dem Alter. Diejenige von Nr. 171 verfärbt sich hell, während Klon Nr. 18 viele Monate lang die schön frische, grüne Farbe unverändert beibehält.

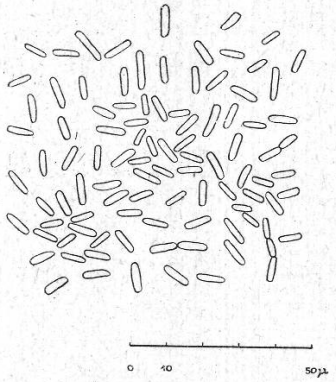



Fig. 29.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *elegans* nov. var. (Klon Nr. 18). In ⅓ Knopagar. Vergr. zirka 1350.

Die Zellen sind mittelgross und ihre Länge entspricht den Grössenverhältnissen von *Stichococcus bacillaris* Nägeli, sie sind aber auffallend schlank, viel schlanker als der Typus und sehr gerade, stäbchenförmig, im Material, namentlich Klon Nr. 18, sehr uneinheitlich, wodurch diese Form unter allen andern besonders auffällt. Der Chromatophor zerfällt auf Glukose in zahlreiche Körner und das Chlorophyll verschwindet bei Nr. 171 beim Verblassen der Zellen fast vollständig. Die Form scheint bei *Stichococcus bacillaris* var. *elegans* nov. var. sehr vom Nährsubstrat abhängig zu sein, ähnlich wie z. B. einige Klone von *Stichococcus bacillaris* var. *subaurifera* (Nr. 20 und 17 b).

Auf verschiedenen Stickstoffquellen verhält sich dieser *Stichococcus* nicht sehr verschieden. Makroskopisch zeigt sich kaum ein Unterschied, wir haben bei Zugabe von Alanin, Asparagin usw. überall knopfförmige, grüne Kolonien von etwa gleicher Grösse, ausgenommen in Nährböden mit Natriumnitrit, wo nur eine minimale Entwicklung stattfindet. Immerhin haben sich die eingeimpften Zellen in geringem Masse entwickelt. Die Farbe auf den verschiedenen Substraten zeigt keine grossen Unterschiede. Ammonsulfat zeigt eine ausgesprochen feste, eher trockene, weniger glänzende Kolonie, der Durchmesser ist auch etwas grösser als bei den andern N-quellen. Verglichen aber mit andern *Stichococcus*klonen ist das Wachstum auf allen Medien eher langsamer und weniger intensiv.

Mikroskopisch zeigen sich deutliche Unterschiede auf den verschiedenen Substraten: Auf Asparagin sind die Zellen relativ klein, mit deutlicher *Stichococcus*form und teilweise zu Klumpen zusammengeballt. Beachtenswert ist der in Kugeln aufgelöste Chromatophor, der sich freilich auf allen Nährböden in dieser Form zeigt, weshalb es nicht sicher ist, ob dies ein Artmerkmal, durch das Substrat bedingt, ist, oder aber eine Alterserscheinung darstellt. Glycocoll zeigt ein ähnliches Bild, doch sind die Zellen eher etwas grösser und einheitlicher in der Form. Auf Alanin sind die Zellen kleiner als auf Glycocoll, vielfach zu Klumpen zusammengeballt, von gedrungener Form, teilweise fast pleurococcoid. N in Form von Ammonnitrat scheint keinen morphogenetischen Einfluss auf die Alge zu haben, im Gegensatz zu Ammonsulfat, auf welchem Medium wir stark zusammengeballte Zellen (Verschleimung der Membran) vorfinden; manche Zellen sind gekrümmt, und das Ganze sieht der Alge *Botryococcus Braunii* viel ähnlicher als einem *Stichococcus*.

Wir führen Klon Nr. 18 als Stamm I und Nr. 171 als Stamm II weiter.

| Dimensionen | | Mittelwert | Streuung | Variationsbreite |
|---|---|---|---|---|
| Nr. 18 | Länge . . . . . | 6,6 $\mu$ | 1,1 | 4,1—9,0 $\mu$ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 3,8 | 1,2 | 2,3—6,0 |
| „ 171 | Länge . . . . . | 7,3 $\mu$ | 1,5 | 6,2—11,1 $\mu$ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . . . . | 4,1 | 1,3 | 3,0—6,0 |

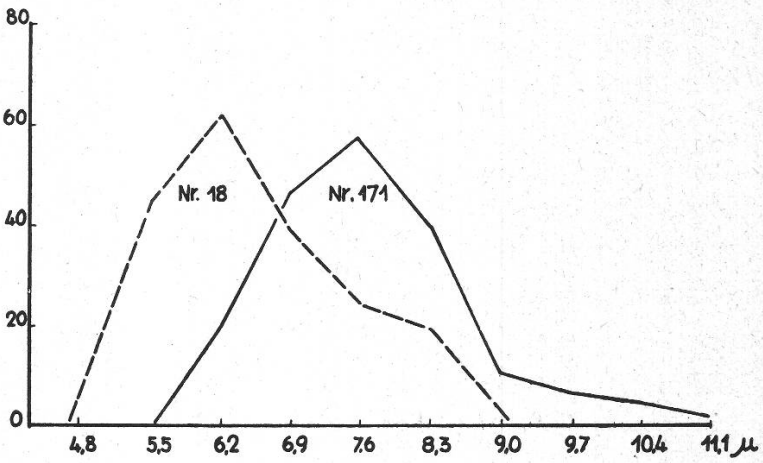



Fig. 30.

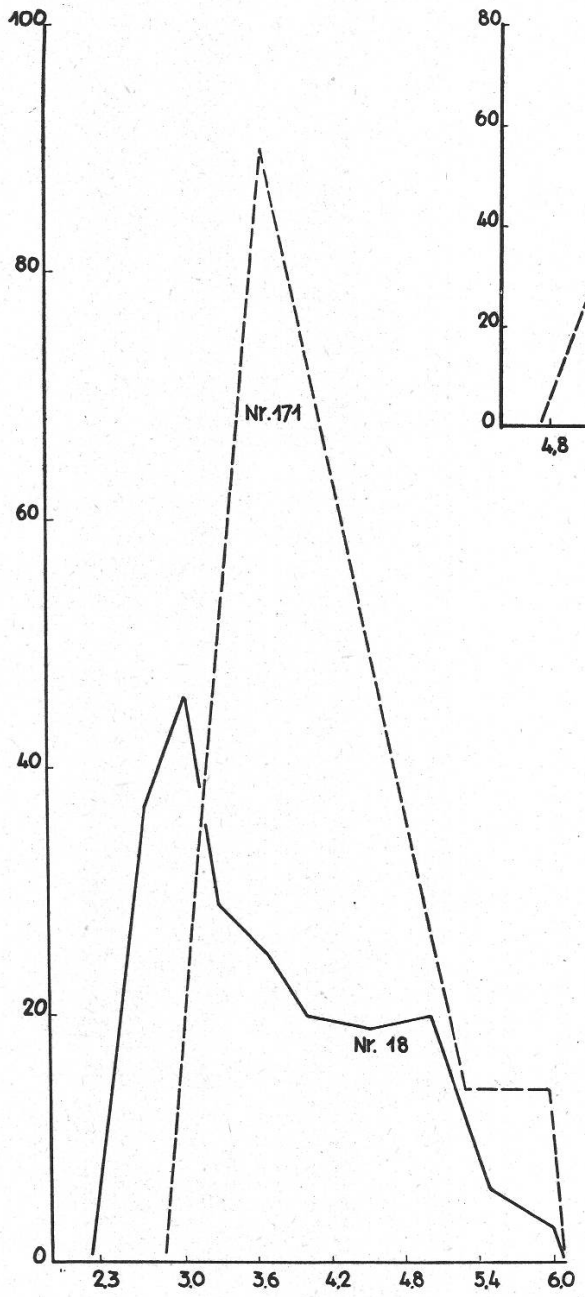



Fig. 31.

Fig. 30.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *elegans* nov. var. Variationskurven der Zellängen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 31 (links).
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *elegans* nov. var. Variationskurven von $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar.

*Diagnose :* Cellulae cylindricae rectae, tenuissimae, utrimque rotundatae, chromatophoro parietali, sine pyrenoide. Cellulae in substrato arteficiali Agar Knopii 4,1—9,0 $\mu$ longae (Nr. 18, Zürich), 6,2—11,2 $\mu$ (Nr. 171, Zürich). Longitudo pro latitudine 3,8 $\pm$ 1,1 (Nr. 18) et 4,1 $\pm$ 1,3 (Nr. 171, Zürich).

**Stichococcus bacillaris Nägeli var. crassa nov. var.**

Aus zwei Thalli von *Chaenotheca* wurden die Gonidien isoliert, und zwar Klon Nr. 29 aus *Chaenotheca stemonea* Zwackh und Klon Nr. 42 aus *Chaenotheca bruneola* Müll. Arg.; die erstere wurde am Greifensee bei Zürich und die letztere am Hahnensee bei St. Moritz gesammelt. Die beiden Algen sind morphologisch durchaus als identisch zu betrachten. Die Kolonien der beiden Klone sind fast von gleicher Grösse auf Glukose wie auch auf Malznährböden. Wir haben also hier den Fall, dass zwei Flechtenarten von ganz verschiedenen Standorten identische Gonidien führen. Die Kolonien, manchmal wulstartig erhöht, sind auf Glukose sehr kompakt, glänzend und zeigen Sektorenbildung. Die Schleimbildung ist nicht sehr deutlich. In den gleichen Formenkreis gehört auch ein auf *Calic. hyperellum* epiphytisch lebender *Stichococcus* (Nr. 25 d) von der Ibergeregg bei Schwyz. Dieser Klon unterscheidet sich von den beiden Gonidien durch vermehrte Schleimbildung und durch eine grössere Wachstumsintensität. Die Zel-

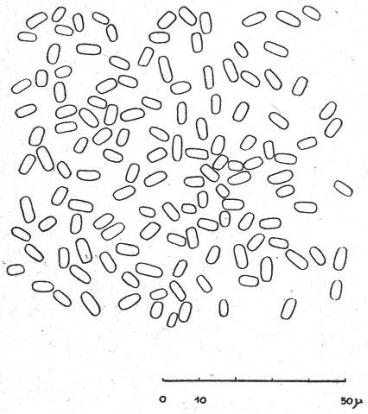



Fig. 32.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *crassa* nov. var.
Stamm I (Klon Nr. 25 d). In ⅓ Knopagar.
Vergr. zirka 1350.

len sind klein und ziemlich dick, von gedrungener Form. Die Temperatur wirkt verhältnismässig wenig plastisch auf diese Klone. Die Kolonien sind bei tiefern Temperaturen tief dunkelgrün, saftig glänzend. Wir beobachten auch hier wieder die auffallende Tatsache, dass die Kolonien bei 15° und 18° C viel heller gelb sind als bei tiefern und höhern Temperaturen. Bei Klon Nr. 42 ist sie besonders intensiv. Bei 21—27° wieder viel dunklere Kolonien, mit Sektorenbildung und zum Teil sehr scharfem dunklen Rand. Auch unter gewöhnlichen Verhältnissen verfärben sich Klon Nr. 29 und 42 mit dem Altern nach gelb

zu, während Nr. 25 d schön grün bleibt. Wir fassen darum die beiden ersteren als Stamm II und den letzteren als Stamm I auf.

| Dimensionen | | Mittelwert | Streuung | Variationsbreite |
|---|---|---|---|---|
| Stamm I: Nr. 25 d | Länge . . | 5,9 $\mu$ | 1,1 | 3,4—7,0 $\mu$ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . | 2,1 | 1,1 | 1,5—2,7 |
| „ II: „ 29 | Länge . . | 5,5 $\mu$ | 1,2 | 4,2—7,6 $\mu$ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . | 2,0 | 1,3 | 1,5—3,0 |
| „ 42 | Länge . . | 5,7 $\mu$ | 1,2 | 3,7—8,8 $\mu$ |
| | $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ . . | 2,0 | 1,1 | 1,5—3,0 |

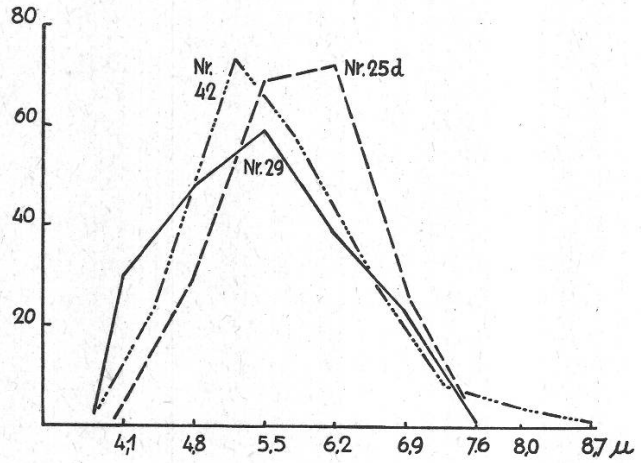



Fig. 33.

Fig. 33.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *crassa* nov. var. Variationskurven der Zellängen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 34 (rechts).
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *crassa* nov. var. Variationskurven von $\frac{\text{Breite}}{\text{Länge}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar.

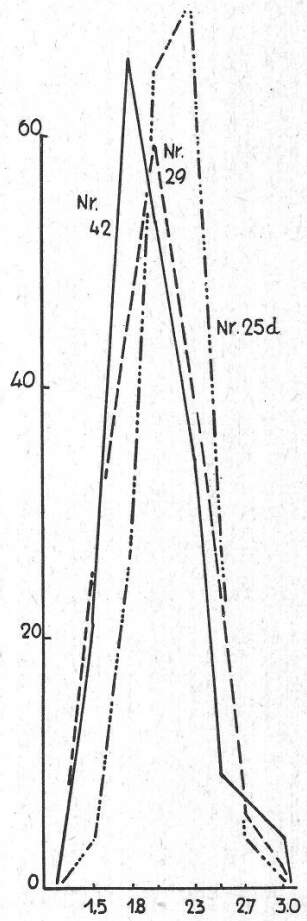



Fig. 34.

*Diagnose:* Cellulae cylindricae, utrimque rotundatae, parvae crassiores. Membrana tenui. Chromatophoro parietali sine pyrenoide. Cellulae in substrato arteficiali Agar Knopii 5,9 ± 1,1 $\mu$ longae, longitudo pro latitudine 2,1 ± 1,1 (Stamm I = Klon Nr. 25 d, Zürich). Nr. 29 et 42 (Zürich) cellulae 5,5—5,7 $\mu$ longae, longitudo pro latitudine 2,0 ± 1,3.

**Stichococcus bacillaris Nägeli var. maxima nov. var.**

umfasst vier unserer Klone, Nr. 3, 9, 10 a und 58. Die erstgenannte stellt die Gonidie von *Coniocybe furfuracea* Ach., die zweite diejenige von *Chaenotheca melanophaea* Zwackh. und die dritte diejenige von *Chaenotheca trichialis* Hellb. dar. Klon Nr. 58 ist eine freilebende, aus Wasser isolierte Alge, deren Reinkultur mir von Herrn E. Thomas freundlich überlassen wurde. Die Kolonie sieht derjenigen von *Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *subaurifera* ähnlich: auf Knopagar mit Glukose grosse, runde Kolonien, bis zu 2 cm Durchmesser, dunkelgrün mit hellem Rande und schwachen radiär verlaufenden Rillen. Bei alten Kolonien Bildung von dunkler gefärbten Sektoren. Auf Knopagar: kleine, saftiggrüne glänzende Kolonien. Nr. 3 macht in dieser Hinsicht eine Ausnahme, indem diese Kolonie körnig-staubiges Aussehen hat, ähnlich *Stichococcus bacillaris* var. *subaurifera*.

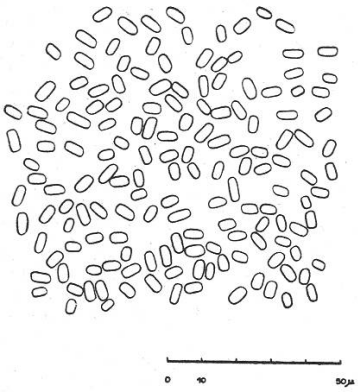



Fig. 35.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maxima* nov. var. Stamm II (Klon Nr. 9). In ⅓ Knopagar. Vergr. zirka 1350.

Grösse: Die Mittelwerte der Zellänge liegen zwischen 5,4 $\mu$ (Nr. 9) und 7,4 $\mu$ (Nr. 10 a), der Zellbreite zwischen 2,7 $\mu$ (Nr. 9) und 3,2 $\mu$ (Nr. 58). Die grössere Dicke der Zellen trennt unsere Gruppe vom Typus dieser Art. Die Verhältnisse $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ liegen zwischen 2,0 (Nr. 58 und 9) und 2,7 (Nr. 10 a), sind also vom Typus kaum verschieden.

Die Ansprüche an die Temperatur wurden für Klon Nr. 10 a ermittelt. Das Optimum ist bei 18°, das Wachstum von 0—33°. Damit zeigt dieser Klon eine sehr weite Temperaturamplitude und wächst noch in überraschend hohen Temperaturen.

Die Farbe der Kolonie verändert sich nach gelb zu bei über 15° bis 18°; von 21° an ist sie wieder grün. Diese Eigentümlichkeiten zeigen sich in sämtlichen Parallelkulturen.

Die beiden Klone Nr. 3 und 10 a verhalten sich in den Nährmedien mit verschiedener Peptonkonzentration und Glukose-Pepton wenig plastisch. Auffallend ist im zuckerfreien Medium, dass die Zellen stark gekrümmt sind. Diese Eigenschaft verliert sich aber weitgehend in den Nährmedien mit Glukose und Pepton in verschiedener Konzentra-

tion. Erst bei Zugabe von viel Glukose und Pepton zeigt sich insofern eine Veränderung, als Mastformen entstehen, in denen der Chromatophor aufgelöst wird und körnig erscheint.

Bei den verschiedenen N-quellen sind auffallende Unterschiede namentlich auf Alaninnährböden, welche ausgebreitete, besonders flache, hellgrüne Kolonien ausbilden. Im Gegensatz dazu sind die Kulturen auf Natriumnitrit, mit dunkeln, mittelgrossen Kolonien, in der Mitte etwas gewölbt. Ammonsulfat und Ammonchlorid bilden mittlere Kolonien mit helleren und dunkeln Reifen vom Zentrum bis an den Rand. Auf Asparagin etwas hellere Kolonien.

Mikroskopisch zeigt sich überall, dass der Chromatophor aufgelöst ist in 3—4 kugelige Stücke, die in der Zelle verteilt sind.

Die Kolonien sind ähnlich dem *Stichococcus bacillaris* var. *subaurifera,* aber die Grössenverhältnisse sind anders, untereinander sind sie auch nicht vollkommen identisch, so dass wir genötigt sind, in drei Stämme aufzuteilen : Klon Nr. 3, mit den kleinsten Kolonien und sich am schwächsten verfärbend, als Stamm I; Klon Nr. 9, mit ausgesprochener Sektorenbildung in allen Kolonien, als Stamm II, und die beiden Klone Nr. 10 a und 58, die sowohl in der Wachstumsintensität und in den Zellgrössen nahezu übereinstimmen und sich mit dem Alter sehr intensiv nach gelb verfärben, als Stamm III.

| Dimensionen | | Mittelwert | Streuung | Variationsbreite |
|---|---|---|---|---|
| Nr. 3 | Länge . . . . . | 6,4 $\mu$ | 1,4 | 4,4—9,6 $\mu$ |
| Stamm I | Länge / Breite . . . . . | 2,2 | 1,5 | 1,5 – 3,3 |
| Klon Nr. 9 | Länge . . . . . | 5,4 $\mu$ | 1,7 | 3,6 – 8,0 $\mu$ |
| Stamm II | Länge / Breite . . . . . | 2,0 | 0,8 | 1,2—2,7 |
| Nr. 58 | Länge . . . . . | 6,8 $\mu$ | 1,3 | 4,4—9,5 $\mu$ |
| Stamm III | Länge / Breite . . . . . | 2,0 | 0,9 | 1,4 – 2,8 |
| Nr. 10 a | Länge . . . . . | 7,4 $\mu$ | 1,7 | 5,1—11,0 $\mu$ |
| Stamm III | Länge / Breite . . . . . | 2,7 | 1,8 | 1,7—3,8 |

*Diagnose :* Cellulae cylindricae, utrimque rotundatae. Chromatophorus divisus in partes tres aut quattuor. Cellulae in substrato arteficiali Agar-Knopii Nr. 3 : 6,4 $\pm$ 1,4 $\mu$; Nr. 10 a : 7,4 $\pm$ 1,7 $\mu$; Nr. 9 : 5,4 $\pm$ 1,7 $\mu$; Nr. 58 : 6,8 $\pm$ 1,3 $\mu$ longae, longitudo pro latitudine Nr. 3 : 2,2 $\pm$ 1,5; Nr. 10 a : 2,7 $\pm$ 1,8; Nr. 9 : 2,0 $\pm$ 0,8; Nr. 58 : 2,0 $\pm$ 0,9.

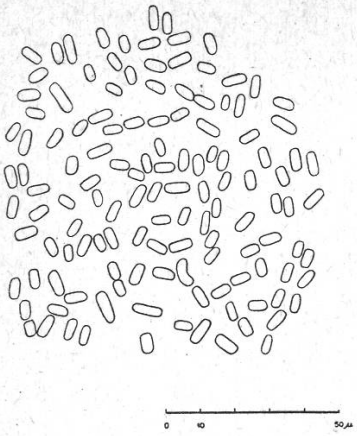


Fig. 35 a.

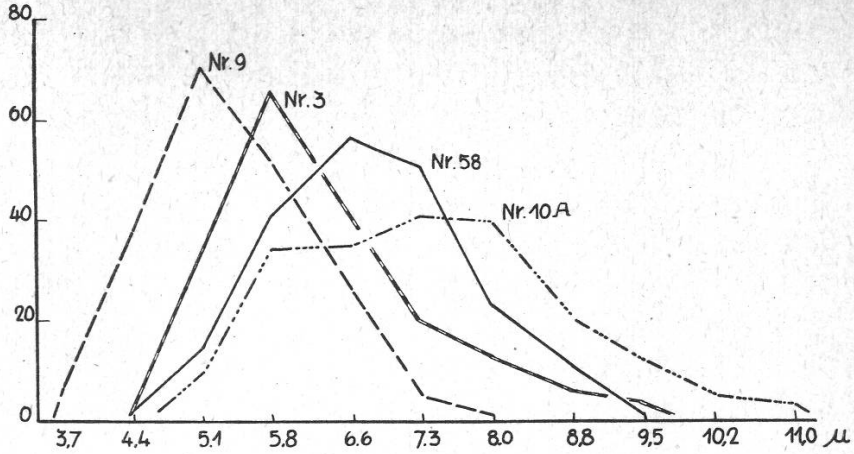



Fig. 36.

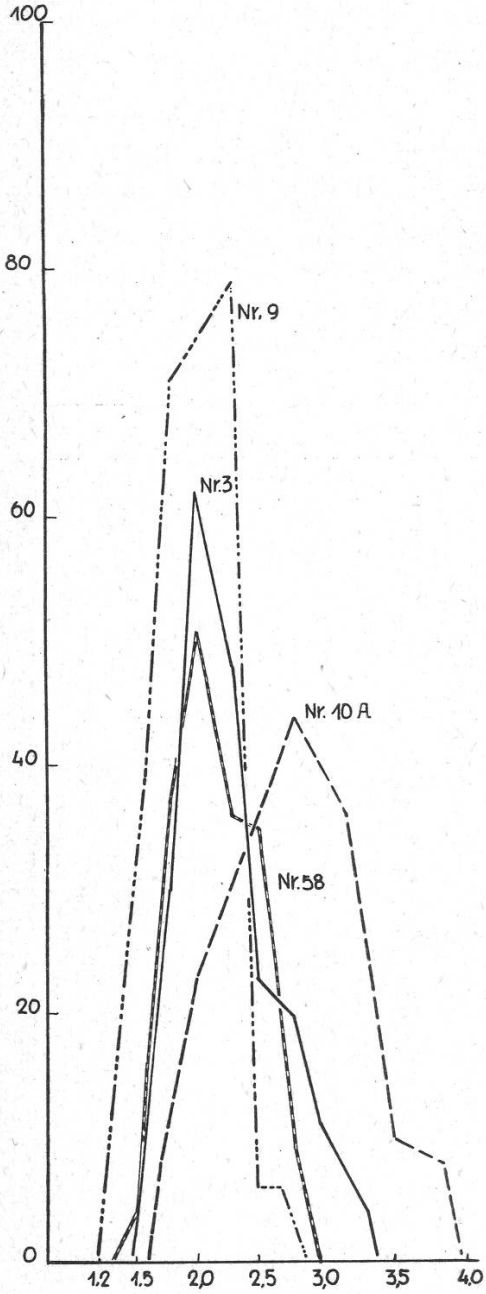



Fig. 37.

Fig. 35 a.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maxima* nov. var. Stamm I (Klon Nr. 3). In ⅓ Knopagar. Vergr. zirka 1350.

Fig. 36.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maxima* nov. var. Variationskurven der Zellängen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 37.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maxima* nov. var. Variationskurven von $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar.

## Stichococcus pallescens Chodat var. lucida nov. var.

Wir isolierten diese Alge (Klon Nr. 19) aus der Flechte *Coniocybe furfuracea* var. *fulva* Tr. von Günterstal bei Freiburg i. Br., deren Material uns von Herrn Geheimrat Schmidle freundlich übersandt wurde. Sie gehört nach der Form und den Grössenmassen ausgesprochen zu *Stichococcus pallescens* Chod. Auf Knopagar findet nur eine schwache Entwicklung statt, während die Kolonien auf Glukoseagar mittelgross sind. Diese sind wie bei *Stichococcus pallescens* Chod. dem Substrat dicht anliegend, mit schwach gelapptem Rand. Die Farbe ist

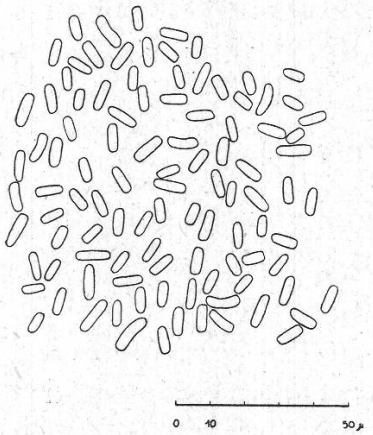



Fig. 38.

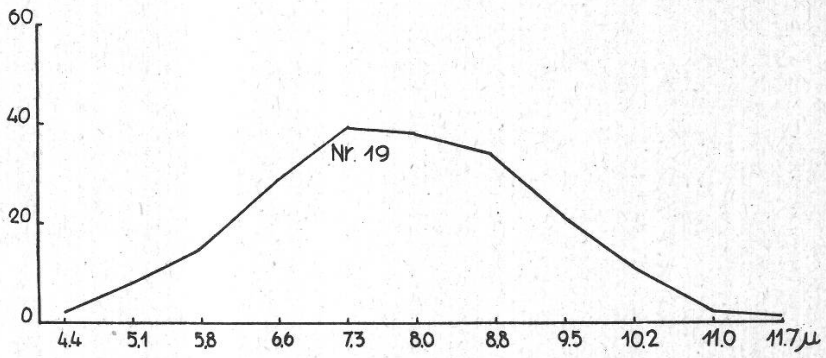



Fig. 39.

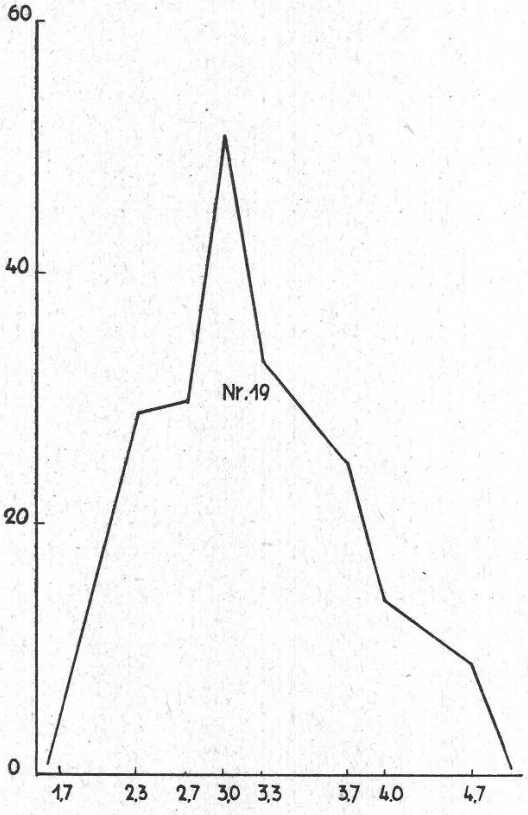



Fig. 40.

Fig. 38.
*Stichococcus pallescens* Chod. var. *lucida* nov. var. (Klon Nr. 19). In ⅓ Knopagar. Vergr. zirka 1350.

Fig. 39.
*Stichococcus pallescens* Chod. var. *lucida* nov. var. Variationskurven der Zellängen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 40.
*Stichococcus pallescens* Chod. var. *lucida* nov. var. Variationskurven von $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar.

von lebhaftem Grün, im Zentrum etwas dunkler als am Rand. Die für die Chodatsche Art so typische Verfärbung tritt aber bei unserem Klon nicht auf, so dass wir sie als Varietät abtrennen müssen.

Dimensionen :

| | | | |
|---|---|---|---|
| Länge : | $7{,}9 \pm 1{,}7$ $\mu$ | Variationsbreite | 4,4—11,8 $\mu$ |
| $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : | $3{,}1 \pm 1{,}5$ | » | 1,7— 4,7 |

*Diagnose :* Cellulae ellipticae seu cylindricae, utrimque rotundatae. Chromatophoro parietali sine pyrenoide. Cellulae in substrato arteficiali Agar Knopii $7{,}9 \pm 1{,}7$ $\mu$ longae, longitudo pro latitudine $3{,}1 \pm 1{,}5$.

### Stichococcus minutus Grintzesco und Peterfi.

Diesen Klon isolierten wir als freilebende Alge von der Rinde einer Weide bei Wetzikon (Zch.) (Klon Nr. 24 b).

Auf Knopagar finden wir die schon häufig festgestellte Kolonie : staubig, hellgrün, körnig. Auf Glukoseagar bildet sie grosse Kolonien (nach 6 Monaten) bis zu 2 cm Durchmesser von gelbgrüner Farbe, und verfärbt sich mit dem Alter wachsartig.

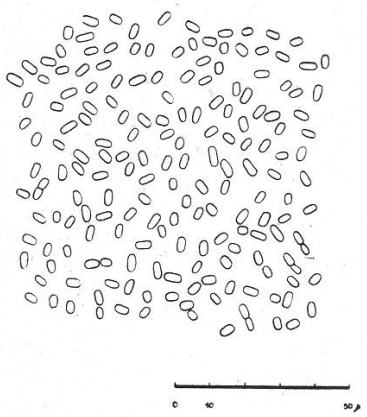


Fig. 41.
*Stichococcus minutus* Grintzesco und Peterfi (Klon Nr. 24 b). In ⅓ Knopagar. Vergr. zirka 1350.

Die Zellen sind klein und gedrungen. Es ist die kleinste Form, die wir isoliert haben. Die Länge variiert zwischen 2,9—5,8 $\mu$. Die Ecken sind stark abgerundet; die Zellwand, besonders bei den jungen Zellen sehr dünn. Sie bildet oft, vor allem auf mineralischem Substrat, Fäden von 3—4 Zellen.

Dimensionen :

| | | | |
|---|---|---|---|
| Länge : | $4{,}3 \pm 0{,}9$ $\mu$ Mittelwert | Variationsbreite | 2,9—5,8 $\mu$ |
| $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : | $2{,}0 \pm 1{,}3$ Mittelwert | » | 1,3—3,0 |

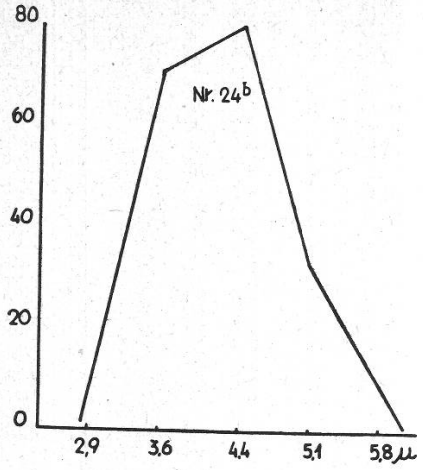



Fig. 42.

Fig. 42.
*Stichococcus minutus* Grintzesco und Peterfi. Variationskurven der Zellängen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 43.
*Stichococcus minutus* Grintzesco und Peterfi. Variationskurven von $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar.

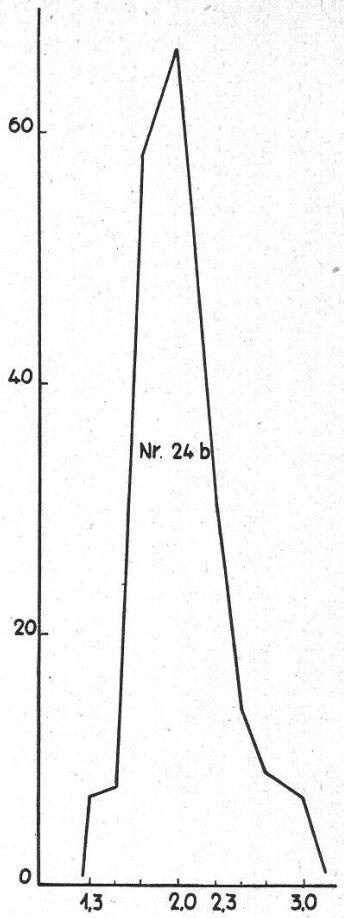



Fig. 43.

**Stichococcus bacillaris Nägeli var. tenuis nov. var.**

Herkunft : epiphytisch auf *Calic. adspersum* Pers. syn. *Calic. roscidum* Ach. vom Hahnensee bei St. Moritz. Die Kolonie (Klon Nr. 46) auf festem Nährboden zeigt dieselben charakteristischen Merkmale, wie die bisher beschriebenen *Stichococcus*klone : Auf Agar klein, dunkelgrün, nie verblassend, wenig gegliedert; auf Glukoseagar : grosse Kolonie (mittlerer Durchmesser nach 6 Monaten 22,0 ± 1,8 mm) dunkelgrün, mit ausgesprochener hellgrüner Sektorenbildung.

Die Zellen sind von mittlerer Grösse und ziemlich einheitlich im Material; sie sind zu schmal für den Typus, weshalb wir sie als eine neue Varietät weiterführen.

Dimensionen auf Knopagar.

| | | | |
|---|---|---|---|
| Mittlere Länge der Zellen: | 5,0 ± 1,2 μ | Variationsbreite | 3,7—7,3 μ |
| $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$: | 2,6 ± 1,2 | » | 1,2—3,3 |

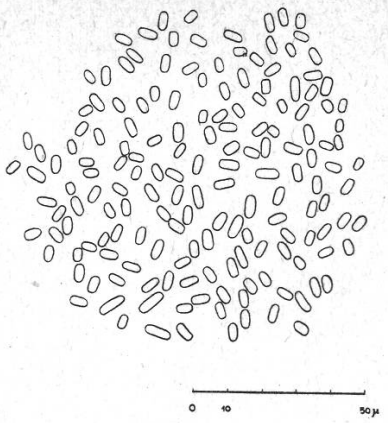



Fig. 44.

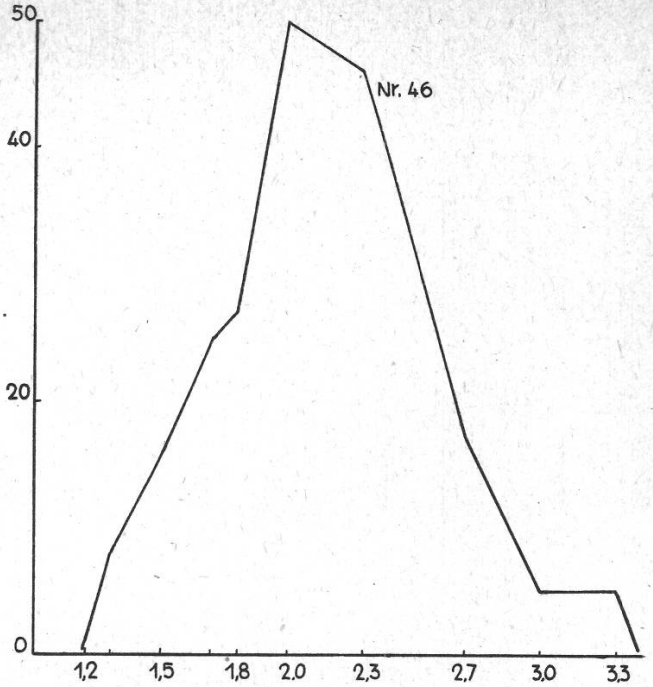



Fig. 46.

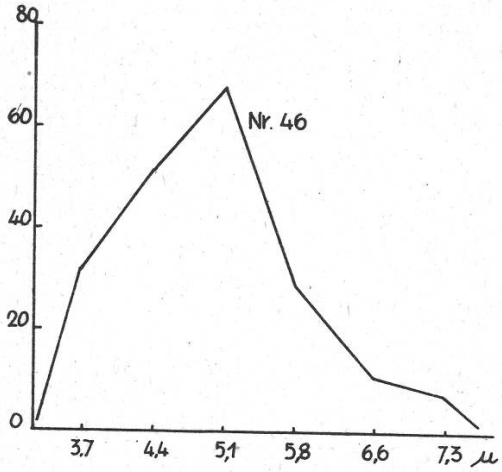



Fig. 45.

Fig. 44.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *tenuis* nov. var. Klon Nr. 46. In ⅓ Knopagar. Vergr. zirka 1350.

Fig. 45.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *tenuis* nov. var. Variationskurven der Zellängen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 46.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *tenuis* nov. var. Variationskurven von $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar.

*Diagnose:* Cellulae cylindricae, utrimque rotundatae, tenuissimae congruentes. Chromatophoro parietali sine pyrenoide. Cellulae in substrato arteficiali Agar-Knopii 5,0 ± 1,2 μ (3,7—7,3 μ) longae, longitudo pro latitudine 2,6 ± 1,2 (1,2—3,3).

### Stichococcus bacillaris Nägeli var. maior.

Wir isolierten diese Gonidie aus dem Thallus von *Chaenotheca melanophaea* Zwackh f. *umbellata* Lettau., welche Flechte wir im Kiental (Berner Oberland) gesammelt hatten (Klon Nr. 52).

Dieser Klon lässt sich nach dem Aussehen auf mineralischem, sowie zuckerhaltigem Nährboden nicht gut von *Stichococcus bacillaris* Nägeli unterscheiden, nur in der Wachstumsintensität ist ein Unter-

schied zu beobachten, indem die letztere Alge grössere Kolonien auf zuckerhaltigem Milieu bildet. Die Grösse der Zellen entspricht den Massen, die N ä g e l i (1848) für seine Var. angibt.

Dimensionen :

| | | | |
|---|---|---|---|
| Mittlere Länge der Zellen: | $7{,}7 \pm 2{,}5\ \mu$ | Variationsbreite | $3{,}7$—$12{,}0\ \mu$ |
| $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : | $2{,}5 \pm 1{,}4$ | » | $1{,}5$— $4{,}3$ |
| Breite : | $3{,}0\ \mu$ | » | $2{,}1$— $4{,}3\ \mu$ |

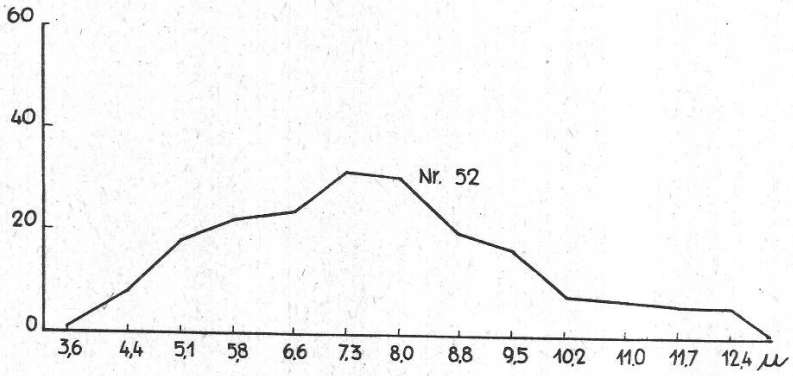



Fig. 44 a.

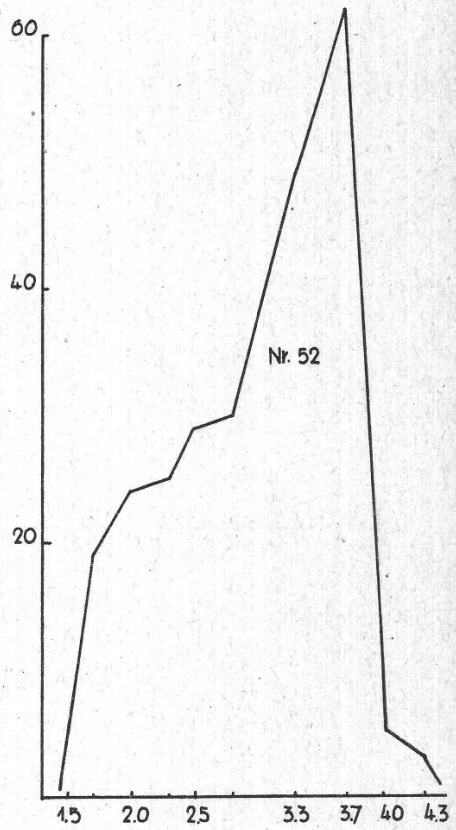



Fig. 44 b.

Fig. 44 a.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var. *maior*. (Klon Nr. 52). Variationskurven der Zellängen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 44 b.
*Stichococcus bacillaris* Nägeli var, *maior*. Variationskurven von Länge der Zellen auf ⅓ Knopagar.

## Chlorella lichina Chod. var. viridis nov. var.

Diese Alge (Nr. 2) isolierten wir, wie auch Klon Nr. 19 a und 17 a, aus dem Thallus der Flechte *Calicium chlorinum* var. *exsertum* Nyl. aus der Gegend von Günterstal bei Freiburg i. Br. Während aber die beiden letztgenannten aus auf Wurzeln vegetierenden Flechten stammen, wuchs die Flechte der Gonidie Nr. 2 auf Urgestein.

Unser Klon (Nr. 2) weicht von den übrigen *Chlorella*klonen stark ab. Auf Glukoseagar ist der Rand der Kolonie unregelmässig fein gelappt; die Oberfläche ist von zahlreichen zentrisch und radial verlaufenden Rillen durchfurcht und wie von unzähligen kleinen, tupfenförmigen und gewundenen Erhebungen übersät. Das Zentrum ist etwas

erhaben und von hellerer Farbe. Aufhellung der Koloniefarbe mit dem Alter. Auf Knopagar unterscheidet sich die Kolonie nicht von anderen Klonen. Die Zellen sind nur um weniges länger als breit. Der Chromatophor ist in zuckerhaltigem Medium bleich und bedeckt nicht die ganze Zellwand. Auf Knopagar dagegen sind die Zellen frisch grün.

Autosporen werden immer in grosser Zahl gebildet; sie sind länglich oval und verschieden in der Grösse. An die Temperatur stellt unser Klon keine auffallenden Ansprüche : Wachstum von 0 bis 27° C mit Optimum zwischen 12 und 15°.

| Grössenverhältnisse | Mittelwert |
|---|---|
| Zellänge : | $12{,}2 \pm 0{,}5\ \mu$ |
| $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : | $1{,}22 \pm 0{,}3$ |

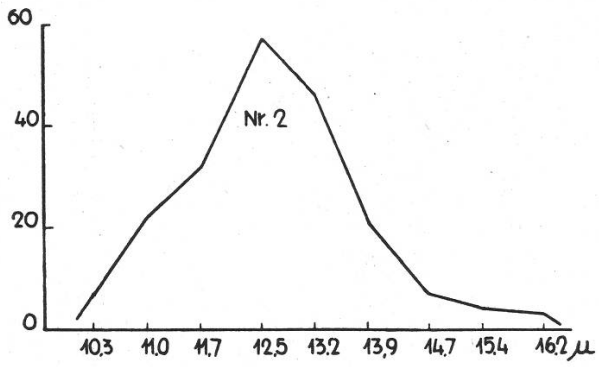



Fig. 47.

Fig. 47.
*Chlorella lichina* var. *viridis* nov. var. (Klon Nr. 2). Variationskurven der Zelllängen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 48.
*Chlorella lichina* Chod. var. *viridis* nov. var. Variationskurven der $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar.

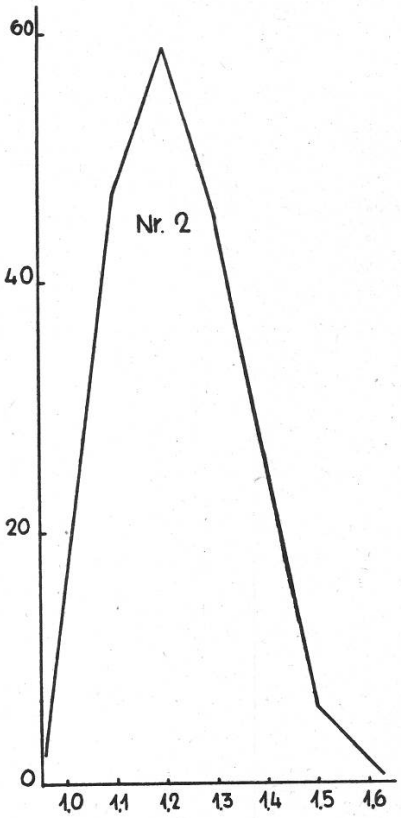



Fig. 48.

*Diagnose :* Cellulae ellipticae rotundae paulo longiores quam latae, membrana levi. Chromatophorus testudinatus cum pyrenoide. Cellulae in substrato arteficiali Agar-Knopii $12{,}2 \pm 0{,}5\ \mu$ longae (10,3—16,2 $\mu$), longitudo pro latitudine $1{,}22 \pm 0{,}3$. Multae autosporae ellipticae variae magnitudine.

## Chlorella lichina Chod.

Wir isolierten diese Art von zwei Standorten :

1. aus dem zerriebenen Material einer *Lepraria* vom Stamm einer Föhre bei Bülach (Nr. 21 b);
2. als freilebende Alge auf einer Weide bei Wetzikon (Nr. 24 a).

Da im Falle von Klon Nr. 21 b auch in situ unsere Algenzellen nur sehr spärlich von Hyphenstücken eingeschlossen waren, so nehmen wir an, dass es sich nicht um wirkliche Gonidienalgen sondern um eine freilebende Form handle.

Die von beiden Klonen erhaltenen Kulturen gleichen bis ins einzelne denen, die Chodat unter diesem Namen beschrieb. Auch in den Grössenverhältnissen stimmt unser Material mit demjenigen von Chodat überein.

Kolonie : auf Knopagar klein und von frisch grüner Farbe, auf Glukoseagar grosse Kolonien mit charakteristischem Aussehen : rund,

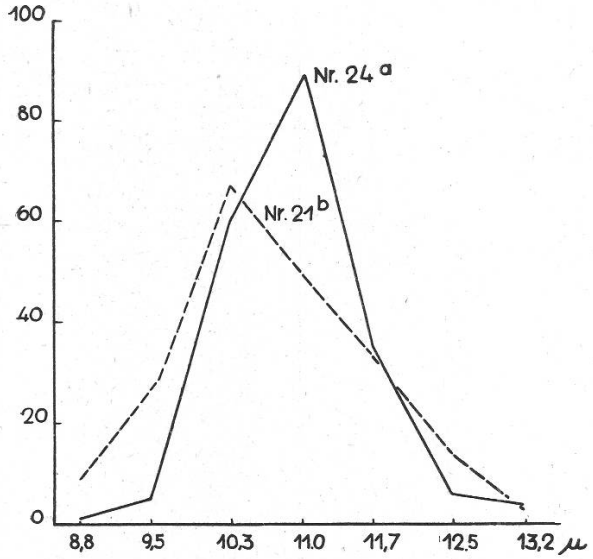



Fig. 49.

Fig. 49.
*Chlorella lichina* Chod. Variationskurven der Zellängen auf ⅓ Knopagar.

Fig. 50.
*Chlorella lichina* Chod. Variationskurven der $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen auf ⅓ Knopagar.

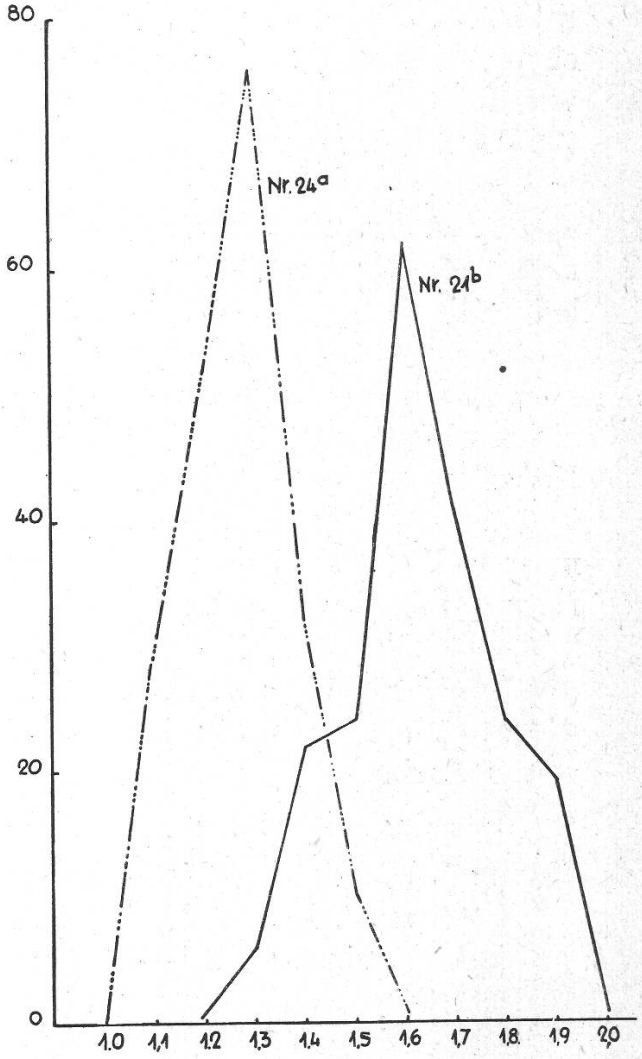



Fig. 50.

regelmässig, schwach gelappt, in jungen Stadien dunkelgrün, im Alter sich aufhellend. Radiale und konzentrische Rillen; deutlich heller gefärbter Rand; etwas erhabenes Zentrum. Wie Chodat, so beobachteten auch wir winzige Granulationen an der Aussenseite der Zellmembran. Oval-längliche Autosporen konnten immer in grosser Zahl festgestellt werden.

Grössenverhältnisse :

Nr. 21 b Zellänge : 10,8 $\pm$ 1,24 $\mu$ von 8,82—13,24 $\mu$

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : 1,6 $\pm$ 0,4

Nr. 24 a Zellänge : 10,98 $\pm$ 1,1 $\mu$ von 8,82—13,24 $\mu$

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : 1,3 $\pm$ 0,2 von 1,0 — 1,6

**Chlorella lichina Chod. var. foliosa nov. var.**

Diese Art wurde von uns in drei Klonen von drei verschiedenen Standorten in Reinkulturen gezüchtet. Wir finden also hier in der gleichen Art zwei freilebende und eine Gonidienform. Klon Nr. 19 a wurde wie Klon Nr. 2 *Chlorella lichina* Chod. var. *viridis* aus der Flechte *Calic. chlorinum* var. *exsertum* Nyl. von Günterstal bei Freiburg i. Br. isoliert.

Klon Nr. 30 ist eine freilebende Art vom Greifensee (auf Wurzeln) und Klon Nr. 34 ebenfalls eine freilebende Art auf Molassesandstein bei Eglisau.

Klon Nr. 19 a weist die grössten Kolonien auf. Das Aussehen der drei Klone ist auf den verschiedenen Nährböden bis auf wenige kleine Unterschiede gleich : Auf Knopagar kleine, dunkelgrüne, glänzende Kolonien. Glukose regt diese Alge zu sehr starkem Wachstum an. Wir konstatierten nach drei Monaten Kolonien bis zu 30 mm im Durchmesser. Diese sind dem Substrat eng anliegend, auffallend dünn, talerförmig mit wenig differenzierter Oberfläche, manchmal mit radialen, konzentrisch angeordneten Rillen. Der Rand ist glatt und spröde und das Zentrum etwas stärker konzentrisch gerillt. Mit dem Alter werden die Kulturen gelbgrün bis gelb, nur der Rand behält seine dunkelgrüne Farbe.

Die drei Klone fassen wir als Stämme einer Art auf :

Stamm I, *Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa,* Klon Nr. 19 a :

Mittelwert : Länge der Zellen 10,15 $\pm$ 1,1 $\mu$

Variationsbreite : 8,1—12,5 $\mu$

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : Mittelwert 1,4 $\pm$ 0,12

Variationsbreite 1,0—1,8

Stamm II, Klon Nr. 30 :

Länge : Mittelwert $9{,}4 \pm 1{,}3\ \mu$
Variationsbreite 7,3—12,5 $\mu$

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : $1{,}3 \pm 0{,}33$
Variationsbreite 1,0—1,7

Stamm III, Klon Nr. 34 :

Länge : Mittelwert $8{,}8 \pm 1{,}3\ \mu$
Variationsbreite 7,3—11,0 $\mu$

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ : $1{,}4 \pm 0{,}2$
Variationsbreite 1,1—1,9

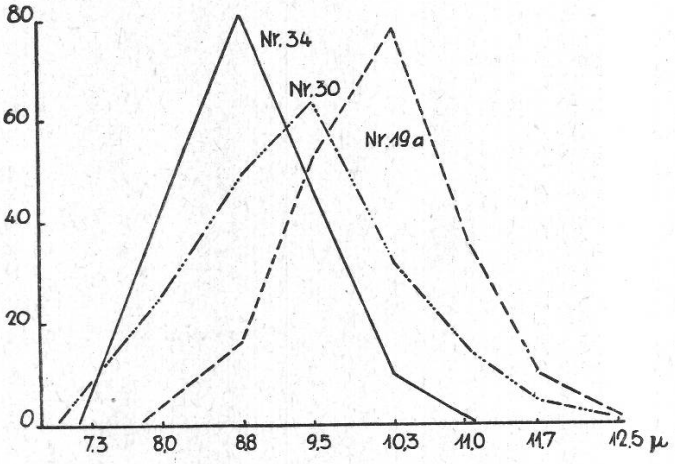



Fig. 51.

Fig. 51.
*Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var.
Variationskurven der Zellängen
auf ⅓ Knopagar.

Fig. 52.
*Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var.
Variationskurven der $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen
auf ⅓ Knopagar.

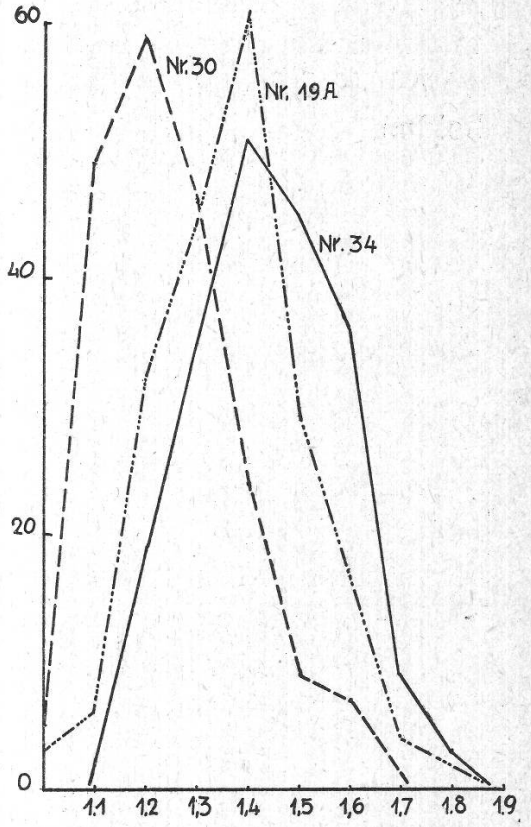



Fig. 52.

*Diagnose :* Cellulae ellipticae rotundae paulo longiores quam latae, membrana levi. Chromatophorus testudinatus cum pyrenoide. Cellulae in substrato arteficiali Agar-Knopii $10{,}1 \pm 1{,}1\ \mu$ (8,1—12,5 $\mu$) Stamm I; $9{,}4 \pm 1{,}3\ \mu$ (7,3—12,5 $\mu$) Stamm II; $8{,}8 \pm 1{,}3\ \mu$ (7,3—11,0 $\mu$) Stamm III longae; longitudo pro latitudine $1{,}4 \pm 0{,}12$ Stamm I; $1{,}3 \pm 0{,}13$ Stamm II; $1{,}4 \pm 0{,}2$ Stamm III. Multae autosporae ellipticae et rotundae.

## Chlorella lichina Chod. var. crenelata nov. var.

Diese *Chlorella* isolierten wir von drei Standorten, nämlich Klon Nr. 5 als freilebende Alge auf dem Stamm einer Rottanne vom Rigi, Nr. 17 a als Gonidie aus *Calic. chlorinum* var. *exsertum* Nyl. bei Freiburg i. Br. und Nr. 61 als Gonidie aus *Lepraria chlorina* von der Grimsel. Alle drei Klone bilden eine einheitliche Gruppe, die aus der Reihe unserer *Chlorella*klone auf den ersten Blick ausgeschieden werden können. Auf Knopagar finden wir die kleine, nur wenige Millimeter grosse dunkelgrüne Kolonie, die sich mit dem Alter nicht verfärbt. Auf Glukoseagar mittelgrosse, runde Kolonien mit regelmässig gerillten, sehr feinen Erhebungen auf der ganzen Oberfläche.

Die drei Klone unterscheiden sich durch die Grössenverhältnisse der Zellen, so dass wir sie als Stämme ein und derselben Art gesondert weiterführen.

Auch in der Morphologie der Kultur sind kleine Unterschiede festzustellen, so zeigt Klon Nr. 17 a eine weniger stark gerillte Oberfläche und einen glatten Rand, währenddem Klon Nr. 5 diesen Rand nicht ausbildet. Klon Nr. 61 besitzt die regelmässigere Rillung als die andern beiden.

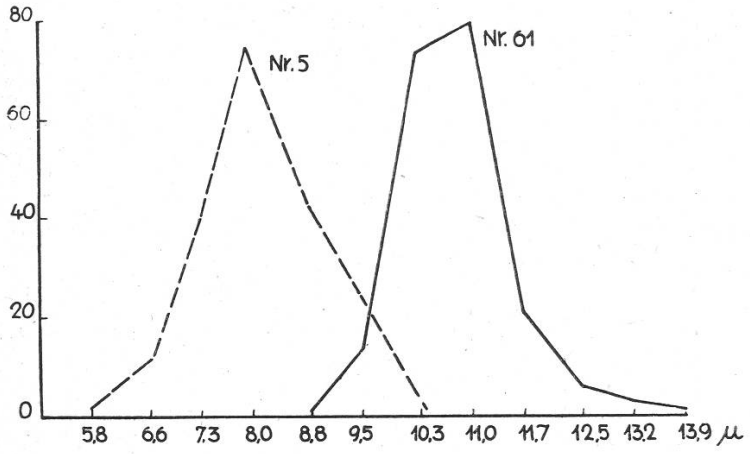



Fig. 53.

Fig. 53.
*Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var.
Variationskurven der Zellänge auf ⅓ Knopagar.

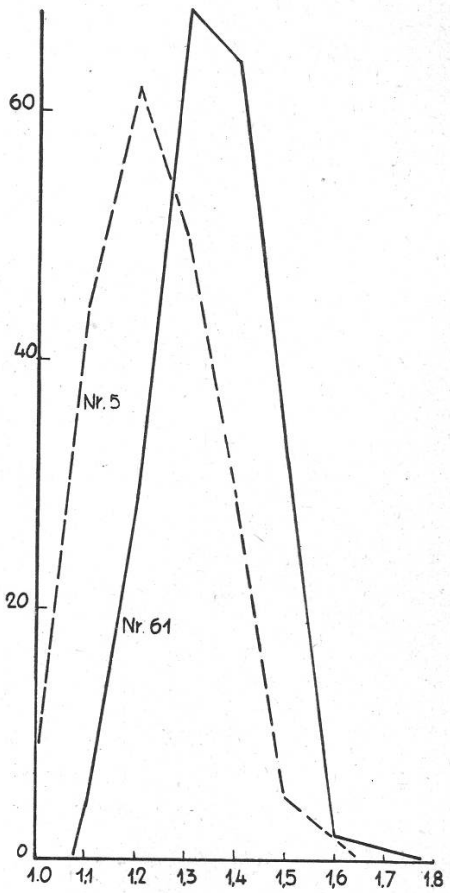



Fig. 54.

Fig. 54.
*Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var.
Variationskurven der $\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$ der Zellen
auf ⅓ Knopagar.

*Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var., Stamm I, Klon Nr. 5:

Mittelwert: Länge der Zellen $8{,}3 \pm 1{,}1\ \mu$

Variationsbreite $5{,}8$—$10{,}3\ \mu$

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$: Mittelwert $1{,}2 \pm 0{,}35$

Variationsbreite $1{,}0$—$1{,}7$

*Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var., Stamm II, Klon Nr. 61:

Mittelwert: Länge der Zellen $10{,}8 \pm 1{,}5\ \mu$

Variationsbreite $8{,}8$—$13{,}9\ \mu$

$\frac{\text{Länge}}{\text{Breite}}$: $1{,}4 \pm 0{,}4$

Variationsbreite $1{,}1$—$1{,}7$

*Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var., Stamm III, Klon Nr. 17 a:

Da die Zeichnungen mit dem Zeichenapparat nach Edinger nicht voneinander zu unterscheiden waren, so verzichteten wir auf eine variationsstatistische Berechnung von Klon Nr. 17 a und verweisen auf die diesbezüglichen Zahlen von Klon Nr. 5.

*Diagnose:* Cellulae ellipticae rotundae plerumque singulae. Chromatophoro parietali membrana firma. Cellulae in substrato arteficiali Agar-Knopii $8{,}3 \pm 1{,}1\ \mu$ ($5{,}8$—$10{,}3\ \mu$) Stamm I; $10{,}8 \pm 1{,}5\ \mu$ ($8{,}8$—$13{,}9\ \mu$) Stamm II longae; longitudo pro latitudine $1{,}2 \pm 0{,}35$ ($1{,}0$—$1{,}7$) Stamm I, $1{,}4 \pm 0{,}4$ ($1{,}1$—$1{,}7$) Stamm II.

### Cystococcus Cladoniae furcatae Chod.

Diese Gonidie (Klon Nr. 28) wurde aus einem Exemplar der Flechte *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. vom Stamme einer Rottanne bei Wetzikon isoliert. Chodat und H. Korniloff isolierten diese gleiche Art aus *Cladonia furcata*. Der Durchmesser der Zellen (Mittelwert) beträgt $11{,}9 \pm 1{,}5\ \mu$, die Variationsbreite der Mutterzellen bewegt sich zwischen 10,4 bis 15,1 $\mu$; aus den Mitteilungen von Chodat ist nicht ersichtlich, wie gross die Zellen seines Materials im Mittel sind, aus seinen Figuren im Text aber lässt sich der Durchmesser der Zellen ermitteln. Er beträgt 14—16 $\mu$, was unseren Grössenformen entspricht. Es ist natürlich, dass der Mittelwert geringer ist.

Von 50 Aussaaten sind zirka 10 Kulturen gewachsen. Auf Agarglukose bilden sich Kolonien mit wurmförmigen Erhebungen, deren Rand konvex wurmförmig vom Substrat sich abhebt. Die Kolonien sind auf Glukose mehrfach so gross wie auf Malzagar, ganz im Gegensatz zu allen unseren untersuchten *Cystococcus*arten. Im Gegensatz auch zu Nr. 6 und 54, welche aus der gleichen Flechte aber von verschiedenen Standorten (Zentralschweiz und Niederösterreich) identische

Gonidien ergaben, und deren Malzagarkulturen wesentlich grösser sind als die auf Glukose. Auf Nährböden ohne Zucker wächst dieser *Cystococcus* sehr langsam, indem er nur kleine, glänzende, dunkelgrüne, ziemlich glatte Kolonien bildet (5 mm Durchmesser). Im Mikroskop sind die Zellen jedoch kaum voneinander zu unterscheiden, diejenigen von Nr. 54 scheinen im Durchschnitt etwas grösser zu sein. Mikroskopisch betrachtet, zeigt dieser *Cystococcus* eine Tendenz zur Klumpenbildung, was von einer unvollständigen Verschleimung der Membran herrührt, diese Erscheinung zeigt sich auf Malzagar, namentlich aber auf Glukoseagar. Die Zellen sind vielfach mit einem netzartigen, sehr feinen Geflecht überzogen, von der Membran herrührend. Tendenz zur Bildung von ovalen Formen ist vorhanden. Auf den verschiedenen Nährböden sind keine bemerkenswerten Grössenunterschiede zu beobachten. Die Alge wächst auf Glukose im Dunkeln nicht schlecht, etwas langsamer als bei gewöhnlichem diffusen Licht, im Gegensatz zu Chodats Alge, die im Dunkeln schlecht wächst. Wir finden hier auch die obenerwähnte eigentümliche Kolonieform: bis ½ cm hoch gegen den Rand steil abfallend fjordmässig gerillt und die Oberfläche wie aus Vermicelles gebildet. Die Farbe ist frisch grün, glatt, aber nicht glänzend. Bis 15° C haben wir ein intensives regelmässiges Ansteigen des Wachstums, welches bis 24° merklich abnimmt um bei 27° nur noch Spuren einer Entwicklung zu zeigen. In bezug auf die Formverschiedenheit bei den verschiedenen Temperaturen lässt sich sagen, dass diese sehr gering ist. Überall zeigen sich die Zellen zusammengeklumpt, infolge einer geringen Verschleimung der Mutterzellmembran, welche aber bei den höheren Temperaturen verzögert zu sein scheint. Auf direkte Sonnenlichtbestrahlung reagiert dieser Klon sehr rasch, indem er sich innert einiger Stunden verfärbt und in kurzer Zeit die grüne Farbe vollständig verliert. Überimpfungsversuche mit solchen Zellen waren aber in der Regel noch erfolgreich. Bei der Autosporenbildung bleiben die jungen Zellen in Klumpen beieinander, was sich auch in der Koloniebildung äussert: beim Überimpfen mit der Platinnadel lösen sich die Zellen in grossen Klumpen von der Kolonie; sie sind auch im Wasser schwer voneinander zu trennen.

Im flüssigen Medium lässt sich dieser *Cystococcus* nur sehr schwer züchten und es zeigt sich nur ein sehr spärliches Wachstum, das sich in einem Bodensatz von groben Klümpchen zeigt. Auf Alanin gedeiht die Alge sehr gut, sie bildet dabei etwas heller grüne Kolonien im Gegensatz zu Asparagin, Glycocoll, Ammonsulfat und Ammonchloridkulturen, welche schön dunkelgrün aussehen. Am wenigsten intensiv ist das Wachstum auf Asparaginagar, doch werden auch dort innerhalb von 4 Monaten Kolonien von 1,8 cm gebildet. Auf Agarglukose und Pepton bleibt der Chromatophor noch gut sichtbar und behält das gleiche Aussehen wie in der Flechte selbst. Unsere Alge verhält sich

in bezug auf die Aufnahme von Kohlenstoff und Stickstoff analog wie die von Chodat, indem sie solche in organisch gebundener Form vorzieht, sich also saprophytisch verhält. Unsere Alge zeigt in der Dunkelheit ein ansehnliches Wachstum im Gegensatz zu derjenigen von Chodat.

In unserem Experiment mit verschiedenen organischen und anorganischen Stickstoffquellen zeigt dieser *Cystococcus* auf Natriumnitrit keine Vermehrung, die Zellen bleiben wohl einige Zeit noch lebend, verlieren dann aber die Fähigkeit, sich zu vermehren und die Kolonien sterben nach einigen Wochen ab. Auf Glycocoll, Alanin, Ammonnitrat, Ammonsulfat und Ammonchlorid zeigt sich überall ein ansehnliches Wachstum, es sind im Mittel keine bemerkenswerte Unterschiede in der Grösse der Kulturen; am meisten sagt der Alge der Stickstoff in Form von Ammonsulfat zu, es bilden sich hier grosse, dunkelgrüne Kolonien von typischem *Cystococcus*typ. Im Mikroskop kann man Unterschiede auf verschiedenen Stickstoffquellen feststellen. Überall finden sich Klumpen von Zellen, die mit Tochterzellen angefüllt sind und sehr stark durch die Mutterzellmembran zusammengehalten werden.

Wir treffen hier zweierlei Zoosporen, runde und mehr ovale Formen, wir konnten deren bis 64 zählen. Bei der Bildung von Zoosporen verschwinden in den Sporangien die Pyrenoide.

Die variationsstatistische Berechnung ergab folgende Zahlen :
Durchmesser der Zellen :

Mittelwert $11{,}9 \pm 1{,}5\ \mu$ Variationsbreite $10{,}4$—$15{,}3\ \mu$

### Cystococcus Cyphelii Thomas et Raths nov. species.

Diese Alge wurde von Herrn Thomas aus der Flechte *Cyphelium tigillare* Th. Fr. vom Stamm einer Rottanne auf Ibergeregg isoliert und mir in freundlicher Weise zur Bearbeitung überlassen. Die Morphologie und Physiologie dieses Klons stimmt auffallend mit den von Chodat beschriebenen *Cystococcus irregularis* Chod. aus der Flechte *Cladonia fimbriata* Ach. (Nr. 105 der Kollektion Chodat) überein, er unterscheidet sich nur dadurch, dass unser Klon wesentlich grössere Zellen aufweist auf mineralischem Nährboden gemessen, nämlich Mittelwert $18{,}1 \pm 1{,}84\ \mu$, die grössten Zellen aber einen Durchmesser von $22\ \mu$ aufweisen, gegenüber den Angaben von Chodat (S. 205), wonach die Grösse der Zellen $1{,}5$—$15\ \mu$ beträgt.

Die Kolonien auf Glukoseagar zeichnen sich durch ihre unregelmässige, sehr hohe Form aus. Sie sind in der Mitte am höchsten und bilden ein kleines Massiv. Das Wachstum ist ziemlich rasch, die Farbe von einem trockenen Dunkelgrün. Auf mineralischem Nährboden ist das Wachstum minimal und von körnigem, mattem Aussehen.

Zum Unterschied gegenüber allen von uns beobachteten Klonen sind die Zellen weniger abgerundet; es kommen solche mit ellipsoidischer Form vor und öfters kann man solche mit merkwürdigen Ausstülpungen beobachten; wahrscheinlich werden dort durch einen Riss in der Mutterzellmembran die Sporen frei. Der sternförmige Chromatophor füllt fast die ganze Zelle aus. Die Vermehrung geschieht durch Autosporen und Zoosporen. Die Wachstumsgeschwindigkeit ist mittelmässig, auf Malzextraktnährböden bedeutend besser als auf Glukoseagar, dort bildet sich auch eine mehr gelbliche Farbe der Kolonie.

Im Vergleich zu unsern andern *Cystococcus*algen, die wir unter den genau gleichen Bedingungen züchteten, fällt dieser Klon durch die oben beschriebene Morphologie der Kultur sehr deutlich auf, und es besteht kein Zweifel, dass es sich um einen ausgesprochen eigenen Typus handelt.

Mittelwert : 18,1 ± 1,84 $\mu$ Variationsbreite 15,3—22,2 $\mu$

*Diagnose :* Cellulae rotundae saepe ellipticae sinuosae. Similis Cystococcus irregularis Chod. Chromatophorus stellarum modo radiatus. Zoosporae et autosporae. Ciam. cellulalarum in substrato arteficiali Agar-Knopii 18,1 ± 1,8 $\mu$ (15,3—22,2 $\mu$).

### Cystococcus irregularis Chod.

Die Flechte *Cyphelium inquinans* Tr. f. *minor* Vain, aus der wir diese Gonidie isolierten, stammt von Rosenlaui bei Meiringen vom Stamme einer Rottanne. Die Kulturen auf festen Nährböden zeigen dieselben charakteristischen Merkmale wie sie Chodat (1913) für seinen *Cystococcus irregularis* Chod. beschreibt, den er aus *Cladonia fimbriata* Ach. (Nr. 105, Kollektion Genf) isolierte. Auf Glukoseagar dunkelgrüne, matte Kolonien mit unregelmässigen feinen Rillen, die nach 6 Monaten einen Durchmesser von 16,2 mm erreichen. Die Form der Zellen ist unregelmässig rund bis oval, manchmal keulenförmig mit unregelmässigem Chromatophor.

Die variationsstatistische Bearbeitung gibt für *Cystococcus irregularis* Chod. auf Knopagar :

Mittelwert : 13,9 ± 1,7 $\mu$ Variationsbreite 11,1—18,7 $\mu$

### Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae Chod. in litt.

Aus drei Thalli von der Flechte *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. wurden die Gonidien in Reinkultur gezüchtet, sowie aus einem Thallus von *Calic. abietin.* var. *minut.* (Körb) Keissler. Klon Nr. 6 stammt vom Rigi, Klon Nr. 54 von Lunz in Niederösterreich und Klon Nr. 28 von Wetzikon bei Zürich. In situ ist es verhältnismässig leicht, diese Goni-

dien als *Cystococcen* zu indentifizieren. Die Gonidienklone aus den beiden erstgenannten Flechten sind als identisch zu bezeichnen, während Klon Nr. 28 aus dem schweizerischen Mittelland aus diesem Typus herausschlägt und mit *Cystococcus Cladoniae furcatae* Chod. (Kollektion Nr. 60, Genf) zu identifizieren ist. Die Kolonie auf festem Nährboden zeigt dieselben charakteristischen Merkmale wie die Kolonien der Flechtengonidien vom *Cladonia*typus (J a a g 1929). Auf Knopagar kleine dunkelgrüne, matte, etwas gegliederte Kolonie, am direkten Sonnenlicht rasch verblassend; auf Glukoseagar (1 %) haben wir verhältnismässig grosse Kolonien: Klon Nr. 48: 26,0 ± 0,8 mm nach 6 Monaten. Die platte, runde Kolonie hat eine feine, körnige Oberfläche, die von kleinen Rillen durchfurcht ist. Der Rand ist gelappt und das Profil der Kolonie fällt vom etwas erhöhten Mittelpunkt ab. Zwischen der zentralen Partie und dem rascher abfallenden Rand breitet sich die Kolonie eben aus und liegt dem Substrat eng an. Beide Gonidienklone Nr. 6 und Nr. 54 haben ihr Temperaturoptimum bei 12° C. Das intensive Wachstum, das in Kolonien bis 2 cm Durchmesser zum Ausdruck kommt, nimmt bei 18° C merklich ab, um bei 24° nur noch Spuren einer Entwicklung zu zeigen. Bei höheren Temperaturen geht die Farbe der Kolonien mehr ins bräunliche über zufolge einer vermehrten Carotinbildung, während bei optimalen Temperaturen frisch dunkelgrüne Kolonien zu sehen sind. Bei den verschiedenen Temperaturen sind kaum Unterschiede im Aussehen der Zellen zu unterscheiden, bei tiefern Temperaturen kann man lebhafte Zoosporenbildung beobachten. Klon Nr. 6 und 54 stimmen sowohl in der Morphologie der Kultur, als auch in der Zellgrösse und in den Ansprüchen an die Temperatur so gut überein, dass wir sie als *Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae* Chod. Stamm I bezeichnen. Aus der biometrischen Bearbeitung ergaben sich für

| | | Mittelwert | Variationsbreite |
|---|---|---|---|
| Nr. 6 | Durchmesser | 13,5 ± 1,5 μ | 11,7—16,6 μ |
| Nr. 54 | Durchmesser | 16,6 ± 1,6 μ | 14,0—20,1 μ |

Klon Nr. 48 die Gonidie aus *Calic. abientin.* var. *minut.* (Körb) Keissler unterscheidet sich von den beiden oben genannten Algen durch die Wachstumsintensität (Grösse der Kolonie nach 6 Monaten auf Glukoseagar 26,0 ± 0,8 mm) und einen hellen Rand an der Kolonie, ist im übrigen aber *Cystococcus Clad. endiviaefoliae* Chod. Stamm I so ähnlich, dass sie als Stämme derselben Art angesehen werden können.

*Cystococcus Clad. endiviaefoliae Chod.* Stamm II:

Klon Nr. 48:

Mittelwert 18,5 ± 1,8 μ Variationsbreite 16,6 ± 22,2 μ

Es gelang uns dann ferner einen freilebenden *Cystococcus* zu züchten, den wir bei Rosenlaui (Meiringen) als kleinen Rasen auf

Baumrinde vorfanden. Wäre bei diesem Klon (Nr. 50 a) das Wachstum nicht so auffallend langsam (nach 6 Monaten Koloniedurchmesser auf Glukoseagar 12,4 ± 1,1 $\mu$), so könnte man diese Alge als Stamm derselben Art weiterführen. Angesichts der tatsächlichen Verhältnisse haben wir darin eine distinkte Art zu sehen, welche wir als

**Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae Chod. var. parva nov. var.**

bezeichnen und welcher folgende Dimensionen hat :

Durchmesser der Zellen :

Mittelwert 18,1 ± 1,7 $\mu$ Variationsbreite 15,3—21,5 $\mu$

Auf Glukoseagar haben wir ähnliche Kolonien wie *Cystococcus Clad. endiviaefol.* Chod. : Kolonie mit feiner gekörnter Oberfläche von kleinen Rillen durchfurcht mit gelapptem Rand und etwas erhöhtem Zentrum. Wie bereits oben erwähnt unterscheidet sich *C. Clad. endiviaefol.* Chod. var. *parva* von *C. Clad. endiviaefol.* Chod. durch die Wachstumsintensität, die Farbe der Kolonie und durch die Grösse der Zellen. Dieselben sind im Mittel etwas grösser als diejenigen von Stamm I und ungefähr gleich gross wie diejenigen von Stamm II.

## Zusammenfassung.

In der vorliegenden Arbeit wurden die Gonidienalgen von 15 Arten aus der Familie der *Caliciaceen* untersucht. Die von einzelnen Zellen aus gezüchteten 58 Klone verteilen sich auf die Flechtengattungen *Calicium, Chaenotheca, Coniocybe, Cyphelium.*

Es zeigte sich, dass in dieser Familie vier Algentypen als Gonidien vorhanden sind : *Stichococcus, Cystococcus, Chlorella* und *Trentepohlia.* Die beiden letztgenannten Gattungen sind in der in Frage stehenden Flechtenfamilie zum erstenmal nachgewiesen worden.

*Stichococcus*algen sind vertreten in den Gattungen *Coniocybe* (untersucht in drei Arten bzw. Unterarten, und zwar von elf verschiedenen Standorten), *Chaenotheca* (fünf Arten bzw. Unterarten).

*Cystococcus* wurde als Gonidie gefunden in den Gattungen *Calicium* (eine Art), *Chaenotheca* (eine Art von drei Standorten), *Cyphelium* (zwei Arten).

*Chlorella* wurde gefunden in *Calicium chlorinum,* und zwar an drei um weniges auseinanderliegenden Standorten.

*Trentepohlia* erwies sich als die Gonidie von *Chaenotheca phaeocephala* var. *hispidula* (Ach.) Keissler.

Die Vielzahl der Gonidientypen in der Familie der *Caliciaceen* lässt sich erklären durch die Primitivität der Flechten selbst.

Neben den aus Flechten isolierten Gonidienalgen wurden eine Reihe von entsprechenden freilebenden Algen in parallelen Reihen ge-

züchtet. Es zeigte sich dabei, dass weder morphologisch noch physiologisch prinzipielle Unterschiede beobachtet werden können zwischen freilebenden und Gonidienalgen.

In mehreren Fällen konnten Algen aus beiden Gruppen als identisch bezeichnet werden.

Jeder Algen-Klon wurde möglichst weitgehend untersucht in morphologischer und physiologischer Hinsicht. Grössen- und Formverhältnisse der Zellen, Morphologie und Farbe der Kolonie auf standardisierten Nährböden (fest und flüssig, zuckerfrei und zuckerhaltig) dienten als Grundlage für die systematische Bearbeitung sämtlicher Klone, wobei in jedem Falle für die Ermittlung der Zellänge und -breite, sowie des Verhältnisses von Länge zu Breite je 200 Zellen biometrisch bearbeitet wurden.

Nachdem J a a g (1929) auf den günstigen Einfluss niederer Temperaturen auf das Algenwachstum hingewiesen hatte, lag uns viel daran, die Wärmeansprüche unserer Gonidien und freilebenden Algen festzustellen und gleichzeitig die morphogenetische Wirkung der Temperatur auf unsere verschiedenen Algen zu prüfen. Es zeigte sich dabei, dass auch unsere *Stichococcus-*, *Cystococcus-* und *Chlorella*-Algen ihr Wachstumsoptimum bei niederen Temperaturen (9—18° C) aufweisen. In sämtlichen Gattungen sind Grössen- und Formunterschiede der Zellen zu beobachten bei verschiedenen Temperaturen. Ganz besonders auffallend ist dieser Einfluss in der Gattung *Stichococcus,* wo in den höheren Temperaturen (von 27° C aufwärts) um ein mehrfaches längere Zellen gebildet werden als bei Temperaturen unter dem T.-Optimum.

Je mehr sich die Form der Zellen der Kugelform nähert, um so geringer sind die durch Temperatur, Ernährung usw. hervorgerufenen Veränderungen.

Ernährung : Unsere sämtlichen Klone zeigten ein gutes, wenn auch langsames Wachstum auf Knopagar. Zugabe von 1—2 % Glukose beschleunigt die Entwicklung wesentlich, meist unter gleichzeitiger Verfärbung der Kolonie. Malzagar erwies sich als ein für die meisten Algen durchaus zusagendes Nährsubstrat.

In einem recht umfangreich angelegten Versuch wurde der Stickstoff in verschiedener Form dem Nährsubstrat beigegeben. Dabei ergab sich, dass sämtliche untersuchten Klone aus den Algengattungen *Stichococcus, Chlorella* und *Cystococcus,* Gonidien — wie freilebende Algen, die anorganischen Salze $NH_4Cl$, $NH_4NO_3$, $(NH_4)_2SO_4$ in ungefähr derselben Weise ausnützen können und dabei ein mittleres bis gutes Wachstum zeigen. $NaNO_2$ erwies sich als Gift für sämtliche Kulturen von *Cystococcus* und einen einzelnen Klon einer freilebenden *Chlorella;* dagegen förderte dieses Salz das Wachstum aller *Stichococcus-*, sowie dasjenige dreier *Chlorella*-Klone.

Sämtliche unserer Klone entwickelten gutausgebildete Kolonien in Nährböden, denen der Stickstoff als Alanin, Glycocoll und Asparagin beigegeben war. Die Unterschiede in der Verwendbarkeit dieser Stoffe sind von Klon zu Klon und von Gattung zu Gattung geringfügig.

In bezug auf die Empfindlichkeit der verschiedenen Algengattungen auf direkte Sonnenbestrahlung zeigten sich auffallende Unterschiede. Die Kulturen von *Stichococcus* scheinen unter direktem Sonnenlicht in keiner Weise Schaden zu nehmen. Dagegen waren schon nach wenigen Tagen sämtliche dem direkten Sonnenlicht ausgesetzten *Cystococcus*-Kulturen völlig entfärbt, eine Beobachtung, durch die die diesbezüglichen Angaben von Jaag (1929) bestätigt werden. Zu unserer Überraschung war das Verhalten der *Chlorella*-Klone mit Hinsicht auf die Bestrahlung verschieden, indem sämtliche Kulturen, für die sich das Na-Nitrit als entwicklungshemmend erwiesen hatte, sich an der Sonne entfärbten, während der andere durch dieses Salz nicht gehemmte Klon die grüne Farbe seiner Kolonien lange Zeit beibehielt.

Sämtliche von uns gezogenen Klone wurden systematisch bearbeitet; neue Formen wurden beschrieben und in einer Übersichtstabelle nach Gattungen geordnet mit ihren wesentlichen Merkmalen zusammengestellt.

Zusammenstellung der kultivierten *Stichococcus*-Algen. Tabelle 19.

| Name der Alge | Ordnungsnummer in Algothek | Name der Flechte | Fundort der Flechte | Farbe der Kolonie auf Glukoseagar nach 6 Monaten nach Code des Couleurs | Mittlerer Durchmesser der Kolonie nach 6 Monaten auf Glukoseagar | Mittlerer Durchmesser der Kolonie auf Malzagar nach 6 Monaten | Zellänge in $\mu$ | | | Zellbreite in $\mu$ | | | Länge / Breite | | | Schleimbildung | Figuren |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | | | | | Mittelwert auf 1/5 Knopagar | Variationsbreite von | Variationsbreite bis | Mittelwert auf 1/5 Knopagar | Variationsbreite von | Variationsbreite bis | Mittelwert auf 1/5 Knopagar | Variationsbreite von | Variationsbreite bis | | |
| *Stichococcus chloranthus* nov. spec. Stamm I | 59 | Epiphyt auf *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. | Kiental (Berner Oberland) | 305 | 15,2 ± 0,38 | 20,1 ± 1,8 | 13,1 ± 2,3 | 10,4 | 18,0 | 3,44 | 3,2 | 4,1 | 3,8 ± 1,6 | 3,0 | 5,2 | | Fig. 17, 18 und 19 |
| *Stichococcus chloranthus* nov. spec. Stamm II | 63 | Gonidie von *Chaenotheca melanophaea* Zwackh | Davos | 305 Rd. 252 | 19,8 ± 1,6 | | 9,9 ± 1,8 | 8,3 | 12,5 | 3,07 | 2,8 | 3,4 | 3,24 ± 1,4 | 2,4 | 4,3 | | Fig. 18 und 19 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *mucigena* nov. var. Stamm I | 51 | Gonidie von *Coniocybe gracilenta* Ach. | Rosenlaui b. Meiringen | 277 Rd. 278 | 19 ± 0,84 | 19,8 ± 0,73 | 5,6 ± 1,40 | 2,9 | 8,2 | 2,33 | 2,1 | 3,3 | 2,4 ± 1,1 | 1,4 | 3,8 | +++ | Fig. 21 und 22 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *mucigena* nov. var. Stamm I | 173 | Gonidie von *Coniocybe furfuracea* Ach. | Grosser St. Bernhard | 277 | 24,0 ± 1,8 | | 6,3 ± 0,8 | 5,5 | 7,6 | 2,54 | 2,0 | 2,7 | 2,51 ± 1,02 | 2,0 | 2,8 | +++ | Fig. 11, 20, 21 und 22 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *mucigena* Stamm II | 20 | Epiphyt auf *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. | Dietikon b. Zürich | 254 Rd. 252 | 21,8 ± 0,68 | 22,5 ± 1,9 | 6,4 ± 1,65 | 3,7 | 10,3 | 2,4 | 2,2 | 3,6 | 2,3 ± 1,5 | 1,2 | 3,2 | +++ | Fig. 8, 9, 11, 21 und 22 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *subaurifera* nov. var. | 4 a | Gonidie von *Coniocybe furfuracea* Ach. | vom Fongio b. Airolo | 278 Rd. 283 | 18,5 ± 0,67 | | 5,4 ± 1,38 | 2,9 | 8,09 | 2,4 | 2,1 | 3,3 | 2,3 ± 1,12 | 1,4 | 3,7 | + | Fig. 24 und 25 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *subaurifera* nov. var. | 7 | freilebend | Rigi | Rd. 252 u Zentr. Sekt. 280 | 19,2 ± 0,71 | | 6,3 ± 1,32 | 4,1 | 8,3 | 2,6 | 2,4 | 3,3 | 2,4 ± 1,3 | 1,5 | 3,0 | + | Fig. 11, 24 und 25 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *subaurifera* nov. var. | 11 | Gonidie von *Coniocybe furfuracea* Ach. | Höhenpromenade b. Davos | 278 Sekt. 305 | 16,2 ± 0,73 | 21,2 ± 0,5 | 5,0 ± 1,25 | 2,2 | 7,4 | 2,2 | 1,5 | 2,9 | 2,3 ± 1,24 | 1,0 | 3,5 | + | Fig. 11, 24 und 25 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *subaurifera* nov. var. | 17 b | Lepraria steriler Thallus | Günterstal (Freiburg i. Br.) | 257 | 16,5 ± 0,5 | | 6,7 ± 1,53 | 4,8 | 10,0 | 2,8 | 2,4 | 3,3 | 2,4 ± 1,52 | 1,8 | 3,5 | + | Fig. 11, 15 A, 15 B, 23, 24 und 25 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *subaurifera* nov. var. | 21 | freilebend | Bülach b. Zürich | 257 Rd. 252 | 17,8 ± 0,98 | 19,9 ± 0,98 | 6,4 ± 1,7 | 3,6 | 9,6 | 2,4 | 2,1 | 3,9 | 2,7 ± 1,6 | 1,5 | 4,0 | + | Fig. 24 und 25 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *subaurifera* nov. var. | 22 | Gonidie von *Calic. species* (ohne Fruchtkörper) | Kloten b. Zürich | 257 Rd. 254 | 16,4 ± 0,54 | 20,0 ± 1,02 | 6,6 ± 1,4 | 4,4 | 9,6 | 2,6 | 2,1 | 3,6 | 2,5 ± 1,3 | 1,5 | 4,0 | + | Fig. 11, 24 und 25 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *subaurifera* nov. var. | 26 | Gonidie von *Coniocybe furfuracea* Ach. | Ibergeregg b. Schwyz | 278 | 17,5 ± 1,4 | 20,5 ± 1,6 | 5,3 ± 1,2 | 3,6 | 8,0 | 2,4 | 2,1 | 3,6 | 2,2 ± 1,05 | 1,5 | 3,3 | + | Fig. 11, 24 und 25 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *subaurifera* nov. var. | 65 | Epiphyt auf *Xanthoria parietina* | Wangs b. Sargans | 278 Rd. 277 | 24,0 ± 1,8 | | 7,8 ± 1,3 | 5,2 | 9,7 | 2,20 | 2,1 | 2,8 | 3,5 ± 1,5 | 2,5 | 4,7 | + | Fig. 24 und 25 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. | 23 a | Gonidie von *Coniocybe furfuracea* Ach. | ob Klosters | 305 | 19,2 ± 0,8 | 21,8 ± 0,8 | 5,6 ± 1,4 | 3,7 | 8,1 | 2,6 | 1,4 | 3,9 | 2,14 ± 1,02 | 1,3 | 4,0 | | Fig. 26, 27 und 28 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *elegans* Stamm I | 18 | Gonidie von *Coniocybe furfuracea* Ach. | b. Curaglia am Lukmanier | 283 | 16,0 ± 0,9 | 19,0 ± 0,8 | 6,6 ± 1,1 | 4,1 | 9,0 | 1,7 | 1,3 | 2,1 | 3,8 ± 1,2 | 2,3 | 6,0 | | Fig. 29, 30 und 31 Tafel 6 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *elegans* Stamm II | 171 | Gonidie von *Coniocybe furfuracea* Ach. | Grosser St. Bernhard | 253 | 20,8 ± 1,3 | 22,0 ± 1,4 | 7,3 ± 1,5 | 6,2 | 11,1 | 1,8 | 1,3 | 2,1 | 4,1 ± 1,3 | 3,0 | 6,0 | | Fig. 30 und 31 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *crassa* nov. var. Stamm I | 25 d | Epiphyt auf *Calic. hyperellum* | Ibergeregg b. Schwyz | 277 | 21,5 ± 1,5 | 23,5 ± 1,2 | 5,9 ± 1,1 | 3,4 | 7,0 | 2,7 | 2,1 | 3,6 | 2,1 ± 1,1 | 1,5 | 2,7 | ++ | Fig. 32, 33 und 34 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *crassa* nov. var. Stamm II | 29 | Gonidie von *Chaenotheca stemonea* Zwackh | Greifensee | 278 Sekt. 281 | 18,5 ± 1,3 | 22,4 ± 1,2 | 5,5 ± 1,2 | 4,2 | 7,6 | 2,7 | 2,1 | 3,6 | 2,0 ± 1,3 | 1,5 | 3,0 | + | Fig. 33 und 34 Tafel 6 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *crassa* nov. var. Stamm II | 42 | Gonidie von *Chaenotheca bruneola* Müll. | Hahnensee b. St. Moritz | 278 | 19,5 ± 1,6 | 23,0 ± 1,8 | 5,7 ± 1,2 | 3,7 | 8,8 | 2,8 | 2,1 | 3,6 | 2,0 ± 1,1 | 1,5 | 3,0 | + | Fig. 11, 33 und 34 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *tenuis* nov. var. | 46 | Epiphyt auf *Calic. adspersum* Pers. | Hahnensee b. St. Moritz | 277 Sekt. 227 | 22,0 ± 1,8 | 26,0 ± 2,1 | 5,0 ± 1,2 | 3,7 | 7,3 | 1,9 | 1,3 | 2,6 | 2,6 ± 1,2 | 1,2 | 3,3 | | Fig. 12, 44, 45 und 46 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *maxima* nov. var. Stamm I | 3 | Gonidie von *Coniocybe furfuracea* Ach. | von Fongio b. Airolo | 282 Rd. 286 | 17,6 ± 0,6 | | 6,4 ± 1,4 | 4,4 | 9,6 | 2,8 | 2,3 | 3,2 | 2,2 ± 1,5 | 1,5 | 3,3 | + | Fig. 8, 9, 36 und 37 Tafel 6 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *maxima* nov. var. Stamm II | 9 | Gonidie von *Chaenotheca melanophaea* Zwackh | b. Gätterli, Rigi | Zentr. 258 „ 266 Rd. 261 | 21,2 ± 0,9 | 22,0 ± 0,8 | 5,4 ± 1,7 | 3,6 | 8,0 | 2,7 | 2,2 | 3,6 | 2,0 ± 0,8 | 1,2 | 2,7 | + | Fig. 35, 36 und 37 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *maxima* nov. var. Stamm III | 10 a | Gonidie von *Chaenotheca trichialis* Hellb. | Bolgenschanze b. Davos | Zentr. 258 Rd. 257 | 19,8 ± 0,9 | | 7,4 ± 1,7 | 5,1 | 11,0 | 2,7 | 2,2 | 3,6 | 2,7 ± 1,8 | 1.7 | 3,8 | + | Fig. 8, 9, 11, 36 und 37 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *maxima* nov. var. Stamm III | 58 | freilebend | Zürich | 277 Rd. 278 | 19,0 ± 1,4 | 22,0 ± 1,6 | 6,8 ± 1,3 | 4,4 | 9,5 | 3,2 | 2,9 | 4,3 | 2,0 ± 0,9 | 1,4 | 2,8 | + | Fig. 36 und 37 |
| *Stichococcus pallescens* Chod. var. *lucida* nov. var. | 19 | Gonidie von *Coniocybe furfuracea f. fulva* Tr. | Günterstal (Freiburg i. Br.) | 285 Rd. 286 | 14,0 ± 0,8 | 19,8 ± 1,2 | 7,9 ± 1,7 | 4,4 | 11,8 | 2,5 | 2,2 | 2,9 | 3,1 ± 1,5 | 1,7 | 4,7 | | Fig. 38, 39 und 40 |
| *Stichococcus minutus* Grintzesco & Peterfi | 24 b | freilebend | Wetzikon b. Zürich | 252 Rd. 261 | 20,0 ± 1,6 | 21,2 ± 1,6 | 4,3 ± 0,9 | 2,9 | 5,8 | 2,1 | 1,4 | 3,6 | 2,0 ± 1,3 | 1,3 | 3,0 | | Fig. 41, 42 und 43 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. var. *maior.* | 52 | Gonidie von *Chaenotheca melanophaea f. umbellata* Lettau | Kiental (Berner Oberland) | 276 Rd. 277 | 15,3 ± 1,5 | | 7,7 ± 2,5 | 3,7 | 12,0 | 3,0 | 2,1 | 4,3 | 2,5 ± 1,4 | 1,5 | 4,3 | | Fig. 44 a und 44 b |

Zusammenstellung der kultivierten *Chlorella-Algen.* Tabelle 20.

| Name der Alge | Ordnungsnummer in Algothek | Name der Flechte | Fundort der Flechte | Farbe der Kolonie auf Glukoseagar nach 6 Monaten nach Code des Couleurs | Mittlerer Durchmesser der Kolonie auf Glukoseagar nach 6 Monaten | Zellänge in $\mu$ | | | Länge / Breite | Figuren |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | | | | Mittelwert auf $^1/_3$ Knopagar | Variationsbreite | | Mittelwert auf $^1/_3$ Knopagar | |
| | | | | | | | von | bis | | |
| *Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var. | 19a | Gon. von *Calic. chlorin.* var. *exsertum* Nyl. | Günterstal (Freiburg i. Br.) | 310 | 26,0±0,45 | 10,15±1,1 | 8,1 | 12,5 | 1,4 ± 0,12 | Fig. 8, 9, 13, 51, 52 Tafel 4, Abb. 1 Tafel 5 |
| *Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var. | 30 | Freilebend auf Wurzeln | Greifensee b. Uster | 310 | 24,0 ± 1,0 | 9,4 ± 1,3 | 7,3 | 12,5 | 1,3 ± 0,33 | Fig. 51, 52 |
| *Chlorella lichina* Chod. var. *foliosa* nov. var. | 34 | Freilebend auf Molassesandstein | Eglisau | 310 | 22,0 ± 0,9 | 8,8 ± 1,3 | 7,3 | 11,0 | 1,4 ± 0,2 | Fig. 51, 52 |
| *Chlorella lichina* Chod. | 21b | Freilebend auf Föhre | Eglisau | 252 | 15,6 ± 0,8 | 10,8 ± 1,2 | 8,8 | 13,3 | 1,6 ± 0,4 | Fig. 49, 50 Tafel 4, Abb. 1 |
| *Chlorella lichina* Chod. | 24a | Freilebend auf Weide | Wetzikon b. Zürich | 252 | 18,7 ± 1,2 | 10,9 ± 1,1 | 8,8 | 13,2 | 1,3 ± 0,2 | Fig. 13, 49, 50 |
| *Chlorella lichina* Chod. var. *viridis* nov. var. | 2 | Gon. von *Calic. chlorinum* var. *exsertum* Nyl. | Günterstal (Freiburg i. Br.) | 255 Rd. 252 | 19,2 ± 0,5 | 12,2 ± 0,5 | 10,3 | 16,2 | 1,2 ± 0,3 | Fig. 8, 9, 13, 47, 48 Tafel 4, Abb. 1 Tafel 5, 6 |
| *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var. Stamm I | 5 | Freilebend auf Rottanne | Rigi | 257 | 12,2 ± 0,3 | 8,3 ± 1,1 | 5,8 | 10,3 | 1,2 ± 0,35 | Fig. 8, 9, 13, 53, 54 Tafel 4, Abb. 1 Tafel 6 |
| *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var. Stamm II | 61 | Gon. v. *Lepraria chlorina* | unterhalb Grimselhospiz | 252 | 13,4 ± 0,5 | 10,8 ± 1,5 | 8,8 | 13,9 | 1,4 ± 0,4 | Fig. 53, 54 Tafel 4, Abb. 1 |
| *Chlorella lichina* Chod. var. *crenelata* nov. var. Stamm III | 17a | Gon. aus *Calic. chlorinum* var. *exsert.* Nyl. | Günterstal (Freiburg i. Br.) | 257 | 18,1 ± 1,2 | 8,3 ± 1,1 | 5,9 | 10,3 | 1,2 ± 0,35 | Fig. 8, 9 Tafel 4, Abb. 1 |

Zusammenstellung der kultivierten *Cystococcus-Algen.* Tabelle 21.

| Name der Alge | Ordnungsnummer in Algothek | Name der Flechte | Fundort der Flechte | Farbe der Kolonie auf Glukoseagar nach 6 Monaten nach Code des Couleurs | Mittlerer Durchmesser der Kolonien auf Glukoseagar nach 6 Monaten | Durchmesser der Zellen in $\mu$ | | | Figuren |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | | | | Mittelwert | Variationsbreite | | |
| | | | | | | | von | bis | |
| *Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae* Chod. Stamm I | 6 | Gon. von *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. | Rigi | 310 | 17,2 ± 1,02 | 13,5 ± 1,5 | 11,7 | 16,6 | Fig. 12, 16 Tafel 5 |
| *Cystococcus Cladoniae endiviaefoliae* Chod. Stamm I | 54 | Gon. aus *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. | Lunz (Nieder-Österreich) | 309 | 22,7 ± 0,7 | 16,6 ± 1,6 | 14,0 | 20,1 | Fig. 1 B, 12 |
| *Cystococcus Clad. furcatae* Chod. | 28 | Gon. aus *Chaenotheca chrysocephala* Th. Fr. | Wetzikon b. Zürich | 308 | 22,4 ± 0,8 | 11,9 ± 1,5 | 10,4 | 15,3 | Fig. 1 B Tafel 6, 12 |
| *Cystococcus Cyphelii* nov. spec. | 66 | Gon. aus *Cyphelium tigillare* Ach. | Ibergeregg b. Schwyz | 310 | 18,2 ± 0,7 | 18,1 ± 1,8 | 15,3 | 22,2 | |
| *Cystococcus irregularis* Chod. | 49 | Gon. aus *Cyphelium inquinans* Trevis f. *minor* Vain | Rosenlaui b. Meiringen | 305 | 16,2 ± 0,9 | 13,9 ± 1,7 | 11,1 | 18,7 | |
| *Cystococcus Clad. endiviaefoliae* Chod. Stamm II | 48 | Gon. aus *Calic. minutum* Arn. (erscheint in Bearb. Keissler als *Calic. abietin.* var. *minut.* [Körb] Keissler) | Tramelan (Jura) | Rd. 279 280 | 26,0 ± 0,8 | 18,5 ± 1,8 | 16,6 | 22,2 | |
| *Cystococcus Clad. endiviaefoliae* Chod. var. *parva* nov. var. | 50 a | Freilebender Cystococcus | Rosenlaui b. Meiringen | 308 | 12,4 ± 1,1 | 18,1 ± 1,7 | 15,3 | 21,5 | |

## Zitierte Literatur.

Artari, A.: Über die Entwicklung der grünen Algen unter Ausschluss der Bedingungen der Kohlensäure-Assimilation. Bull. de la Soc. Imp. des Nat. de Moscou (1899), S. 39.

— Zur Frage der physiologischen Rassen einiger grüner Algen. Ber. d. Deutsch. Bot. Ges. **20** (1902), 201—207.

— Über die Bildung des Chloroph. durch grüne Algen. Ber. d. Deutsch. Bot. Ges. **20** (1902), 201.

Beijerinck, M. W.: Kulturversuche mit Zoochlorellen, Lichenengonidien und anderen niederen Algen. Bot. Zeitg. **48** (1890).

Bornet, E.: Recherches sur les gonidies des Lichens. (Annales des sciences naturelles Bot., V^me^ série, tome XVII, 1873.)

Charpentier: Rech. sur la physiologie d'une algue verte. (Ann. Inst. Pasteur, tome XVII, 1903.)

Chodat, F. und Kol, E.: Quelques algues nouvelles des sols et de la neige du Parc Nat. Suisse Engad. Bull. de la Soc. de Botanique de Genève, Bd. 25 (1934).

Chodat, R.: Polymorphisme des Algues. Genève (1909).

— Algues vertes de la Suisse. Berne (1902).

— Monographie d'Algues en culture pure. Berne (1913). Matériaux pour la Flore cryptogamique suisse **4** fasc. 2.

— Nouvelles Recherches sur les Gonidies des Lichens. Comptes rendus des séances de l'Académie des sciences, t. 191, p. 475 (1930).

Dönz, O. Ch.: *Chlorella Zofingiensis,* eine neue Bodenalge. Berichte der Schweiz. Bot. Ges. **43** (1934), 127.

Famintzin, A. und Baranetzki, J.: Die Entwicklungsgeschichte der Gonidien und Zoosporenbildung der Flechten. Mém. de l'Acad. Imp. des Sciences de St-Pétersbourg, série VII (1867), 11, n° 9, auch Ann. de Sciences nat., série V, 8.

Famincyn, A. (früher Famintzin): Beitrag zu Kenntnis der Zoosporen der Lichenen. Ber. d. Deutsch. Bot. Ges. **32** (1914).

Grintzesco, J. und Péterfi, St.: Contribution à l'étude des Algues Vertes de Roumanie. Revue algologique, tome V, 159 (1930—31).

Heering, W.: *Chlorophyceae* III. in « Paschers Süsswasserflora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz ». Jena (1914).

Jaag, O.: Recherches expérimentales sur les gonidies de lichens appartenant aux genres *Parmélia* et *Cladonia.* Genève, Thèse n° 804 (1929).

— Morphologische und physiologische Untersuchung über die zur Gattung *Coccomyxa* gehörenden Flechtengonidien. Verhandlungen der Schweiz. Naturf. Gesellsch. La Chaux-de-Fonds (1931).

— Über die Verwendbarkeit der Gonidienalgen in der Flechtensystematik. Ber. d. Schweiz. Bot. Ges. **42,** Heft 1 (1933).

— *Coccomyxa* Schmidle, Monographie einer Algengattung (Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz **8,** Heft 1 (1933).

Johannsen, W.: Elemente der exakten Erblichkeitslehre. Jena (1926).

Kessler, J.: Biologische und toxikologische Versuche mit der Alge *Chlorococcum infusionum* (Schrank) Meneghini, Schweiz. Bot. Ges. **47,** 171 (1937).

Klincksieck und Vallette: Code des couleurs (1908).

Nägeli: Einzellige Algen (1848).

Neubner, E.: Untersuchungen über den Thallus und die Fruchtanfänge der *Calyciaceen*. Ein Beitrag zur Kenntnis der krustig-staubartigen Flechten. Wiss. Beilage z. 4. Jahresbericht K. Gymnasiums Plauen (1893).

Oltmanns, Fr.: Morphologie und Biologie der Algen. 3. Auflage, Band 1.

Petersen, I. B.: Studier over Danske aerofile Alger. Mem. Acad. Royale des Sciences et des Lettres de Danemark. Copenhague (1915), 7. sér., tome **12,** n° 7.

Radais: Sur la culture pure d'une algue verte, formation de chlorophyll à l'obscurité. C. R. Acad. Sc. CXXX 793 (1900).

Smith, A. L.: British Lichens. London (1918).

— Lichens. Cambridge (1921).

Tréboux, O. Die freilebende Alge und die Gonidie *Cystococcus humicola* in bezug auf die Flechtensymbiose. Ber. d. Deutsch. Bot. Ges. 1912.

Warén: Reinkulturen von Flechtengonidien, oefversigt af Finska. Vetensk.-Soc. Forhanlingar (1920).

Zahlbruckner, A.: Die Flechten, in Engler-Prantl «Die natürlichen Pflanzenfamilien» **3,** 2. Auflage, 8. Band, Leipzig (1926).

Zöller, W.: Formeln und Tabellen zur Errechnung des mittleren Fehlers, Berlin (1925).