

Ueber die Wachstumsbeschleunigung einiger Algen und Pilze durch chemische Reize.

VON

N. Ōno, *Rigakushi.*

Hierzu Tafel XIII.

I. Einleitung und Litteratur.

In seiner Arbeit: *Études chimiques sur la végétation*¹⁾, hat Raulin schon im Jahre 1869 darauf aufmerksam gemacht, dass Zink- und Siliciumsalze in geeigneter Dosis das Wachstum von *Aspergillus niger* befördern. Auf dieser an sich richtigen Beobachtung fussend war der genannte Autor mit Unrecht der Ansicht geneigt, dass diese Substanzen zur normalen Entwicklung unseres Pilzes nothwendig seien, indem er diese unter „les éléments chimiques essentiels“ rechnet und eine Nährlösung von recht complicirter Zusammensetzung für Pilze vorschreibt.

Ueber die Mineralstoffbedürfnisse der Pilze wurden seither von einigen Forschern Untersuchungen gemacht, von denen die Arbeit Naegeli's²⁾ in der ersten Linie zu nennen ist. In

1) Ann. d. Sc. nat. Bot., Ser. V, T. XI., 1869, S. 91.

2) v. Naegeli, Der Ernährungschemismus der niederen Pilze. Sitzungsberichte d. Kgl. Bayr. Akad. d. Wiss. Math.-phys. Cl. 1880.

neuerer Zeit wurde dies Thema von Molisch¹⁾, sowie auch von Benecke²⁾ wiederaufgenommen. Der Mühe dieser Autoren verdanken wir unsere heutigen Kenntnisse in dieser Richtung. Nach den übereinstimmenden Angaben der genannten Autoren stellt weder Zink noch Silicium einen eigentlichen Nährstoff dar und kann wohl von Kulturflüssigkeit ausgeschlossen werden.

Dass die wachsthumsbeschleunigende Wirkung gewisser Metallradikale auf einer chemischen Reizung beruht, wurde von Pfeffer³⁾ in seiner im Jahre 1895 erschienenen Arbeit zum ersten Male klar gestellt und später in allgemeinen Zügen in der 2^{ten} Auflage seiner Pflanzenphysiologie erörtert. Er bemerkt in dem letztgenannten Werke, dass anscheinend geringfügige Umstände in der That nicht selten einen erheblichen Einfluss auf Gedeihen und Wachsen haben, und sagt: „Vermuthlich handelt es sich in dieser beschleunigenden Reizwirkung um eine der mannigfachen Reaktionen, die darauf abzielen, durch intensivere Thätigkeit einen benachtheiligten Einfluss thunlichst entgegenzuarbeiten oder Schädigungen auszugleichen.“⁴⁾ Im vorhergegangenen Jahre wurde eine Reihe Versuche von Richards⁵⁾ angestellt, deren Resultate die Ansicht Pfeffer's bestätigen. Er zog zu seinen Untersuchungen verschiedene Schwerenmetallsalze wie Zink-, Kobalt-, Nickel-, Eisen-, und Mangansalze und einige andere giftige Substanzen heran und stellte die Thatsache fest, dass fast

1) H. Molisch, Die mineralische Nahrung der niederen Pilze. Sitzungsberichte d. Wiener Akad., Oct. 1894.

2) W. Benecke, Die zur Ernährung der Schimmelpilze nothwendigen Metalle. Pringsh. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXVIII, 1895, S. 487.

3) Pfeffer, Election organischer Nährstoffe. Pringsh. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXVIII, 1895.

4) Pflanzenphysiologie. 2. Aufl. Bd. I. S. 374.

5) H. M. Richards, Die Beeinflussung des Wachstums einiger Pilze durch chemische Reize. Pringsh. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXX, 1897, S. 665.

alle geprüften Substanzen mehr oder weniger die Pilzernte zu vermehren vermochten.

Auch anderweitige Beispiele für Erhöhung der Lebendthätigkeiten durch geringe Zusätze giftiger Stoffe findet man in der Litteratur. So versuchte Schulz¹⁾ zu zeigen, dass die durch *Saccharomyces* verursachte alkoholische Gährung bei Gegenwart von geringeren Quantitäten gewöhnlich als Hefegifte sich verhaltender Substanzen wie Sublimat, Jod, Salicylsäure, Brom, Arsenige Säure u. a., auf längere oder kürzere Zeit wesentlich gehoben werden konnte. Diese Thatsache aber war bereits gewissen Gewerben nicht unbekannt gewesen, dass Zuführung von sonst gährungshemmenden Stoffe, wie z. B. Kupfervitriol oder Salicylsäure, unter Umständen die Hefe zu energischer Thätigkeit veranlasse. Derselbe Autor hat früher eine ähnliche Erhebung der Lebensäusserungen bei dem thierischen Organismus beobachtet und folgenden Satz ausgesprochen, dass „Jeder Reiz auf eine einzelne Zelle sowohl wie auch auf aus Zellengruppen bestehenden Organen entweder eine Vermehrung oder eine Verminderung ihrer physiologischen Leistungen bedinge, entsprechend der geringeren oder grösseren Intensität des Reizes“²⁾.

Derartigen Verallgemeinerungen begegnen wir auch bei Hueppe³⁾. Hauptsächlich auf die auf bakteriologischem Gebiete constatirten Thatsache sich stützend verkündigt er die Erscheinung als den Ausdruck des allgemein giltigen Gesetzes für die Wirkung von Chemikalien auf Protoplasma. Er bezeichnet dieses als das „Biologische Grundgesetz,“ welches er in folgendem

1) H. Schulz, Ueber Hefegifte. Pflüger's Archiv f. Physiologie. Bd. 42., 1888. S. 517.

2) H. Schulz, Zur Lehre von der Arzneiwirkung. Virchow's Archiv. Bd. 108, 1877. S. 427.

3) F. Hueppe, Naturwissenschaftliche Einführung in die Bakteriologie. 1896, Wiesbaden. S. 55.

Satze formulirt: „Jeder Körper, der in bestimmter Concentration Protoplasma tötet und vernichtet, in geringeren Mengen die Entwicklungsfähigkeit aufhebt, aber in noch geringeren Mengen, jenseits eines Indifferenzpunktes, umgekehrt als Reiz wirkt und die Lebenseigenschaften erhöht.“

Zu erwähnen ist noch, dass auch bei höheren Pflanzen dieselbe oder eine wenigstens sehr nahe verwandte Erscheinung vorkommt. Bekanntlich pflegt man seit einigen Jahren die Weinreben mit Kupferpräparaten, der sogenannten Bordeauxbrühe, zur Bekämpfung der Pilzkrankheit zu bespritzen. Eine derartige Behandlung ruft ausser der indirekten Einwirkung, die Schädigung durch parasitische Pilze herabzusetzen, auch eine Schar auffallender Erscheinungen seitens der bespritzten Pflanze hervor, die mit Rumm¹⁾ vielmehr als direkte Wirkung der angewandten Chemikalien auf den Pflanzenorganismus selbst zu bezeichnen sind. Solche sind die Steigerung der Chlorophyllbildung und daraus resultirende vermehrte Stärkeproduktion, reichlicherer Traubenansatz, Beschleunigung der Reifung u. a. Rumm ist der Ansicht, dass die Steigerung der Chlorophyllbildung einem chemischen Reiz zuzuschreiben sei. Im darauf folgenden Jahre führten Frank und Krüger²⁾ einige Bespritzungsversuche an Kartoffeln aus, wobei sie auch eine ähnliche Thatsache constatirten. Ueber das eigentliche Wesen der Wirksamkeit jener Stoffe ist vorläufig nichts weiteres zu sagen.

Wie aus der oben angeführten Skizze ersichtlich ist, bezogen

1) Rumm, Ueber die Wirkung der Kupferpräparate bei Bekämpfung der sogenannten Blattkrankheit der Weinrebe. Ber. d. deutsch. Bot. Ges. Bd. XI. 1893. S. 709.

Rumm, Zur Frage nach der Wirkung der Kupfer-Kalksalze bei Bekämpfung der *Peronospora viticola*. ebenda S. 445.

2) Frank u. Krüger, Ueber den Reiz, welchen die Behandlung mit Kupfer auf die Kartoffel hervorruft. Ber. d. deutsch. Bot. Ges. Bd. XII, 1894.

sich, wenn wir von der zuletzt besprochenen Thatsache absehen, alle bisherigen diesbezüglichen Versuche mit pflanzlichen Organismen ausschliesslich auf chlorophyllose niedere Organismen der Pilze. Wenn die erwähnte Erscheinung, wie vielerseits behauptet wird, allgemeine Geltung haben würde, so sollte es *a priori* zu erwarten sein, dass auch chlorophyllhaltige niedere Organismen in gleichem Sinne reagieren. Dies aber benötigt einer experimentellen Bestätigung.

Herbeigezogen wurden zu meiner Untersuchung verschiedene Schwerenmetallsalze, wie Zink-, Nickel-, Kobaltsulfat u. a., welche auf unsere Versuchsalgen gewisse Reizung auszuüben vermochten. Ferner wurden eine Reihe Parallelversuche mit Pilzen angestellt, deren Ergebnisse die oben genannten Richards'sche Untersuchung bestätigt und erweitert.

Die vorliegende Arbeit wurde auf Veranlassung und unter Leitung von Herrn Prof. Dr. Miyoshi im Botanischen Institut der Kaiserlichen Universität zu Tokyo während des Zeitraums von August 1898 bis Juni 1899 ausgeführt.

Es ist mir eine angenehme Pflicht, meinem hochverehrten Lehrer für die vielseitige Anregung meinen verbindlichsten Dank auszusprechen.

Herrn Prof. Dr. Matsumura sage ich an dieser Stelle auch meinen besten Dank für die Belehrung und das Interesse, welches er meiner Arbeit entgegengebracht hat.

II. Methodisches.

Bei unseren Versuchen kommen stets die Reinkulturen in Betracht. Als Kulturgefässe wurden Erlenmeyer'sche Kolben

von ca 200 cc Inhalt angewendet, und zwar von gleicher Gestalt und Qualität in einer Reihe von Parallelversuchen benutzt. Nachdem die Gefäße zuerst mit Salzsäure gründlich gewaschen worden waren, wurden sie mit Leitungswasser, dann mit destillirtem Wasser wiederholt ausgewaschen, getrocknet und gebraucht.

Wasser.—Zur Zubereitung der Nährlösungen und zum Auflösen der Reizmittel benutzte ich doppeldestillirtes Wasser. Das auf übliche Weise gewonnene destillirte Wasser war von Glas zu Glas nochmals destillirt worden.

Chemische Präparate.—Die als Nährstoffe sowohl als auch als Reizstoffe dienenden Chemikalien stammten größtentheils aus Merck's „garantirt reinen“ Reagentien.

Nährlösungen.—Für Algen bediente ich mich der bekannten Knop'schen Lösung¹⁾, die ich nach folgender Vorschrift bereitete :

(A) MgSO ₄ +7H ₂ O	10.25g	(B) Ca(NO ₃) ₂	20.00g
		KNO ₃	5.00,,
		KH ₂ PO ₄	5.00,,
Wasser	175.00cc	Wasser	175.00 cc

Beim Gebrauch wurden je 10 cc von A und B mit 880 cc Wasser verdünnt. Diese bezeichne ich als Original-Nährlösung für Algen.

Die Original-Lösungen für Pilzkulturen bestanden aus folgenden drei Serien :

1) Aus keinem besonderen Grunde benutzte ich hier Ca-haltige Nährlösung. Die Entbehrlichkeit der genannten Metalle bei Pilzen und niederen Algen ist bekanntlich in neuerer Zeit von Molisch und Benecke erwiesen worden.

(A)

KH ₂ PO ₄	0.50 g
MgSO ₄	0.25 „
NH ₄ NO ₃	1.00 „
Eisen	Spuren
Rohrzucker	5.00 g
Wasser	90.00 CC.

(B)

Wie bei A. Asparagin 0.5g statt NH₄NO₃ 1.0 g

(C)

Wie bei A. Dextrose anstatt Rohrzucker.

Bei fast allen Kulturreihen wurde A angewendet, während B und C nur ausnahmsweise benutzt wurden.

Kulturanstellung.—Ich goss in 5 Kolben je 135 cc Original-Lösung (Knop'sche bzw. Rohrzuckernährlösung). Sodann setzte ich zum ersten Kolben 15 cc destillirtes Wasser hinzu und liess dies als Nährlösung für Controlkulturen dienen, zum 2^{ten}, 3^{ten}... 5^{ten} je 15 cc betreffend verdünnte Lösung von Reizstoffen, deren Wirkungen versucht werden sollten. Bei den Algenkulturen geschah die Verdünnung in absteigender geometrischer Reihe im Verhältniss 1:5, bei den Pilzkulturen aber mit 1:2. Alle Kolben wurden darauf gut geschüttelt, um die Lösungen aufs innigste zu mischen, und dann die in jedem Kolben enthaltene Lösung in drei Kolben gleichmässig vertheilt, so dass wir 3 Serien von je 5 Kolben, deren jede 50 cc Nährflüssigkeit enthielt, vor uns haben.

Die auf diese Weise zubereitete Kulturflüssigkeit enthielt bei der Knop'sche Lösung ca 2.5% wasserfreie Salze und bei der Pilznährlösung etwa 5% Rohrzucker¹⁾. Dann folgte bei Pilzkulturen die Sterilisation in einem Koch'schen Dampftopf, welche $\frac{1}{2}$ —1 Stunde dauerte.

Bei Pilzen fand die Impfung in üblicher Weise statt, während ich sie bei Algen in der Weise ausführte, dass ich mittelst Platindraht oder Pipette eine möglichst kleine Algenmenge aus den zuvor in Nährlösung von derselben Concentration oder auf Agar bereiteten Reinkulturen herausnahm und in Versuchsgefäße brachte.

Die Kulturen wurden in Zimmertemperatur (ca 15° C im Mittel) ausgeführt, und in kälteren Jahreszeiten ins Treibhaus (16-21° C) gebracht.

Die Kulturdauer variirte unter Umständen zumeist zwischen 8 und 25 Tagen bei Pilzen und etwa einem Monatlang bei Algen.

Bestimmung des Trockengewichtes.—Für die Beurtheilung des Gedeihens hat fast stets die Ermittlung des Trockengewichtes der gebildeten Algen- bzw. Pilzmassen Aufschluss gegeben. Die Bestimmung wurde folgendermassen ausgeführt. Nach Beendigung der Versuche wurde die Kulturflüssigkeit mit der Erntemasse insgesamt durch vorher einzeln gewogene Filter filtrirt. Dabei befreitete ich den an der Glaswand haftenden Theil mittelst eines mit einem Kautschuk-Hut versehenen Glasstäbchens. Dann spülte ich die Erntemasse mit kaltem destillirtem Wasser, um dadurch etwa noch vorhandene Nährflüssigkeit möglichst zu entfernen, und wenn sie ziemlich lufttrocken geworden war, trocknete ich sie im Paraffinofen bei 100° C und wog sie nach dem Erkalten. Das auf diese Weise ermittelte

1) Diese Lösung wurde von Pfeffer und Richards vielfach benutzt.

Trockengewicht der Ernte ist in den angeführten Tabellen als Ernteertrag notirt.

Bei den Algenkulturen geschah es vielfach, zumal bei denjenigen, welche während der kälteren Jahreszeit angestellt worden waren, dass die Vermehrung nur sehr langsam vor sich ging, und dass nach monatelangem Stehenbleiben eine nur schwache Entwicklung sich zeigte. In solchen Fällen musste ich mich damit begnügen, durch das Aussehen der Kulturen die Stärke der Entwicklung zu beurtheilen.

Was nun die specielle Ausführungsmethode anbelangt, so wird sie an geeigneten Stellen berücksichtigt.

III. Vorbemerkungen über Versuchsobjekte.

Für Pilzkulturen bediente ich mich der gewöhnlichen Schimmelpilze *Aspergillus niger* und *Penicillium glaucum*.

Benutzt wurden bei meinen Algenversuchen die folgenden Formen :

Protococcus sp.

Chroococcum sp.

Hormidium nitens.

Stigeoclonium sp.

Da wir zur Zeit über die Lebensbedingungen der Algen überhaupt nur wenig wissen, so war es mir nicht immer gelungen, die im Freien rasch wachsenden Algenarten im Laboratorium unbeschädigt gedeihen zu lassen. Besonders schwierig war die Aufgabe, die grösseren Formen in reinem Zustande längere Zeit in einer bestimmten Nährflüssigkeit zu kultiviren.

Nach einigen darauf bezüglichen Vorversuchen kam ich

schliesslich auf die oben genannten niederen Formen zurück, die ziemlich leicht rein zu erhalten waren, ausserdem sicheres Gedeihen zeigten und ferner leichtere Kontrolle der Impfmasse gestatteten.

Unsere kleineren Algen waren zumeist in den für grössere Algen bezweckten Kulturgefässen spontan aufgetreten, und so wurden diese durch wiederholte Uebertragung rein gezüchtet. Die ersteren Algen liessen sich auch auf festem Nährboden, welcher aus $\frac{1}{2}$ Proc. Agar und 2.5 Promille Nährsalz enthaltender Gallerte bestand, gut vegetiren und solcher Plattenkultur bediente ich mich bei einigen Beimpfungen.

Hormidium nitens, welches sich auf der Oberfläche einer *Vaucheria*-Kultur als eine charakteristische seidenglänzende Decke bildete, zerfiel nach dem Uebertragen in unsere Nährlösung in einzelne Zellen und vegetirte als solche weiter.

Es bleibt noch zu bemerken übrig, dass die Vermehrung bei niederen Algen (*Protococcus* wurde zunächst untersucht) während der kälteren Jahreszeit so gut wie vollständig herabgesetzt worden ist, wenn auch die Kulturen im Treibhaus bei 16-20° C sich befanden. Die Ursache wolle man nicht in mangelndem Licht suchen, da dieselben Kulturen mit noch mässigerem Lichtgenuss vor einem gegen Norden gerichteten Fenster eine gute Entwicklung bis Anfang November zeigten. Ob es sich hier etwa um eine Vegetationsperiodicität handelt, beabsichtige ich im kommenden Jahre näher zu untersuchen.

IV. Die Veränderungen in der Wachstumsweise und die Correlation zwischen Fortpflanzung und Wachstum.

Wie wird die Wachstumsweise einer Pflanze beeinflusst werden, wenn ihr Wachstum bei Gegenwart von Reizstoffen

über die Norm hinaus gesteigert wird? Um diese Frage zu beantworten, wurden bei meinen Untersuchungen einige Beobachtungen gemacht, um dabei auftretende Wachstumsmodificationen zu kennzeichnen.

Bei von mir untersuchten Algen konnte ich keine bemerkenswerthe Veränderung der Wachstumsweise beobachten. Die Zellengrösse blieb unverändert; so lag z. B. bei *Protococcus* sp. die Zellengrösse jedenfalls zwischen 7-10 μ . Sie zeigte ferner keinen Unterschied in Amylumeinschlüssen.

Bei Pilzkulturen liess sich aber die Veränderung in der Wachstumsweise mehr oder weniger schon makroskopisch erkennen. So war bei den meisten versetzten Kulturen die Beschaffenheit des Mycels ungewöhnlich. Während bei Kontrollkulturen die Hyphe in Nährlösungen durchsichtig und zart waren, bildeten diejenigen der versetzten Kulturen ein dickes, weisses, hautartiges Geflecht, welches bei längerem Stehen sich zu einer aufgerollten Masse umgestaltete.

Auch das Turgorverhältnis in den versetzten und den nicht versetzten Kulturen wurde vielfach studirt, um zu ersehen, ob hier etwa ein nennenswerther Unterschied zwischen beiden vorhanden ist. Meine Versuche ergaben in diesem Punkte kein positives Resultat.

Viel auffallender sind die Beziehungen zwischen Fortpflanzung und Wachstum.

Bekanntlich stellen das Wachstum und die Fortpflanzung zwei miteinander in engster Wechselbeziehung stehende Lebensthätigkeiten dar. So kommt es nicht selten vor, dass bei einer Pflanze, die in üppigem Wachstum begriffen ist, ihre Fortpflanzungsfähigkeit zeitweilig suspendirt wird; und wenn hingegen die

Fortpflanzung herabgesetzt worden ist, so schreitet das Wachstum kräftig fort.

Es war mir daher nicht ohne Interesse, diese Verhältnisse in unserem Falle kennen zu lernen. Ich konnte jedoch das Studium nur bei Pilzen ausführen, nicht aber bei Algen, da meine Versuchsalgen hauptsächlich einzellige Formen waren, die nur durch Theilung sich vermehrten.

Bei Pilzen hingegen war die Wechselbeziehung zwischen der Mycelentwicklung und der Sporenbildung deutlich zu erkennen.

In fast allen Fällen übten die Versuchsstoffe auf die Pilze Sporen- bzw. Conidienbildung verzögernden Einfluss aus. Besonders ausgeprägt trat dies bei Zusatz von $ZnSO_4$ und NaFl ein. Ich konnte vielfach constatiren, dass bei normalen, in Zimmertemperatur (ca $15^\circ C$ im Mittel) gezüchteten *Aspergillus*-Kulturen das Mycelium schon nach 1-2 Tagen sich ausbreitete und mit angelegten Sporangienträgern versehen war, deren Köpfe nach weiteren 2 Tagen durch Reifung der Sporen ganz geschwärzt worden waren. Bei den Kulturen mit Zusatz von 0.005 Proc. $ZnSO_4$ dagegen habe ich selbst nach Verlauf einer Woche vergeblich nach reifen Sporangien gesucht. In den letzteren Fällen fand ich nur auf dem ziemlich stark angewachsenen häutigen Mycel etwas Sporangienträgeranlage mit etwas angeschwollenen Köpfchen, nebst einer Anzahl von wohl als Luftmycel anzusehenden Gebilden. Erst nach weiterem einwöchigen Stehen wurden sie mit bräunlich-schwarzen Sporen besetzt.

Die Grösse der Sporen, welche gegen verschiedener Einflüsse sehr empfindlich ist, blieb in unseren Fällen unverändert. Die Beschaffenheit des Myceliums aber war nicht unbedeutend beeinflusst.

Wie erwähnt, fand ich in allen von mir untersuchten Stoffen

mehr oder minder die Tendenz, die Sporenbildung zu verzögern oder wenigstens zu verspäten. Dies gilt ohne weiteres auch für *Penicillium* sowohl, wie für *Aspergillus*.

Am ausgeprägtesten und am schönsten aber konnte ich dieses Verhältnis bei *Aspergillus*-Kultur mit Zusatz von NaFl kennzeichnen.

Ich nehme hier aus meinem Protokolle folgendes Beispiel:—

- I. Normal Ganze Oberfläche mit schwarzen Sporen bedeckt.
- II. 0.0025% NaFl Etwa $\frac{1}{3}$ der Decke mit Sporen bedeckt, die übrigen $\frac{2}{3}$ steril.
- III. 0.005 „ „ Nur sehr spärliche Sporenbildung, weiss.
- IV. 0.010 „ „ Steril, hautbildend, weiss.
- V. 0.021 „ „ Ganz steril, weiss.

(Beobachtet nach 10 Tagen seit der Aussaatzeit der Sporen.)

Alle NaFl enthaltenden Kulturen zeigten eine üppige vegetative Entwicklung des Myceliums und bildeten hautartige Decken.

Nach weiteren zehn Tagen waren die Kulturen wesentlich unverändert im Aussehen. Bei III. sporadisches Auftreten der Sporangienträger mit unreifen Sporen, bei IV. Sterilbleiben der Decke mit einigen haarigen Luftmycelen, bei V. immer steril.

Die Trockengewichtbestimmung nach der Beendigung der Kultur zeigte folgendes Resultat:

I.	II.	III.	IV.	V.
0.314g	0.336g	0.385g	0.316g	0.274g

(Für näheres vgl. Tabelle Pilze H)

Eine Photographie am Ende dieser Arbeit veranschaulicht das eben gesagte Verhältnis.

Die Unterdrückung der Sporenbildung in diesem Falle kann allem Anschein nach eher dem direkt hemmenden Einfluss des

betreffenden Stoffes zugeschrieben werden, als der durch stärkere Mycelentwicklung hervorgerufenen Correlationserscheinung, welche häufig bei günstigstem Nährboden zu Stande kommt. Um diesen Punkt aufzuklären, stellte ich die Versuche derart an, dass ich ein Stück Mycelium, welches für 19 Tage in 0.015% NaFl Lösung gezüchtet worden war und keine eigentliche Fruktifikation, abgesehen von einigen schon besprochenen haarigen Gebilden, aufnimmt, nach Bespülung mit Wasser in Normallösung brachte. Schon nach 2 Tagen kamen die angelegten Träger zur Reife und schwärzten, während ich auf der noch in 0.015% verbleibenden Decke vergeblich nach den reifen Sporangien suchte. Dieses Resultat spricht ohne weiteres für die gesagte Ansicht.

Es fragt sich nun, ob die stärkere Entwicklung des vegetativen Organs der Pilze bei der Zugabe einer kleinen Dosis giftiger Stoffe nicht eher als ein specieller Fall der Correlationserscheinungen zwischen Fortpflanzung und Wachstum zu betrachten ist, indem der direkt hemmende Einfluss der Substanzen auf die Sporenbildung durch Correlation die vegetative Funktion befördert. Es ist schon bestätigt worden, dass Sporenbildung der Pilze durch einige Gifte¹⁾ viel empfindlicher beeinflusst wird als die vegetative Mycelentwicklung. Fasst man dieses Verhältnis ins Auge, so ist es wohl begreiflich, dass bei einer genügenden Verdünnung der angewandten Stoffe jene Concentration erreicht ist, welche an sich für die Mycelentwicklung unschädlich, aber für die Sporenbildung hemmend wirkt, und dass so infolge der Correlation das Wachstum des vegetativen Theils ungewöhnlich gesteigert wird. Dieser indirekten Wirkung der betreffenden Stoffe schreibe ich, ausser dem direkten Reizeffekt, die Wachstumssteigerung zu.

1) O. Loew, Ein natürliches System der Giftwirkungen 1893.

V. Einfluss der Reizstoffe auf die Betriebsstoffwechsel.

Die Pflanze nimmt durch ihre Lebensthätigkeiten die Nährstoffe auf und verwendet einen Theil derselben zum Aufbauen ihres Körpers, hingegen den anderen Theil zum Oxydationsmaterial, um dadurch die nothwendige Betriebsenergie sich zu verschaffen. Von diesem Standpunkte aus betrachtet, lassen die im Pflanzenorganismus sich abspielenden Stoffumsätze sich, wie bekannt, in zwei Kategorien: Bau- und Betriebsstoffwechsel trennen. Um die Grösse jedes von diesen Stoffwechseln zu ermitteln, hat man einigermassen einen Maassstab. So ist bei der Betriebsstoffwechsellthätigkeit das Trockengewicht maassgebend, und für den Betriebsstoffwechsel giebt die Ermittlung der Kohlensäureproduktion, die Ausscheidung gewisser Stoffwechselprodukte, einige Aufschlüsse.

Wie aus der in der Einleitung angeführten Skizze zu ersehen, beziehen sich die bisherigen Untersuchungen über die Erhöhung der Lebensthätigkeiten durch chemische Reize zumeist nur auf Baustoffwechsel. Richards untersuchte in seiner Arbeit nur den Ernteertrag, berücksichtigte aber nicht den Betriebsstoffwechsel. Schulz beobachtete stärkere Entwicklung der Kohlensäure bei Hefen. Beim ersten Anblick scheint dies auf nur erhöhtem Betriebsstoffwechsel zu beruhen, doch blieb hier die Frage immer offen, ob man es in diesem Falle mit der Erhöhung der Gährthätigkeit einzelner Individuen zu thun hat, oder ob diese Erscheinung von der durch die Reizwirkung verursachten Vermehrung der Gährungserreger bedingt sei.

Es fehlen bisher meines Wissens einschlägige Versuche über die Beeinflussung des Betriebsstoffwechsels in Gegenwart von giftigen Stoffen. Irgend ein Beitrag in dieser Richtung dürfte wohl nicht ohne Interesse sein.

Für solchen Zweck bieten die Algen keine geeigneten Objekte dar, wohl aber die Pilze, welche sich dafür bequem anwenden lassen.

Einige Pilze, insbesondere *Aspergillus niger*, produciren eine nicht unbeträchtliche Menge Oxalsäure als Stoffwechselprodukt, wie aus der bekannten Arbeit Wehmer's¹⁾ hervorgeht. Dieses Stoffwechselprodukt bot bei meinen Versuchen einen Angriffspunkt, und so werden eine Reihe Bestimmungen über die Säuremenge angeführt. Ich muss hier bemerken, dass ich die Säure nur auf titrimetrischen Wege bestimmte. Die Methode ist untauglich, wenn Oxalsäure nicht nur als solche, sondern auch als Salz vorkommt. Wehmer zeigt aber in seiner oben besprochenen Arbeit, dass in NH_4NO_3 -haltiger Zuckernährlösung Oxalsäure stets als freie Säure bei *Aspergillus*-Kulturen auftritt und da meine Kulturen hauptsächlich derartige waren, so war die Titration zuverlässig. Dies geschah mit Liquor Alkali Decinormalis und Phenolphthalein als Indikator.

Nachdem ich von der durch Titration ermittelten gesammten Säure die ursprüngliche Acidität der Nährlösung subtrahirt hatte, rechnete ich diese als Oxalsäure um, welche in der angeführten Tabelle gegeben ist²⁾.

1) Wehmer, Entstehung und physiologische Bedeutung der Oxalsäure im Stoffwechsel einiger Pilze, Bot. Ztg. 1890.

2) Hier werde ich einige Versuche, um die titrimetrisch ermittelten Zahlen mit denjenigen, die gravimetrisch bestimmt waren, zu vergleichen, ausgeführt angeben:—

Säuremenge in g in 10 cc Nährflüssigkeit.

Zusatz von NiSO_4	Titration	Gravimetrisch
0	0.042	0.048
0.003%	0.052	0.060
0.007 „	0.050	0.058
0.014 „	0.066	0.075
0.028 „	0.064	0.060
0	0.042	0.040
0.003 „	0.047	0.048
0.007 „	0.052	0.058
0.014 „	0.060	0.065
0.028 „	0.051	0.054

Vergleicht man nun die Säurenmenge bei Gegenwart von Reizmitteln mit derjenigen der Kontrollversuche, so findet man in unseren Versuchen nur mit der einzigen Ausnahme von NiSO_4 stets das Minus im ersteren Falle. Dieses Verhältnis ist ersichtlich aus der Colonne „Säure pro 1g Pilzsubstanz“ in den Tabellen. Steigt der Zusatz von Reizstoffen, so wird die Menge der Säure um so kleiner.

Man kann jedoch nicht annehmen, dass die aufgefundenen Säurenmenge die sämtliche Menge der ausgeschiedenen Säure darstellte, da bekanntlich die Ausscheidung der Säure mit ihrer Zersetzung Hand in Hand gehen sollte. Daraus geht hervor, dass die Erklärung der besprochenen Verhältnisse nicht einzig in ihrer Art sein kann. Es könnten einige Möglichkeiten, welche für diese Thatsache sprechen, angegeben werden.

Erstens, wenngleich die Oxalsäure als normales Stoffwechselprodukt unseres Pilzes auftritt, ist sie doch als ein Produkt unvollkommener Oxydation anzusehen, und wenn die Stoffwechselthätigkeit auf einmal gesteigert wird, so wird als das Produkt vollkommener Oxydation mehr Kohlensäure entstehen, dagegen weniger Oxalsäure.

Zweitens könnte dieselbe Erscheinung auftreten, falls die einmal entstandene Säure durch Wiederverarbeitung seitens der Pilze verschwindet. Dabei könnte sie entweder als Baumaterial wiederaufgenommen werden oder, ohne wieder den Pilzen nutzbar zu werden, zersetzt werden. Doch, wie schon Wehmer¹⁾ betont hatte, stellt die Oxalsäure einen nur sehr armen Nährstoff für *Aspergillus* dar, so dass es wahrscheinlich ist, dass sie bei zureichendem Vorrath von guten Nährstoffen wie Zucker²⁾ wohl

1) Wehmer l.c.

2) Bei meinem Versuche betrug der Zuckergehalt nach Beendigung der Versuche wenigstens 1.5 g in je 50 cc der Kulturflüssigkeit, d. h. ca 3%.

intakt geblieben wäre. Ferner wurde von Wehmer¹⁾ constatirt, dass weder Licht noch tote Pilzmasse allein die Zersetzung der Säure hervorzurufen im Stande sind, wohl aber die Lebensthätigkeiten der Pilze. Es bleibt daher nur die Annahme übrig, dass die Säure durch Steigerung des Betriebsstoffwechsels lebhafterer Zersetzung unterworfen worden sei.

Die dritte Möglichkeit ist schliesslich die, dass diejenigen Stoffe (Kohlenhydrat u. s. w.), welche bei normaler Wachstumsenergie durch Stoffwechsel z. Th. als Oxalsäure auftreten, bei der infolge der Reizwirkung über Norm gesteigerten Wachstums-thätigkeit nicht als jene Form abgesondert werden, sondern sich gerade in den integrierenden Theil des Pilzkörpers umwandeln, kurz, dass sie als Baustoff verwendet werden.

Von einer anderen Seite müssen wir also dieses Problem angreifen, um zu entscheiden, ob die eine oder andere von diesen Möglichkeiten für unseren Fall zutrifft. Die Ermittlung der Kohlen-säureausscheidung, des ökonomischen Coëfficienten²⁾ u. a. wird wohl an diesen Punkt anschliessend oder wenigstens rathgebend sein.

Im Folgenden gebe ich die Resultate meiner Bestimmungen ökonomischer Coëfficienten bei den Kulturen mit Zusatz von ZnSO_4 , bei denen die Erntezunahme stets am auffallendsten war.

Die Bestimmung des Coëfficienten fand in folgender Weise statt :

Die Kulturflüssigkeit wurde zunächst durch andauerndes Kochen mit verdünnter Salzsäure vollkommen invertirt. Dann verdünnte ich diese bis zu etwa $\frac{1}{2}$ % Zuckergehalt. Eine Burette wurde mit der betreffenden Lösung gefüllt.

In einem Kolben mischte ich genau 10 cc Fehling'sche

1) Wehmer l.c.

2) Man vergleiche hierüber H. Kunstmann, Ueber das Verhältniss zwischen Pilzernte und verbrauchter Nahrung. 1895. (Leipziger Dissertation).

Lösung mit etwa 40 cc Wasser und brachte es zum Sieden ; darauf fügte ich die oben genannte Lösung hinzu, bis schliesslich durch vollkommene Reduction des Kupfers zu Kupferoxydul die Flüssigkeit farblos geworden war.

Da unsere Fehling'sche Lösung in 1000 cc 34.64g Kupfersulfat, 174g Kaliumnatriumtartrat und 120g Natriumhydroxyd enthielt, so sollte je 10 cc derselben durch 0.05g Zucker reducirt werden.

Nun kann man leicht durch die Lesung der Burette die Zuckermenge in der Kulturflüssigkeit kennen lernen. Die Differenz zwischen der ursprünglich vorhandenen Zuckermenge in der Kulturflüssigkeit und der zurückbleibenden ergibt selbstverständlich die verbrauchte Zuckermenge.

Kulturen mit Zusatz von $ZnSO_4$.

Aspergillus niger.

Kulturdauer 14 Tage.		Zimmertemperatur.	
Gehalt an $ZnSO_4$ (Gew. %)	Pilzernte in g	Verbrauchte Zuckermenge	Ökonomischer Coëfficient d.h. $\frac{\text{Verbrauch}}{\text{Ernte}}$
I.			
0	0.262	1.594	6.1
0.0037	0.860	2.429	2.8
0.0074	0.875	2.429	2.8
0.0148	0.785	2.380	3.0
0.0297	0.773	2.340	3.0
II.			
0	0.386	1.707	4.4
0.0037	0.924	2.463	2.7
0.0074	0.928	2.463	2.7
0.0148	0.918	2.448	2.7
0.0297	0.837	2.480	2.8

III.

0	0.392	1.819	4.6
0.0037	0.910	2.462	2.7
0.0074	0.908	2.456	2.7
0.0148	0.844	2.456	2.9
0.0297	0.827	2.446	2.8

Was sich nun aus diesem Resultate beurtheilen lässt, ist, dass der ökonomische Coëfficient in jedem Falle bei weitem grösser ist in Kontrolle d.h. in nicht zugesetzter Kultur als in zugesetzter. Dieses Verhältnis deutet also an, dass die Pilze bei Anwesenheit von Zinksulfat veranlasst wurden, mit einem verhältnismässig kleinen Verbrauch von Zucker eine bedeutend grössere Körpersubstanz aufbauen zu können. So scheint mir, wenigstens für Zinksulfat, von den oben besprochenen drei Möglichkeiten die dritte die wirkliche zu sein.

IV. Specielle Besprechungen.

ZnSO₄.

Unter den von Richards geprüften Stoffen übt dieses Salz die stärkste Wirkung aus.

Auch bei unseren Versuchen mit Algen wirkte ZnSO₄ nächst FeSO₄ sehr günstig auf das Wachstum ein. Schon bei Zusatz von einer minimalen Quantität, wie 0.000016%, nahm die Ernte etwas zu, und dies war noch deutlicher bei 0.00006% bis 0.0003%. Stieg die Concentration auf 0.0016%, so litten die Algen nicht unerheblich, ohne jedoch das Wachstum ganz herabzusetzen (cf. Tabelle. Algen A. I-IV).

Unsere Versuche mit Pilzen stimmen mit denjenigen von

Richards überein. Bei längerem Stehen wurde der Unterschied zwischen den Versuchs- und Kontrollekulturen recht überraschend (cf. Tabelle. Pilze A. I-III).

Sehr sonderbar trat einmal bei einer Versuchsreihe mit Dextrose es hervor, dass kein nennenswerther Unterschied in der Ernte sowohl, als auch in der Säurequantität sich erkennen liess. Den Grund davon kann ich aber nicht erklären (Tabelle. Pilze. A. IV.)

Die gelbliche Färbung von Nährflüssigkeiten, sowie die Bildung der bräunlichen Sporen in den Versuchskulturen, welche schon von Autoren besprochen wurden, waren hier bemerklich.

Die Säuremenge nach Beendigung der Versuche war in Versuchskulturen viel kleiner als in Kontrollen (Tab. Pilze. A. I-III.).

FeSO₄.

Richards giebt an, dass dieses Salz erst bei ziemlich grossem Gehalte einen schädigenden Einfluss ausübt.

Meine betreffenden Versuche mit Algen zeigten auch, dass dasselbe noch höhere Concentration im Vergleich zu anderen Schwerenmetallsalzen erträgt. So lag bei *Hormidium* das Optimum etwa bei 0.0005% und sogar bei einer höheren Concentration wie 0.0126% war der Ertrag noch etwas grösser als bei den Kontrollen (cf. Tab. Algen. B. I-II.).

In einer mit Zusatz von FeSO₄ angestellten *Penicillium*-Kultur trat merkwürdigerweise das ziegelroth gefärbte Mycelium zu Tage.

NiSO₄.

Bei Algen ruft der Zusatz von NiSO₄ einen befördernden Einfluss hervor. Die optimale Dosis lag etwa zwischen 0.00006

und 0.00012%, während 0.0028% eine beschädigende Wirkung ausübte (Tab. Algen C. I. II.).

Säureproduktion bei Pilzkulturen war hier im Gegensatz zu den meisten Fällen grösser mit der Erhöhung der Zusatzprocente (cf. Tabelle Pilze. C. I-III.).

CoSO₄.

Bei Algen scheint dies auch einen begünstigenden Einfluss auszuüben, doch lag der optimale Punkt etwas niedriger als bei NiSO₄; Optimum etwa bei 0.00012% (cf. Tab. Algen D. I. II.).

Säureerzeugung war wie gewöhnlich kleiner und zwar sehr regelmässig in Versuchskulturen.

CuSO₄.

CuSO₄ wurde von Richards nicht untersucht. Im Jahre 1897 constatirte Günther¹⁾, dass Kupfersalze in grösseren Mengen das Wachstum der Pilze retardirten, in geringeren Mengen dagegen besseres Gedeihen mit sich bringen. Auch bei meinen mit *Aspergillus* und *Penicillium* angestellten Versuchen beobachtete ich dieselbe Erscheinung. Hattori²⁾ fand auch in seinen Untersuchungen über die Giftwirkung der Kupfersalze eine ähnliche Thatsache.

Hier werde ich zwei Beispiele angeben; für näheres verweise ich auf die tabellarische Zusammenstellung (Tab. Pilze. E.).

Aspergillus niger.

Gehalt an CuSO ₄	0	0.0015%	0.003%	0.006%	0.012%
Ernteertrag in g	0.273	0.307	0.313	0.324	<u>0.345</u>

1) E. Günther, Beitrag zur mineralischen Nahrung der Pilze. Erlangen 1897.

2) H. Hattori, Ueber die Einwirkung des Kupfersulfates auf einige Pflanzen. Manuskript.

Penicillium glaucum.

Gehalt an CuSO ₄	0	0.0015%	0.003%	0.006%	0.012%
Ernteertrag in g	0.213	0.320	0.338	0.359	<u>0.410</u>

Bei Algen konnte ich dagegen keine Wachstumsbeförderung nachweisen, wie aus der Tabelle ersichtlich ist. Schon bei 0.00001% steht die Ernte etwas zurück (Tab. Algen E.). Ob bei noch weiterer Verdünnung die wachstumsbegünstigende Concentration erreicht sein könnte, lasse ich vorläufig unbestimmt.

Die Säuremenge in Pilzkulturen war kleiner in Versuchskulturen (Tab. Pilze. E.).

HgCl₂.

Es ist von gewissem Interesse, dass dieses heftige Gift in genügender Verdünnung auch das Wachstum der Pilze befördert. Schulz¹⁾ giebt an, dass Kohlensäureentwicklung der Hefe in Gegenwart einer kleinen Menge des Stoffes gesteigert wird. Der optimale Zusatz dabei ist etwa 1/500 000.

Was Schimmelpilze betrifft, so findet man in der bisherigen Litteratur nur die Rede von dem schädigenden Einfluss des betreffenden Stoffes. Raulin²⁾ betrachtet z. B. dies mit AgNO₃, Pt₂Cl₆ zusammen als das giftige Salz für *Aspergillus*. Er gibt 1/512 000 als die Grenze der Giftwirkung. In seinem Experimente mit 1/819 200 konnte er jedoch keinen wachstumsbeschleunigenden Einfluss beobachten. Meines Wissens liegt uns zur Zeit kein Versuch vor, welcher die letztgenannte Tatsache in positivem Sinne zeigt.

1) H. Schulz, l.c.

2) Raulin l.c. p. 134.

Meinem Versuche nach (cf. Tab. Pilze. F.) tritt schon bei Verdünnung von 0.0017% oder 1/60 000 ziemlich gute Entwicklung von *Aspergillus* ein. Stieg die Concentration auf 1/30 000, so kam die Entwicklung zum Stillstand. Die Grenze für Giftwirkung liegt zwischen 1/60 000 und 1/30 000.

Das Optimum war sowohl bei *Peincillium* als auch bei *Aspergillus* etwas unter 0.0013%).

Hier gebe ich zwei Beispiele (cf. Tab. Pilze. F. I-VI).

Aspergillus niger.

Gehalt an HgCl ₂	0	0.0003%	0.0007%	0.0013%	0.0027%
Ernteertrag in g	0.261	0.355	0.354	<u>0.509</u>	0.451

Penicillium glaucum.

Gehalt an HgCl ₂	0	0.0003%	0.0007%	0.0013%	0.0027%
Ernteertrag in g	0.183	0.249	0.213	<u>0.311</u>	0.246

Säureproduction ist hier wie bei den meisten Fällen kleiner in Versuchskulturen als bei Kontrollen (Tab. Pilze. F.).

Auf Algen übte dieses Salz keinen beschleunigenden Einfluss aus, sondern wirkte nur giftig ein. Schon bei 0.00005% war der schädigende Effekt deutlich zu erkennen. Doch weitere Verdünnung durfte ich nicht ausführen, da bei solchen hohen Verdünnungen einige Fehlerquellen als maasgebend auftreten (Tab. Algen F.).

LiNO₃.

Von Richards wurde LiCl zur Untersuchung herausgezogen

und in diesem Salze ein eine beträchtliche Wachstumssteigerung hervorrufender Stoff gefunden. Bei meinem Versuche benutzte ich LiNO_3 mit gleichem Resultate (Tab. Pilze G.)

Säureproduktion war hier auch kleiner in Versuchskulturen als in Kontrollen.

Algen zeigten auch ein besseres Gedeihen in zugesetzten Kulturen (Tab. Algen H.).

NaFl.

Dieser Stoff übte auch eine beschleunigende Einwirkung auf Algen aus. Der optimale Punkt liegt etwa bei 0.00003%, stieg die Concentration zu 0.00016% bis 0.0008%, so nahm die Ernte etwas ab, war noch grösser als bei Kontrollen. Erst bei 0.0042% steht der Ertrag im Vergleich zur Kontrolle etwas zurück (Tab. Algen G.).

Bei Pilzen beförderte dieser Stoff das Wachstum (cf. Tab. Pilze H.). Seine Wirkung auf die Sporenbildung wurde schon im vorstehenden Capitel behandelt.

Die Säurenmenge in der Nährflüssigkeit war wie gewöhnlich kleiner in zugesetzten als in Kontrolle-Kulturen.

Arsen.

Von Arsenverbindungen ist arsenige Säure giftig, doch vertragen höhere und niedere Pflanzen viel Arsensäure¹⁾.

Da Arsenigsäureanhydrid nur schwer löslich ist, so bediente ich mich des arsenigsauren Kaliums.

Bei *Penicillium*-Kultur war kein bedeutender Unterschied der Ernte sowohl als auch in der Säureproduction bemerklich.

1.) O. Loew, System der Giftwirkungen.

Merkwürdig war hier eine eigentliche Geruchsentwickelung in zugesetzten Kulturen¹⁾.

Auf Algen scheinen die genannten Salze etwas Wachsthumsbegünstigend zu wirken. (Tab. Alg. I).

VII. Schlussbemerkungen und Zusammenfassung der Resultate.

Aus dem Vorstehenden geht zunächst hervor, dass die chlorophyllführenden niederen Organismen wie Algen in ihrem Gedeihen günstig beeinflusst werden durch einen geringen Zusatz von einigen Stoffen, welche für sich nicht Nährstoffe sind, ja sogar giftig wirken. In dieser Reaktion verhalten sich die Algen gerade wie die Pilze. Nur ist zu bemerken, dass die optimale Dosis für Algen viel kleiner als bei Pilzen ist, eine Thatsache, welche vielleicht vom oekologischen Standpunkte aus ihren Aufschluss haben wird. Von den geprüften Stoffen konnte ich nur bei Quecksilberchlorid und Kupfersulfat die besprochene Reaktion nicht constatiren, indem ich bei ihnen, soweit meine Versuche reichten, stets Giftwirkung beobachtete. Daraus muss aber nicht geschlossen werden, dass den beiden Stoffen die nämliche Eigenschaft nicht zukommt, da man bei ihnen unter Umständen doch noch jene wachsthumsbegünstigende Einwirkung wohl erwarten kann.

Bei Pilzen konnte ich die früheren Versuche Richards' hauptsächlich bestätigen, dazu prüfte ich mit positiven Resultaten einige bisher noch nicht untersuchte Stoffe.

Die Verzögerung oder Verspätung der Sporenbildung bei unseren Versuchen ist nicht als infolge einer üppigen vegetativen

1) Schon von Gasio (Jahresber. über Gährungsorganismen 1893) erörtert.

Entwicklung verursachte Correlationserscheinung, vielmehr als durch Reizstoffe bewirkte Hemmung zu betrachten.

Was nun die Art und Weise der Reizwirkung anbelangt, so bemerke ich folgendes:

Wenn es sich hier zunächst um zeitliche oder andauernde Hyperaesthesia handelt, so muss Bau- und Betriebsstoffwechsel gleichzeitig gesteigert werden.

Wenn aber dagegen durch Zusätze der Reizstoffe die Thätigkeiten seitens des Organismus so gesteigert werden, dass sie mit kleinerem Energieaufwand die Nährstoffe in sich aufnehmen und sich bauen, kurz, ökonomisch arbeiten können, so kann der dynamische Stoffwechsel nicht so erheblich beeinflusst bleiben. Um daher in dieser Hinsicht eine richtige Auffassung zu gewinnen, ist ein Einblick in den Betriebsstoffwechsel von Wichtigkeit. Einige von meinen Versuchen in dieser Richtung zeigten andeutungsweise, dass Betriebsstoffwechsel nicht parallel mit Baustoffwechsel gesteigert werden; doch sind zur Zeit meine diesbezüglichen Versuche leider unzureichend, um in bezug auf diesen Punkt Allgemeines zu sagen.

Zum Schluss seien im Folgenden die wichtigsten Resultate kurz zusammengestellt:—

1. Das Gedeihen der niederen Algen wird durch Einführung gewisser giftiger Stoffe in höchst verdünnten Zuständen begünstigt. Hierzu gehören $ZnSO_4$, $NiSO_4$, $FeSO_4$, $CoSO_4$, $NaFl$, $LiNO_3$, K_2AsO_3 .

2. Die Erntezunahme bei Algen muss auf die vegetative Vermehrung der Individuenzahl zurückzuführen sein, da keine nennenswerthe Veränderung der Körpergrösse bemerkbar war.

3. Die geeignete Dosis ist bei Algen bedeutend kleiner als

bei Pilzen. Schon der Zusatz von 10^{-4} Gr. Mol. Salz wirkte in den allermeisten Fällen schädigend.

4. In CuSO_4 und HgCl_2 fand ich, soweit unsere Studien ausreichen, keine beschleunigende Wirkung auf Algen, wohl aber begünstigend bei Pilzen.

5. Bei Pilzen tritt durch Zusätze von HgCl_2 (Optimum etwa bei 0.0013% und CuSO_4 (Optimum etwa bei 0.012%) die Wachstumsbeschleunigung ein.

6. Die Säurequantität in Kulturen mit Zusatz von ZnSO_4 , CoSO_4 , HgCl_2 , NaFl , CuSO_4 war stets kleiner als in Kontrollkulturen. Nur verhielt NiSO_4 , soweit meine Versuche ein Urtheil gestatten, sich diametral entgegengesetzt.

7. Die geprüften Stoffe (speziell ZnSO_4 und NaFl) neigen dazu, die Sporenbildung der Pilze direkt zu hemmen, wenigstens das Auftreten der Sporen zu verspäten.

8. Die oekonomischen Coefficienten in ZnSO_4 -Kultur sind in der Kontrolle, d. h. in der nicht zugesetzten Kultur, bei weitem grösser als in der zugesetzten.

Juni, 1899.

Botanisches Institut
Kaiserl. Universität
zu Tokyo.



TABELLARISCHE ZUSAMMENSTELLUNG.

BEMERKUNGEN:

Versuche mit Algen—Der Entwicklungsgrad ist entweder mit Erntegewicht oder mit den relativen Werth gebenden Ziffern bezeichnet.

Versuche mit Pilzen—In Colonne „Acidität“ ist die Quantität des Decinormal Alkalis in cc gegeben, welche 10 cc der Nährflüssigkeit neutralisirte (Die ursprüngliche Acidität wurde natürlich vorher subtrahirt). Daraus ermittelte ich die Säuremenge in je 50 cc Nährflüssigkeit, berechnete sie als Oxalsäure und in Colonne „als Oxalsäure umgerechnet“ angab.

In Kolonne „Säure pro 1g Pilzsubstanz“ ist das Verhältnis $\frac{\text{Oxalsäure}}{\text{Ernte}}$ gegeben.

Obwohl bei einigen *Penicillium*-Kulturen die Säuremenge gegeben sind, durfte ich doch nicht die $\frac{\text{Oxalsäure}}{\text{Ernte}}$ ermitteln, da bei *Penicillium* das Titration unzuverlässig scheint.

I. Versuche mit Algen.

A. I. Kulturen mit Zusatz von ZnSO_4 .*Protococcus* sp.—angestellt 5. Oct.

Zimmer-Temperatur.

		Ernteertrag in g.		Zimmer-Temperatur.		
Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{2} \times 10^{-6}$	$\frac{1}{2} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur- dauer
	Gew. %	0	0.000014	0.00014	0.0014	
	I	0.010	0.018	0.018	0.002	23 Tage
	II	0.016	0.023	0.018	0.009	26 „
	III	0.012	0.019	0.021	0.006	?

A. II. Kulturen mit Zusatz von ZnSO_4 .*Protococcus* sp.—angestellt 11. Oct.

Zimmer-Temperatur.

		Ernteertrag in g.		Zimmer-Temperatur.			
Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultu- dauer
	Gew. %	0	0.000012	0.00006	0.0003	0.0014	
	I	0.035	0.043	0.038	0.042	0.024	44 Tage
	II	0.032	0.040	0.036	0.040	0.023	46 „
	III	0.030	0.040	0.037	0.042	0.020	50 „

A. III. Kulturen mit Zusatz von $ZnSO_4$.Ernteertrag in g. *Chroococcum*—angestellt 24. Dec. in Treibhaus 16–20° C.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur-dauer
	Gew. %	0	0.000012	0.00006	0.0003	0.0014	
I	0.006	0.015	0.026	0.022	0.006	71 Tage	
II	0.009	0.021	0.022	0.024	0.010	„	
III	0.010	0.024	0.026	0.026	0.009	„	

A. IV. Kulturen mit Zusatz von $ZnSO_4$.Ernteertrag in g. *Protococcus*—angestellt 5. Feb. in Treibhaus 16–20° C.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur-dauer
	Gew. %	0	0.000012	0.00006	0.0003	0.0014	
I	0.008	0.017	0.019	0.019	0.007	65 Tage	
II	0.009	0.018	0.023	0.016	0.009	„	
III	0.011	0.015	0.018	0.017	0.005	„	

B. I. Kulturen mit Zusatz von $FeSO_4$.Ernteertrag in g. *Hormidium nitens*—angestellt 7. Oct. Zimmer-Temperatur.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-4}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-4}$	10^{-4}	$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	Kultur-dauer
	Gew. %	0	0.0001	0.0005	0.0025	0.0126	
I	0.038	0.072	0.074	0.080	0.042	65 Tage	
II	0.028	0.083	0.079	0.062	0.041	„	
III	0.031	0.070	0.082	0.074	0.039	„	

B. II. Kulturen mit Zusatz von $FeSO_4$.Ernteertrag in g. *Hormidium nitens*—angestellt 10. Nov. in Treibhaus 16–20° C.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-4}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-4}$	10^{-4}	$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	Kultur-dauer
	Gew. %	0	0.0001	0.0005	0.0025	0.0126	
I	0.025	0.050	0.052	0.054	0.041	79 Tage	
II	0.023	0.067	0.049	0.042	0.032	„	
III	0.027	0.064	0.058	0.046	0.032	„	

C. I. Kulturen mit Zusatz von NiSO₄.

Ernteertrag in g.

Chroococcum—angestellt 2. Oct.

Zimmer-Temperatur.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur- dauer
	Gew. %	0	0.000012	0.00006	0.00028	0.0014	
I	0.012	0.012	0.025	0.021	0.004	64 Tage	
II	0.011	0.015	0.024	0.020	0.006	„	
III	0.013	0.018	0.020	0.022	0.007	„	

C. II. Kulturen mit Zusatz von NiSO₄.*Hormidium nitens*—angestellt 16. Nov. in Treibhaus 16–24° C.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur- dauer
	Gew. %	0	0.000012	0.00006	0.00028	0.0014	
I	4	5	4-5	4	1	70 Tage	
II	4	5	4	4	1	„	
III	3-4	5	4-5	4	1	„	

N.B. Die Ziffer zeigt den Entwicklungsgrad.

D. I. Kulturen mit Zusatz von CoSO₄.*Hormidium nitens*—angestellt 9. Dec. in Treibhaus 16–24° C.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur- dauer
	Gew. %	0	0.000012	0.00006	0.0003	0.0014	
I	4.5	5	4.5	4	2.5	70 Tage	
II	4	5	4.5	3.5	2	„	
III	4	5	4.5	4	2	„	

N.B. Die Ziffer zeigt den Entwicklungsgrad.

D. II. Kulturen mit Zusatz von CoSO₄.

Ernteertrag in g.

Protococcus—angestellt 19. Mai.

Zimmer-Temperatur.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur- dauer
	Gew. %	0	0.000012	0.00006	0.0003	0.0014	
I	0.012	0.024	0.026	0.020	0.010	32 Tage	
II	0.009	0.030	0.025	0.022	0.007	„	
III	0.010	0.024	0.020	0.018	0.006	„	

E. I. Kulturen mit Zusatz von CuSO_4 .*Sigeoclonium*—angestellt 14. Oct.

Zimmer-Temperatur.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur- dauer
	Gew. %	0	0.00001	0.00005	0.00025	0.0012	
I	5	4	2	1	1	27 Tage	
II	5	4	2-3	1	1	„	
III	5	4	2	1	1	„	

N.B. Die Ziffer zeigt den Entwicklungsgrad.

E. II. Kulturen mit Zusatz von CuSO_4 .*Chroococcum*—angestellt 13. Dec.

in Treibhaus 16-20° C.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur- dauer
	Gew. %	0	0.00001	0.00005	0.00025	0.0012	
I	5	4	3	2	0	71 Tage	
II	4-5	4-5	3	2	0	„	
III	5	4	3	2	0	„	

N.B. Die Ziffer zeigt den Entwicklungsgrad.

F. I. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 .*Protococcus*—angestellt 25. Dec.

in Treibhaus 16-20° C.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-5}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-5}$	10^{-5}	$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	Kultur- dauer
	Gew. %	0	0.00001	0.00005	0.00025	0.00124	
I	5	4	1	0	0	43 Tage	
II	5	3	0	0	0	„	
III	5	3	0	0	0	„	

N.B. Die Ziffer zeigt den Entwicklungsgrad

G. I. Kulturen mit Zusatz von NaFl.

Ernteertrag in g.

Protococcus—angestellt 24. Dec.

in Treibhaus 16-20° C.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{125} \times 10^{-3}$	$\frac{1}{25} \times 10^{-3}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-3}$	10^{-3}	Kultur- dauer
	Gew. %	0	0.00003	0.00016	0.0008	0.0042	
I	0.012	0.018	0.018	0.018	0.011	76 Tage	
II	0.012	0.025	0.018	0.015	0.015	„	
III	0.010	0.027	0.015	0.015	0.011	„	

H. I. Kulturen mit Zusatz von LiNO_3 .Ernteertrag in g. *Protococcus*—angestellt 16. April. Zimmer-Temperatur.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{25} \times 10^{-4}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-4}$	10^{-4}	$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	Kultur- dauer.
	Gew. %	0	0.00003	0.00014	0.0007	0.0034	
I		0.010	0.020	0.017	0.012	0.009	24 Tage
II		0.009	0.020	0.020	0.015	0.010	„
III		0.010	0.018	0.016	0.011	0.008	„

I. I. Kulturen mit Zusatz von K_3AsO_4 .Ernteertrag in g. *Protococcus*—angestellt 24. Dec. In Treibhaus 16–20° C.

Gehalt in	Gram Mol.	0	$\frac{1}{125} \times 10^{-4}$	$\frac{1}{25} \times 10^{-4}$	$\frac{1}{5} \times 10^{-4}$	10^{-4}	Kultur- dauer.
	Gew. %	0	0.00002	0.0001	0.0005	0.0024	
I		0.011	0.015	0.012	0.011	0.008	54 Tage
II		0.008	0.017	0.020	0.012	0.007	„
III		0.009	0.015	0.018	0.014	0.009	„

II. Versuche mit Pilzen.

A. I. Kulturen mit Zusatz von ZnSO_4 .*Aspergillus niger*—angestellt 24. Dec. '98.

Geerntet 18. Jan. Kulturdauer 25 Tage. Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.216	15.7	0.495	2.245
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.863	12.9	0.406	0.470
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.938	13.2	0.416	0.443
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.944	12.9	0.406	0.430
10^{-3}	0.028	0.951	13.0	0.409	0.430

N.B. Asparagin als N-Quelle.

A. II. Kulturen mit Zusatz von $ZnSO_4$.*Aspergillus niger*.—angestellt 24. Dec. '98.

Geerntet 20. Jan. '99.

Kulturdauer 27 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.181	14.8	0.467	2.580
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.868	11.8	0.372	0.428
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.870	11.1	0.350	0.420
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.858	12.1	0.381	0.444
10^{-3}	0.028	0.821	14.1	0.444	0.541

N.B. Asparagin als N-Quelle.

A. III. Kulturen mit Zusatz von $ZnSO_4$.*Aspergillus niger*.—angestellt 24. Dec. '98.

Geerntet 20. Jan. '99.

Kulturdauer 27 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.187	17.8	0.561	3.000
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	1.017	12.5	0.394	0.387
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	1.336	11.8	0.372	0.278
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	1.939	12.5	0.394	0.419
10^{-3}	0.028	1.204	11.2	0.353	0.293

N.B. Asparagin als N-Quelle.

A. IV. Kulturen mit Zusatz von $ZnSO_4$.*Aspergillus niger*.—angestellt 20. Febr.

Geerntet 11. Jan.

Kulturdauer 20 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.634	7.2	—	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.641	7.2	—	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.635	7.2	—	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.627	7.2	—	—
10^{-3}	0.028	0.585	7.2	—	—

N.B. Dextrose austatt Rohrzucker.

B. I. Kulturen mit Zusatz von FeSO_4 .
Penicillium glaucum—angestellt 11. April.

Geerntet 25. April. Kulturdauer 14 Tage. Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.191	3.5	—	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.180	3.3	—	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.233	3.9	—	—
10^{-3}	0.028	0.201	3.5	—	—
2×10^{-3}	0.056	0.181	3.4	—	—

N.B. NH_4NO_3 N-Quelle. In allen eisenhaltigen Kulturen waren die Pilzmassen schön ziegelroth gefärbt. Schon bei 0.007% deutliche rothe Färbung bemerklich.

C. I. Kulturen mit Zusatz von NiSO_4 .
Aspergillus niger—angestellt 9. Febr.

Geerntet 3. März. Kulturdauer 22 Tage. Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.250	11.0	0.346	1.464
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.297	11.1	0.350	1.179
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.315	10.7	0.337	1.069
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.401	14.6	0.460	1.147
10^{-3}	0.028	0.295	14.0	0.441	1.493

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

C. II. Kulturen mit Zusatz von NiSO_4 .
Aspergillus niger—angestellt 9. Febr.

Geerntet 4. März. Kulturdauer 23 Tage. Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.288	11.1	0.350	1.216
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0035	0.316	10.7	0.337	1.067
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.307	11.1	0.349	1.130
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.387	16.9	0.532	1.375
10^{-3}	0.028	0.329	16.7	0.526	1.500

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

C. III. Kulturen mit Zusatz von NiSO₄.*Aspergillus niger*—angestellt 9. Febr.

Geerntet 6. März.

Kulturdauer 35 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.324	9.8	0.308	0.951
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.310	10.0	0.315	0.016
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.329	11.9	0.375	1.140
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.362	15.2	0.479	1.323
10^{-3}	0.028	0.341	17.3	0.544	1.695

N.B. NH₄NO₃ als N-Quelle.C. IV. Kulturen mit Zusatz von NiSO₄.*Aspergillus niger*—angestellt 22. April.

Geerntet 4. Mai.

Kulturdauer 12 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.262	—	—	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.390	—	—	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.404	—	—	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.364	—	—	—
10^{-3}	0.028	0.315	—	—	—

N.B. NH₄NO₃ als N-Quelle.C. V. Kulturen mit Zusatz von NiSO₄.*Aspergillus niger*—angestellt 22. April.

Geerntet 4. Mai.

Kulturdauer 12 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.214	—	—	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.311	—	—	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.300	—	—	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.307	—	—	—
10^{-3}	0.028	0.296	—	—	—

N.B. NH₄NO₃ als N-Quelle.

C. VI. Kulturen mit Zusatz von NiSO_4 .*Aspergillus niger*—angestellt 22. April.

Geerntet 4. Mai.

Kulturdauer 12 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.278	—	—	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.340	—	—	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.325	—	—	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.308	—	—	—
10^{-3}	0.028	0.324	—	—	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.D. I. Kulturen mit Zusatz von CoSO_4 .*Aspergillus niger*—angestellt 17. Febr.

Geerntet 16. März.

Kulturdauer 27 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.297	9.0	0.283	0.953
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.439	10.3	0.324	0.738
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0035	0.565	12.3	0.387	0.685
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.751	11.2	0.353	0.470
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.872	8.7	0.274	0.314

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.D. II. Kulturen mit Zusatz von CoSO_4 .*Aspergillus niger*—angestellt 17. Febr.

Geerntet 20. März.

Kulturdauer 31 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.280	10.0	0.315	1.125
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.423	12.1	0.381	0.900
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0035	0.582	15.5	0.491	0.844
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.745	16.7	0.548	0.735
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.815	8.4	0.265	0.313

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

D. III. Kulturen mit Zusatz von CoSO_4 .*Aspergillus niger*—angestellt 17. Febr.

Geerntet 17. März.

Kulturdauer 28 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure ungerechnet	
0	0	0.267	10.6	0.334	1.251
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.393	13.0	0.409	1.041
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0035	0.561	15.5	0.488	0.870
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.742	14.8	0.466	0.628
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.770	10.0	0.315	0.409

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.D. IV. Kulturen mit Zusatz von CoSO_4 .*Penicillium glaucum*—angestellt 20. März.

Geerntet 30. März.

Kulturdauer 10 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure ungerechnet	
0	0	0.108	5.4	0.170	—
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.186	5.0	0.157	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0035	0.225	5.4	0.170	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.317	5.9	0.186	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.366	5.9	0.186	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.D. V. Kulturen mit Zusatz von CoSO_4 .*Penicillium glaucum*—angestellt 20. März.

Geerntet 1. April.

Kulturdauer 11 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure ungerechnet	
0	0	0.242	4.6	0.145	—
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.469	5.7	0.179	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0035	0.354	5.9	0.186	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.482	5.7	0.178	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.772	5.9	0.186	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

D. VI. Kulturen mit Zusatz von CoSO_4 .*Penicillium glaucum*—angestellt 20. März.

Geerntet 13. April.

Kulturdauer 23 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.363	6.4	0.202	—
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.349	6.2	0.195	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0035	0.520	5.9	0.186	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.007	0.649	5.7	0.179	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.014	0.289	6.6	0.207	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.E. I. Kulturen mit Zusatz von CuSO_4 .*Aspergillus niger*—angestellt 21. März.

Geerntet 31. März.

Kulturdauer 10 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.307	6.2	0.195	0.635
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0015	0.305	5.2	0.164	0.538
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.297	5.2	0.164	0.552
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.006	0.311	4.7	0.138	0.444
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.012	0.360	5.1	0.160	0.444

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.E. II. Kulturen mit Zusatz von CuSO_4 .*Aspergillus niger*—angestellt 21. März.

Geerntet 5. April.

Kulturdauer 15 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.273	9.7	0.309	1.121
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0015	0.307	10.0	0.315	1.003
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.313	10.3	0.324	1.035
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.006	0.324	10.1	0.318	0.967
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.012	0.345	9.4	0.296	0.858

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

E. III. Kulturen mit Zusatz von CuSO_4 .*Aspergillus niger*—angestellt 21. März.

Geerntet 5. April.

Kulturdauer 16 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.218	9.9	0.312	1.431
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0015	0.252	10.1	0.318	1.265
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.003	0.352	9.9	0.312	0.886
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.006	0.358	9.3	0.293	0.818
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.012	0.343	9.6	0.302	0.880

N.B. NH_4NO_3 N-Quelle.F. I. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 .*Aspergillus niger*—angestellt 1. Febr. '99.

Geerntet 9. Febr.

Kulturdauer 8 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.126	12.6	0.397	3.176
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.180	13.3	0.419	2.328
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0034	—	—	—	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.0067	—	—	—	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.0135	—	—	—	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle. 0.0017% gut entwickelt. Sporen braun. 0.0034% fast keine Entwicklung. 0.0067% u. 0.0135% keine Entwicklung.F. II. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 .*Aspergillus niger*—angestellt 1. Febr. '99.

Geerntet 9. Febr.

Kulturdauer 8 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.119	10.0	0.315	2.644
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.188	12.7	0.400	2.128
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0034	—	—	—	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.0067	—	—	—	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.0135	—	—	—	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle. Entwicklung wie vorige.

F. III. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 .*Aspergillus niger*—angestellt 1. Febr. '99.

Geerntet 9. Febr.

Kulturdauer 8 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure ungerechnet	
0	0	0.153	11.3	0.356	2.366
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.160	13.7	0.431	2.568
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0034	—	—	—	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.0067	—	—	—	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.0135	—	—	—	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle. Entwicklung wie vorige.F. IV. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 .*Penicillium glaucum*—angestellt 20. April.

Geerntet 1. Mai.

Kulturdauer 11 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure ungerechnet	
0	0	0.203	4.5	0.142	—
$\frac{1}{16} \times 10^{-3}$	0.0017	0.243	4.7	0.148	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-3}$	0.0034	0.242	5.1	0.159	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-3}$	0.0067	0.473	5.1	0.159	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-3}$	0.0135	0.251	4.9	0.154	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.F. V. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 .*Penicillium glaucum*—angestellt 20. April.

Geerntet 2. Mai.

Kulturdauer 12 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure ungerechnet	
0	0	0.222	4.6	0.145	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-4}$	0.0003	0.282	4.6	0.145	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-4}$	0.0006	0.264	4.7	0.148	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	0.0013	0.273	4.6	0.145	—
10^{-4}	0.0027	0.301	4.5	0.142	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

F. VI. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 .*Penicillium glaucum*—angestellt 20. April.

Geerntet 1. Mai.

Kulturdauer 11 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.183	5.0	0.157	—
$\frac{1}{8} \times 10^{-4}$	0.0003	0.249	5.5	0.173	—
$\frac{1}{4} \times 10^{-4}$	0.0006	0.213	5.9	0.185	—
$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	0.0013	0.311	5.5	0.173	—
10^{-4}	0.0027	0.246	5.8	0.182	—

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.F. VII. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 .*Aspergillus niger*—angestellt 30. März.

Geerntet 18. April.

Kulturdauer 18 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.347	8.8	0.277	0.800
$\frac{1}{8} \times 10^{-4}$	0.0003	0.517	9.6	0.302	0.586
$\frac{1}{4} \times 10^{-4}$	0.0006	0.513	9.4	0.296	0.555
$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	0.0013	0.552	10.9	0.343	0.621
10^{-4}	0.0027	0.565	11.3	0.356	0.630

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.F. VIII. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 .*Aspergillus niger*—angestellt 30. März.

Geerntet 18. April.

Kulturdauer 19 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.341	8.6	0.271	0.795
$\frac{1}{8} \times 10^{-4}$	0.0003	0.458	9.4	0.296	0.646
$\frac{1}{4} \times 10^{-4}$	0.0006	0.474	9.4	0.296	0.624
$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	0.0013	0.630	12.5	0.394	0.625
10^{-4}	0.0027	0.429	10.3	0.324	0.755

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

F. IX. Kulturen mit Zusatz von HgCl_2 *Aspergillus niger*—angestellt 30 März.

Geerntet 18. April.

Kulturdauer 19 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.261	8.4	0.265	1.015
$\frac{1}{8} \times 10^{-4}$	0.0003	0.355	9.2	0.290	0.816
$\frac{1}{4} \times 10^{-4}$	0.0006	0.380	9.4	0.296	0.779
$\frac{1}{2} \times 10^{-4}$	0.0013	0.509	12.1	0.381	0.742
10^{-4}	0.0027	0.451	11.1	0.350	0.776

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.G. I. Kulturen mit Zusatz von LiNO_3 .*Aspergillus niger*—angestellt 1. April.

Geerntet 18. April.

Kulturdauer 17 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.300	9.0	0.284	0.946
$\frac{1}{16} \times 10^{-2}$	0.004	0.408	9.4	0.296	0.725
$\frac{1}{8} \times 10^{-2}$	0.008	0.428	8.9	0.283	0.661
$\frac{1}{4} \times 10^{-2}$	0.017	0.348	8.7	0.273	0.784
$\frac{1}{2} \times 10^{-2}$	0.034	0.345	8.6	0.271	0.782

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

H. I. Kulturen mit Zusatz von NaFl.

Aspergillus niger—angestellt 7. Febr. '99.

Geerntet 21. Febr.

Kulturdauer 14 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.199	8.8	0.277	1.392
$\frac{1}{16} \times 10^{-2}$	0.0025	0.325	9.4	0.296	0.911
$\frac{1}{8} \times 10^{-2}$	0.005	0.312	7.2	0.227	0.727
$\frac{1}{4} \times 10^{-2}$	0.010	0.246	6.1	0.192	0.880
$\frac{1}{2} \times 10^{-2}$	0.021	0.289	6.0	0.189	0.654

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

H. II. Kulturen mit Zusatz von NaFl.

Aspergillus niger—angestellt 7. Febr. '99.

Geerntet 23. Febr.

Kulturdauer 16 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.314	10.0	0.315	1.000
$\frac{1}{16} \times 10^{-2}$	0.0025	0.336	10.0	0.315	0.937
$\frac{1}{8} \times 10^{-2}$	0.005	0.385	7.6	0.239	0.621
$\frac{1}{4} \times 10^{-2}$	0.010	0.316	5.9	0.186	0.589
$\frac{1}{2} \times 10^{-2}$	0.021	0.274	5.6	0.176	0.642

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

H. III. Kulturen mit Zusatz von NaFl.

Aspergillus niger—angestellt 7. Febr. '99.

Geerntet 25. Febr.

Kulturdauer 18 Tage.

Temperatur 16–20° C.

Gehalt in		Ernteertrag in g.	Säure		Säure pro 1g. Pilzsubstanz.
Gram Mol.	Gew. %		Acidität	als Oxalsäure umgerechnet	
0	0	0.270	8.4	0.265	0.982
$\frac{1}{16} \times 10^{-2}$	0.0025	0.280	10.7	0.339	1.207
$\frac{1}{8} \times 10^{-2}$	0.005	0.285	7.7	0.242	0.849
$\frac{1}{4} \times 10^{-2}$	0.010	0.264	6.6	0.208	0.788
$\frac{1}{2} \times 10^{-2}$	0.021	0.265	6.1	0.192	0.725

N.B. NH_4NO_3 als N-Quelle.

INHALT.

- I. Einleitung und Litteratur.
- II. Methodisches.
- III. Vorbemerkungen über die Versuchsobjekte.
- IV. Veränderungen in der Wachstumsweise und die Correlation zwischen Fortpflanzung und Wachstum.
- V. Einfluss der Reizstoffe auf die Betriebsstoffwechsel.
- VI. Spezielle Besprechungen.
- VII. Schlussbemerkungen und Zusammenfassung der Resultate.

TABELLARISCHE ZUSAMMENSTELLUNG.

- I. Versuche mit Algen.
 - II. Versuche mit Pilzen.
-

Erklärung der Tafel XIII.

Kulturen von *Aspergillus niger* mit und ohne Zusatz von NaFl.

(Photographiert 15 Tage nach der Sporenaussaat.)

- I. Ohne Zusatz; Kontrollkultur.
- II. Mit Zusatz von 0.0025% NaFl.
- III. Mit Zusatz von 0.005% „
- IV. Mit Zusatz von 0.010% „
- V. Mit Zusatz von 0.021% „

(Für näheres vgl. S. 153 und ferner Tabelle-Pilz. H.)

