

# BOTANISCHES ARCHIV.

Zeitschrift für die gesamte Botanik.

Herausgegeben von Dr. CARL MEZ,

Professor d. Botanik a. d. Univers. Königsberg.

III. Band, Heft 5.

Ausgegeben am 15. Mai 1923.

---

Herausgeber: Prof. Dr. Carl Mez, Königsberg Pr., Besselplatz 3 (an diese Adresse alle den Inhalt d. Zeitschrift betreffenden Zusendungen). - Verlag des Repertori-ums, Prof. Dr. Fedde, Berlin-Dahlem, Fabeckstrasse 49 (Adresse für den Bezug der Zeitschrift). - Alle Rechte vorbehalten. Copyright 1923 by Carl Mez in Königsberg.

---

Aus der Monographie des *Orchis Traunsteineri* Sauter.

II. Teil: Mykorrhiza und Boden.

Von A. FUCHS und H. ZIEGENSPECK (Augsburg).

Nur wenige Kinder unserer einheimischen Pflanzenwelt sind auf eine bestimmte Bodenart so angewiesen wie die Orchideen, sodass der Behandlung ihres Baues und Lebens eine Besprechung der Eigenschaften der Böden vorauszusetzen ist, wenn auch eine eingehende Behandlung aus dem Rahmen dieser Arbeit fiele, zumal dieser selbst noch eine Reihe von Fragen aufgibt, die der Lösung harren.

Nähern wir uns einem reichen Standorte, z.B. von *Orchis latifolius* oder *O. incarnatus*, so bemerken wir gar bald das Hervorquellen von Wasser aus dem Boden. Das Studium der umgebenden Pflanzenwelt zeigt uns die Flora der anmoorigen Wiese, des Rasenmoors oder Übergangsmoors. Auf das eigentliche Sphagnummoor wagen sich diese Orchideen im allgemeinen nicht, höchstens an seinem Rande finden sich in einer Art Kampfzone eigenartige Formen vertreten.

Alle diese Substrate leiden an einer allzureichen Wasserversorgung, sie sind extrem humid, wie der Bodenkundler sagt. Der Boden ist mangelhaft durchlüftet. Gräbt man etwas in den Boden ein, so entquellen ihm Gasblasen. Diese bestehen aus Kohlensäure, Wasserstoff, Methan, etwas Schwefelwasserstoff und ähnlichen Verbindungen. Der Mangel an belebendem Sauerstoff macht sich besonders für die Lebewelt dadurch geltend, dass die Bakterien- und Pilzflora nicht vollständig mit den Abfallstoffen der Pflanzenwelt fertig wird. Im Boden häufen sich die Humusstoffe, hervorgerufen durch einen komplexen biologischen Prozess. Der Abbau der Zellulose und anderer Kohlenhydrate bleibt bei der Bildung dieser Körper stehen. Säurebildner, Kohlensäure, Methan und Wasserstoff entbindende Bakterien und Pilze bevölkern in Schaaren den Boden. Die entstandenen Gase entweichen nach oben und erschweren dem Sauerstoff den Zutritt noch mehr. Solange die basischen Bestandteile des Bodens noch überwiegen, ist eine Absättigung der Bodensäuren noch möglich. Die Humusstoffe sind im unausgeflockten Zustande als gekrümelter milder Humus vorhanden. Die aus der Verwitterung der Gesteine entstandene Kieselsäure, Aluminiumhydroxyde und Eisenhydroxyde flocken sich ebenfalls zu Hydrogelen aus. Es ist dem Boden Ton beigemengt. Dadurch ist aber die Möglichkeit vor-



handen, die Alkalisalze; Sulfate und Phosphate zu binden durch Adsorption. Das alles wird mit dem Schlage anders, wenn die Karbonate verbraucht sind, und somit die Humusstoffe sich nicht mehr absättigen können. Der Boden reagiert sauer. Schwemmt man je gleiche Mengen eines solchen Bodens und eines milden Humus mit destilliertem Wasser auf, so kann man sich leicht davon überzeugen, dass sich die braune Suppe nicht absetzt, wohl aber bei dem milden Humus. Eine Zugabe von Kalksalzen wird auch den sauren Humus zum Ausflocken bringen, das Hydrosol in das Hydrogel überführen, wie der Kolloidchemiker sagt. Die Humussäure ist sehr quellungsfähig und hält das Wasser sehr zähe fest, macht also den Boden kalt. Beim Eintrocknen erstarrt dieser zu einem lackartigen Überzuge, der dann bei trockeneren Perioden auch der Luft einen erheblichen Widerstand beim Eindringen entgegensetzt. Die den Boden durchwühlenden Regenwürmer müssen infolge Luftmangels verschwinden, wodurch die Durchlüftung nicht mehr erleichtert wird.

Kolloidchemisch hat das Hydrosol aber eine eigenartige Beschaffenheit, die Schutzwirkung für andere Hydrosole. Mischen wir solche Körper mit entgegengesetzten Ladungen, wie etwa Eisen- und Aluminiumhydroxyd einerseits, mit Kieselsäure-Hydrosol andererseits, so fallen sie sich gegenseitig als Ton aus. Der Ton hat ebenso wie der gesättigte Humus im grossen Masstabe die Eigenschaft, lösliche Stoffe wie Ammonsalze, Kalisalze, Sulfate, Phosphate, durch Adsorption zu binden. Der Ackerboden verdankt ja seine guten Eigenschaften diesem Vorgange. Mischt man dagegen Humussäure-Hydrosol dem Gemenge bei, so findet innerhalb gewisser Grenzen kein gegenseitiges Ausflocken mehr statt. Es kommt zu keiner Tonbildung mehr. Man braucht ja nur einen Graben in einem Niedermoor zu sehen. Alle Stoffe sind somit echt gelöst oder als Hydrosol vorhanden. Der Boden muss mehr und mehr an Nährstoffen verarmen, da diese in den Untergrund geschwemmt werden um hier bei Berührung mit Mineralboden als Ortsteine auszufallen. Diese wasserundurchlässigen Schichten heben förmlich den Grundwasserstand und befördern die Weiterausbreitung des Moores. Andererseits nimmt das abfliessende Wasser bedeutende Mengen von Mineralstoffen mit. - In dieser Verarmung des Bodens an  $Ka$  und  $PO_4$  sieht mit Recht GULY einen Grund zur Hochmoorbildung.

Aber noch eine andere Eigenschaft dieser Böden ist von besonderem Interesse für das Verständnis der Flora, besonders der Orchideen: der Stickstoff-Kreislauf in ihnen.

### I. CHEMISCHE UNTERSUCHUNG DER BÖDEN.

Chemisch sind sie besonders dadurch ausgezeichnet, dass sich kein Salpeter nachweisen lässt. Die Salpetersalze spielen aber für die meisten höheren Pflanzen die Hauptrolle bei der Stickstoff-Versorgung. Nur aus ihm können sie das Eiweiss aufbauen. Die Diphenylamin-Reaktion ist in Moorböden nicht gut anwendbar wegen der Verhinderung der Reaktion durch Humusstoffe und Vortäuschung von Salpeter durch Eisenhydroxyd! Man muss die Böden mit Säuren ausziehen und nach ULSCH die Salpetersäure zu Ammoniak reduzieren, und in diesen als solchen bestimmen. Schon vorhandener Ammoniak muss durch Kochen der Lösung vor der Reduktion mit Natronlauge entfernt werden. Man bestimmt so einerseits den Ammongehalt bzw. den Stickstoffgehalt säurelöslicher, leicht spaltbarer Verbindungen und den Salpetergehalt. Ammoniak bzw. Ammonsalze lassen sich, wenn auch in geringer Menge, nachweisen, und es ist daher kein Wunder, dass gerade der Reis unter den Kulturpflanzen als Sumpfbewohner den Ammoniak gut verarbeiten kann. Ob sich die Sumpfgräser ebenso verhalten, bedarf der Untersuchung. Der Ammoniak dürfte zudem in seiner Hauptmasse an die Humussäure geknüpft sein, also in einem grob kolloidalen Zustande vorliegen. Dieser aber vermag nur schlecht ins Plasma einzudringen, dürfte also in der CASPARY-Zone der Wurzel liegen bleiben, wenn nicht eine Verarbeitung stattfindet (siehe CASPARY-Streifen, ZIEGENSPECK in Ber. D. Bot. Ges. XXXIX (1921) H. 8).

Aber man darf hieraus nicht den Schluss ziehen, saure Böden seien arm an Stickstoff. Gerade das Gegenteil ist der Fall, sie sind reich an Stickstoff. Doch liegt derselbe in Form von Aminosäuren, Säureamiden und ähnlichen Verbindungen vor und



ist als solcher für die höhere Pflanzenwelt direkt nicht oder nur sehr schlecht verarbeitbar. Nachstehend die Analysendaten von Orchideen-Moorböden:

=====

Berechnung auf Frischgewicht.

Reaktion des Bodens.		Mineralsubst. in verd. HCl löslich	Wassergehalt	Sand plus FeO <sub>3</sub>	Gesamt-N	NH <sub>3</sub> bzw. Diamino-N	NO <sub>3</sub> -N	Verbrennbare Substanz.
sauer	1. Waldmoorboden Mödlshofen (Ericaceen: <i>Vaccinium uliginosum</i> , <i>V. Myrtillus</i> ), <i>Molinia</i> .		66,42		0,0619	0,0049	0,000	31,85
neutral	2. Eirmähdige Wiese bei Langweid ( <i>Spiranthes autumnalis</i> , <i>Polygala Chamaebuxus</i> , <i>O. Morrio</i> , <i>militaris</i> , <i>ustulatus</i> , <i>Gentiana acaulis</i> , <i>Euphorbia Cyparissias</i> , <i>verrucosa</i> ); daneben aber auch Autotrophe: Gramineen, <i>Trifolium montanum</i> .				0,0288		0,0044	
sauer	3. Dactylorchis-Sumpf Mödishofen ( <i>Orchis incarnatus</i> , <i>latifolius</i> , <i>Equisetum palustre</i> , <i>Menyanthes</i> )	2,44	86,23	1,65	0,0294	0,0017	0,000	9,73
sauer	4. Trockener Rohhumus Mödishofen ( <i>O. Morrio</i> , <i>ustulatus</i> , <i>militaris</i> , <i>Gentiana verna</i> , <i>acaulis</i> ).	12,69	52,89	5,20	0,1178	0,0048	0,000	29,37
neutral	5. <i>Neottia</i> -Horizont des Waldes Siebentisch bei Augsburg	41,96	52,42	41,96	0,0364	0,0021	0,0021	17,49
neutral	6. <i>Monotropa Hypopithys</i> -Horizont Siebentisch	19,22	22,46	10,84	0,0484	0,0017	0,0017	30,63
neutral	7. Mittulgute Wiese in der Nähe des Siebentischwaldes, noch nicht gedüngt	33,18	11,77	44,74	0,0488	0,0021	0,0042	10,29

Die Böden 2 - 7 wurden am selben Tage entnommen, können also unmittelbar verglichen werden.

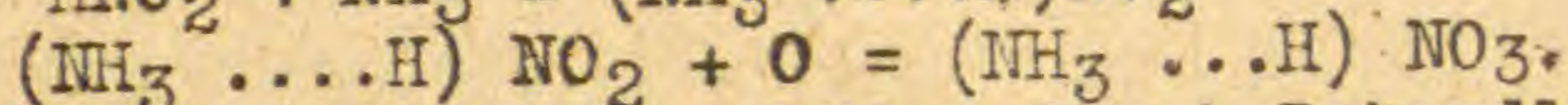
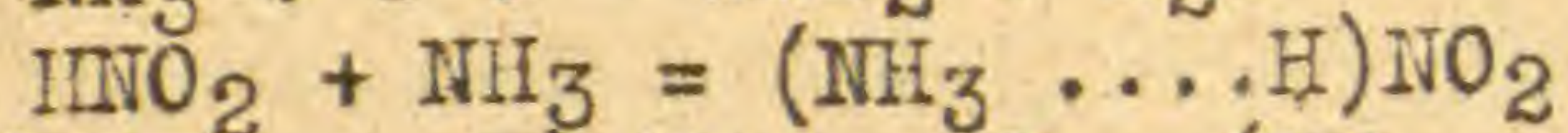
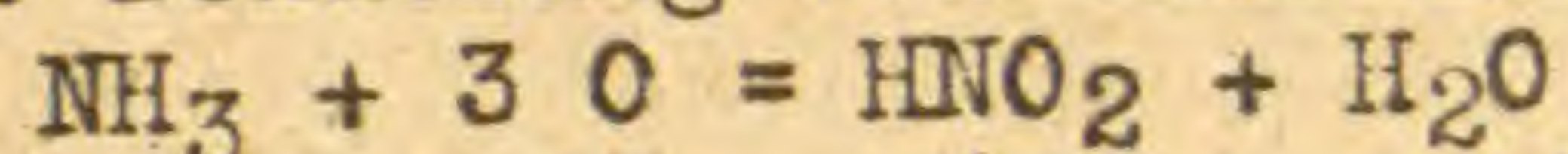
=====

II. BAKTERIOLOGISCHE UNTERSUCHUNG  
DIESER BÖDEN IN BEZUG AUF DIE STICKSTOFFFRAGE.

Bei der Beurteilung eines Bodens aufgrund rein chemischer Analysen muss man vorsichtig sein. Es könnte doch in ihm Salpeter gebildet worden, wenn auch der



Prozess anders verlaufen müsste, als gewöhnlich. Soweit bekannt ist, sind die Nitratbildner gegen Säuren sehr empfindlich. Doch verlaufen in der freien Natur derlei Prozesse häufig anders als bei Laboratoriums-Versuchen. Der Mangel an Sauerstoff und Karbonaten in solchen Böden dürfte die Nitritbakterien in tiefen Schichten ausschliessen. Die oberen Schichten könnten jedoch etwa nach folgenden Formeln unter Benützung von Ammoniak arbeiten:



Es liess sich zwar in Moorböden durch Behandlung mit Ammoniakzsalzen keine Salpeterbildung nach monatelangem Stehen nachweisen. Aber man kennt eine grössere Anzahl von Bakterien und Pilzen, die besonders in feuchten Böden bei Gegenwart von viel organischer Substanz und Sauerstoffmangel den Salpeter einerseits reduzieren, andererseits zu Stickstoffgas verarbeiten (Denitrifikationsbakterien). Sie sind auf diese Art des Stoffwechsels nicht unbedingt angewiesen. Auch in Moorkulturen machen sie sich als Schädlinge nach der durch Kalkung hervorgerufenen Salpeterbildung bemerkbar und schmälern die Ernten ganz bedeutend. In der Natur könnten die auf solchen Orten wachsenden Cariceen und ähnlichen Pflanzen mit mächtigem Wurzelwerk das schon gebildete Salpetersäure-Salz so energisch an sich reissen, dass im Boden sich chemisch kein Nitrat mehr nachweisen liesse. In der Frühe vor dem Sonnenaufgange, d.h. vor dem Stattfinden einer nennenswerten Assimilation, die die Eiweissbildung, wenn auch nicht hervorruft, so doch beschleunigt, wurden Pflanzen dieser Standorte in Wurzeln, Stamm und Blättern mit Diphenylamin-Schwefelsäure auf Nitrate untersucht. Eine Reaktion der oberirdischen Anteile war in keinem Falle zu beobachten; nicht einmal bei den sonst so salpetergierigen Cruciferen (*Cardamine*). Nur in einzelnen Wurzeln, die aber offensichtlich sehr viel Eisenhydrxyd eingelagert hatten, war eine minimale Bläuung zu finden. Eine Kontroll-Reaktion mit Brucin-Schwefelsäure gab nie eine Reaktion. Die Pflanzen hatten also keinen Salpeter aufgenommen oder doch wenigstens nur so geringe Spuren, dass sie bereits in der Wurzel verarbeitet worden waren.<sup>1)</sup>

Völlige Klarheit musste eine bakteriologisch-chemische Untersuchung der Böden erbringen. Die sich ergebenden Fragen kann man folgendermassen festlegen:

1. Kommen Salpeter und salpetrige Säure bildende Bakterien in den Moorböden dieser Art vor?

a. Durch Untersuchung kleiner Bodenmengen kann man eine starke Besiedelung erkennen?

b. Bei Verwendung etwas grösserer Bodenmengen erkennt man eine schwache Besiedelung?

2. Sind in den Böden reichlich denitrifizierende, also Salpeter zerstörende Arten vorhanden?

3. Sind in den Böden reichlich Ammoniakbildner vorhanden?

a. Wie verhält sich Pepton?, b. wie Säureamid?, c. wie Amidosäure?

4. Sind in den Mooren stickstoffbindende Arten vorhanden? - Man wird hier besonders auf die anaeroben Stickstoffbinder Rücksicht nehmen müssen.

Zu Frage 1: Kommen salpetrige- und Salpetersäure bildende Organismen in den Böden vor?

a. Untersuchung kleinerer Mengen (10 Ösen Boden). - Als Nährsubstrat benützten wir die STUTZER'sche Lösung folgender Zusammensetzung: Magnesiumcarbonat und Magnesiumphosphat werden zu gleichen Teilen gemischt, 1/2 Teelöffel davon kommt in einen 100-ccm-Kolben und wird mit 50 ccm folgender Lösung (LN) übergossen und sterilisiert: (1 gr  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ , 0,25 gr  $\text{NaCl}$ , 0,25 gr  $\text{FeSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$ ) = 1 Liter. Nach einmonatlangem Kultur bei  $28^\circ$  filtriert man ab und untersucht das Filtrat auf Nitrite und Nitrate mit folgende Reagenzien: 1. Diphenylamin-Schwefelsäure; 2. Ferro-sulfat-Schichtreaktion; 3. Nitron-Busch (auf Nitrate); 4. Phenylidiamin; 5. Antipyrin; 6. Anaesthesinsalzsäure, dann Beta-Naphthol in Natronlauge (sehr scharf)

1) STAHL (Sinn der Mycorrhizenbildung) konnte in manchen Roh-Humusarten durch Kultur von Cruciferen auf herausgenommenem Boden  $\text{NH}_3$  nachweisen. Aber bei dem Kalkgehalte des Jenaer Leitungswassers dürfte vielleicht ein Fehler untergelaufen sein.



## Nitrite

Der Boden des Mustermoors gab keine Nitrit- und Nitratbildung, Niedermoor (M), ebenso der Waldmoorboden eines nahestehenden Torfkiefernbestandes, *Pinus montana* mit *Vaccinium uliginosum* (E). Der Boden der armoorigen Wiese mit latifolius-Bestand, der noch nicht sauer reagierte, gab dagegen die Reaktion. Noch mehr aber ein zur Kontrolle herangezogener, gut arbeitender Ackerboden. Aus der Ansammlungsflüssigkeit des Ackerbodens wurden durch viermaliges Umimpfen auf STUTZER-Lösung und Gipsplattenkultur nach STUTZER (siehe A. MAYER, Botan. Praktikum) die Nitritbildner isoliert. Es kommt hauptsächlich auf diese an, da sie die erste Etappe darstellen. Der Nitratbildner kann ja bekanntlich ohne diese keinen Salpeter bilden. Die Kulturen wurden zu den weiter unten beschriebenen Versuchen verwendet.

In kleinen Mengen von Erde aus den typischen Standorten kann keine Salpeterbildung nachgewiesen werden. Die Bakterien sind also nicht weitgehend darin verbreitet.

b. Lassen sich in grösseren Bodenmengen (etwa 20 gr) Nitritbildner nachweisen? - Die Technik ist die gleiche, nur kommen grössere Mengen in Frage. Verwendet wurde Boden E und M.

Hier ergab das Waldmoor nicht die geringste Spur Salpeterbildung, in dem Incarnatus-Moor war dagegen eine, wenn auch nur sehr geringe, Bildung nachzuweisen.

Die Reaktionen in 20 ccm verliefen bei der Anaesthesin-Beta-Naphtholmethode Paraphenyldiamin, Diphenylamin-Schwefelsäure, Jodzinkstärkelösung so, dass eine Färbung kaum zu erkennen war. Antipyrin, Nitron versagten völlig. Also handelte es sich nur um Spuren.

Nachdem somit die Tatsache des Fehlens irgend einer beträchtlichen Nitritbildung und somit auch der Nitratbildung in den sauern Bödenargetan war, erhob sich die Frage: Ist die Unmöglichkeit der Nitrifikation durch den Sauerstoffmangel bedingt, oder ist die Humussäure schuld, dass in solchen Böden diese Mikroben keine Lebensmöglichkeit besitzen? Drittens wäre noch der Fall denkbar, dass die ganze Lebewelt eines solchen Bodens ihre Entwicklung verhindert.

Zur Beantwortung dieser Fragen wurden drei STUTZER-Kolben hergestellt, bei den zwei letzten aber das Magnesiumcarbonat fortgelassen. Dafür wurden in die beiden ersten aus Torf dargestellte Humussäure (siehe SCHWALBE, Zellulose-Technik) gegeben. Die Substrate wurden dann mit einer reichlichen Menge Nitritbakterien geimpft.

A. enthält also die Humussäure, Mg, CO<sub>3</sub> und MgNH<sub>4</sub>PO<sub>4</sub> + Mineralstoffe. Diese Lösung könnte mit einer armoorigen Wiese verglichen werden.

In B. dagegen fehlte das Carbonat. Hier kann die Humussäure allein wirken.

C. wurde mit einem reichlichen Anteil des Bodens M und E geimpft und nach 14-tägiger Bebrütung erst die Reinkultur zugegeben. Hier arbeiten die Bakterien in der natürlichen Flora des Bodens. Zum Vergleiche wurden eben solche Kulturen mit Ackerboden angesetzt. Durch Schütteln wurden den Böden immer Luft gegeben.

Die Humussäure verhinderte in A und B jegliche Entwicklung von Nitroso-Bakterien. In C dagegen konnte Nitritbildung mit Antipyrin, Anaesthesin-Beta-Naphthol, Diphenylamin, und Phenyldiamin nachgewiesen werden. Doch war die Entwicklung im Vergleiche mit reinem STUTZER- und Ackererde-STUTZER bedeutend gehemmt.

Da diese Versuche von besonderer Bedeutung sind, so wurde auch ein echter Torfmoorboden mit hereingezogen. Derselbe wurde den Verfassern in liebenswürdiger Weise durch Herrn Dr. PAUL aus der Moorbau-Anstalt Bernau überlassen unter der Bezeichnung: junge Hochmoor-Torferde. Mit einer gesiebten Aufschwemmung wurden folgende Kulturen angesetzt:

A. unter Zugabe von MgNH<sub>4</sub>PO<sub>4</sub> und Sterilisieren dreimal mit Aether,

B. ohne Sterilisieren, wie A.

C. unter Zugabe von MgNH<sub>4</sub>PO<sub>4</sub>, Neutralisation durch MgCO<sub>3</sub> + CaCO<sub>3</sub> und Sterilisation wie A.

D. ohne Sterilisation, sonst wie C.

In allen Böden war kein NO<sub>2</sub> gebildet.

Frage 2: Gehalt an denitrifizierenden Arten?

In Kolben gab man je 10 ccm einer Salpeterlösung, 2/100 Minerallösung (nach A. MAYER, Bakteriolog. Praktikum), je 0,1 gr lösliche Stärke und Filtrierpapierschnitt-



el. Dann wurde dies mit 10 ccm folgender Lösung versetzt: Rohrzucker 1%, Dextrose 1%, Glycerin 0,5% in Mineralnährlösung. Die Kolben wurden geimpft und nach 1/2 monatlicher Bebrütung bei 28° der Stickstoffgehalt nach KJELDAHL bestimmt (unter Zusatz von Benzoesäure). Ein Verlust an Stickstoff gegen einen blinden Versuchskolben zeigt die denitrifizierenden Arten an, wenn nicht die Stickstoff-Bindung überwiegt. - Ist dies der Fall, dann beobachtet man eine Zunahme des N.

Dies trat tatsächlich ein.

Der blinde Versuch enthielt:	4,81 ccm	n/4	NH <sub>3</sub> ,	also N-Gewinn:	----
Das Mustermoor	5,53	"	"	"	0,77
Das Waldmoor	5,64	"	"	"	0,83
Der Latifolius-Standort	6,73	"	"	"	1,92

Die Denitrifikation war also geringer als die Stickstoffbindung, wenn erstere überhaupt vorhanden war.

Ein Versuch, denitrifizierende Arten in den Böden nachzuweisen, verlief resultatlos. Es wurden Kolben mit Baumwolle und Salpeterlösung nach LOHNIS beschickt. Die Nährlösung wurde mehrmals gewechselt. Da in tiefer Schicht gearbeitet wurde, konnten sich auch Anaerobier entwickeln. Eine Trübung durch Bakterien sowie ein Angreifen der Faser war nicht zu finden. Aus diesen Anreicherungen wurden Platten mit Zellulose-Agar geimpft. Zellulose angreifende Salpeterzerstörer konnten nicht nachgewiesen werden. Das Resultat ist bei der mangelnden Nitratbildung nicht verwunderlich. Auch die Erfahrungen der Moorkultur lassen sich heranziehen. Nach Entwässern und Kalken findet bekanntlich zunächst eine starke Nitrifikation statt. Erst wenn einige Jahre verlaufen sind, macht eine nun infolge der reichlich vorhandenen organischen Substanz lebhaftere Salpeterzerstörung die Erfolge bei dieser Moorkultur-Methode oft hinfällig. Nicht dagegen bei der nachstehend geschilderten Moorbeet-Kultur. Die Denitrifizierer wandern erst allmählig ein, nachdem der Boden für sie günstig geworden ist.

Denitrifizierende Arten sind somit nicht vorhanden.

Frage 3: Ammoniakbildner?

A. Aus Pepton. - Nährlösung: 2 gr Pepton, 2 gr Dextrose, 1 Teelöffel MgCO<sub>3</sub>, 1 Messerspitze Gips (150 M.N.). - Zeigt Ammoniakbildung aus Voll-Eiweiss an.

B. Asparagin. - Nährlösung: Asparagin 2 gr, sonst wie bei A ausser Pepton. Zeigt Ammoniakbildung aus Säureamid und Amidosäure an.

C. Natriumasparaginat. - Nährlösung: wie A, nur statt Pepton 2 gr Natriumasparaginat. - Zeigt Ammoniakbildung aus Amidosäure an.

Nach 1 Monate langer Kultur bei 28° wurde aus den Lösungen durch Destillation mit Magnesiamilch das Ammoniak entbunden und mit NESSLER's Reagens, Sublimat und durch alkalische Magnesiumphosphatlösung als Ammonium-Magnesium-Phosphat nachgewiesen. In A, B und C konnte Ammoniakbildung nachgewiesen werden, ebenso im Mustermoor-Boden und im Latifolius-Standort. Dagegen vermochte das Waldmoortorf aus A kein Ammoniak zu entbinden, wohl aber aus B und C.

Ammoniakbildner sind also in den Böden reichlich vorhanden.

Es ergibt sich nun die Frage, ob nicht die Humussäuren die Entbindung etwas verhindern. Es wurden folgende Kulturen angesetzt:

1. 100 gr Torfmoorerde (Bernau) zu 1 L dest. Wasser;
2. 100 gr Mustermoor zu 1 L Wasser aus dem Mustermoor;
3. 10 gr Ackererde, zu 1 L Leitungswasser;
4. 5 gr Humussäure zu 1 L mineralischer Nährlösung ohne N;
5. 100 gr Torferde Bernau + CaCO<sub>3</sub> + MgCO<sub>3</sub> im Überschuss auf 1 L.

In 16 einhundert-Grammgläser und 16 fünfzig-Grammgläser werden je 20 gr dieser Lösungen so zugegeben, dass in je 4 Gläsern jeder Sorte das gleiche ist. Bezeichnung - 5.

Dann stellt man sich folgende Lösungen her:

a. 1 gr Pepton zu 100 ccm Wasser; b. 1 gr Asparagin zu 100 ccm; c. 1 gr Asparaginsäure in 100 ccm Wasser.

In je ein 100-ccm und 50-ccm-Glas gleicher Art gibt man 10 ccm von a) bzw. b) oder c). - In eines gibt man nichts (Bez. 0). - Die Bezeichnung ist dann 1 A, 1 B



u.s.w. Die 100-ccm-Gläser werden nach Impfung mit Anreicherungs-Kulturen auf Pepton, Asparagin bzw. Asparaginsäure aus Ackererde und Moorerde einen Monat lang aerob kultiviert; die 50-ccm-Gläser dagegen in geschlossenen Behältern über Pyrogallol-Natron-Lauge als anaerob. Dann wird der Inhalt jeden Kolbens in 500-ccm-Kolben hineingespült, eine entsprechende Menge Magnesia-usta-Milch und (zur Verhinderung des Schäumens) etwas Paraffinöl zugegeben und destilliert. Das über eingestellte Salzsäure aufgefangene Ammoniak-haltige Destillat wird mit  $n/4$  Kalilauge zurücktitriert. Die Zahlen (ccm  $n/4$   $\text{NH}_3$  des Versuches weniger  $n/4$   $\text{NH}_3$ -Gehalt des Bodens an sich) geben einen Masstab über die Ammoniakbildung in den betreffenden Bodensorten und über die Verarbeitungsfähigkeit des Stickstoffhaltigen Körpers verschiedenartiger N-Verbindungen (Ammoniak -N, Diamino-N, Aminosäure-N, Säureamid-N).

		1. Torfmoor.	2. Mustermoor.	3. Ackererde.	4. Humus-säure.	5. Torfmoor + $\text{CaCO}_3\text{MgCO}_3$
a. Pepton	aerob	0,25	2,16	1,75	0,91	3,02
	anaerob	0,00	2,14	2,06	1,43	
b. Asparagin.	aerob	0,25	4,44	4,48	3,77	
	anaerob	0,10	4,08	3,75	2,70	
c. Asparaginsäure.	aerob	-	1,99	1,04	0,85	
	anaerob	-	2,97	2,03	0,00	

Da eine Sterilisation die Böden vielleicht verändert haben könnte, wurde Torfmoorboden Bernau 10 gr mit 100 ccm Wasser übergossen und 20 ccm einer 1% Peptonlösung und N-freier Mineral-Nährlösung zugegeben. Ein Kolben wurde direkt sich selbst überlassen. Hier wirkte die Ammonisation unter fast natürlichen Verhältnissen. Einem zweiten Kolben gaben wir nach einem Tage 10 gr kohlen-sauren Kalk bei. Hier wirkten dieselben Erreger in neutralisiertem Substrate. Der dritte Kolben wurde zur Sterilisation mit Chloroform versetzt. Die wie beschriebene Destillation ergab folgende Resultate: Die Ammoniakmenge des dritten Kolbens wurde von den beiden ersten Kolben abgezogen:

1. Direkt: 0,45 ccm  $n/4$   $\text{NH}_3$  aus 0,2 gr Pepton.
2.  $\text{CaCO}_3$ -Zusatz: 0,55 " " " " " " " "

Der günstige Ausfall der Untersuchungen ermutigte zu weiteren Versuchen. Es wurde Harnstoff, Glycocoll, Hippursäure, Harnsäure und Aminosäure-Gemenge untersucht. Das Aminosäure-Gemenge wurde folgendermassen aus Hefen dargestellt: Gewaschene Bierhefe wurde nach Abtötung in Chloroformwasser bei  $50^\circ$  der Selbstverdauung überlassen. Nach 2 Tagen wurde stark gekocht und filtriert. Nach genauester Neutralisation mit Natronlauge wurde kohlen-saurer Kalk zugegeben und dekantiert. Die so gewonnene Lösung liess sich im Autoklaven sterilisieren. Die zu jedem Stoffe gehörigen Zersetzer wurden nach LOHNIS aus Ackererde angereichert und die Nährböden damit geimpft. Gleichzeitig wurde die Einwirkung eines Auszuges aus lebendem Torfmoose herangezogen (Bez. A). Je gleiche Mengen durch das Sieb getriebene Mustermoorböden (M) und Bernauer Torferde (S) wurden mit je gleichen Mengen destillierten Wassers aufgeschwemmt. In die Kolben kamen gleiche Ösenmengen der jeweiligen Erreger. Absichtlich war eine Sterilisation unterblieben. Je ein Kolben wurde als Wirkungswert des Bodens nach Zugabe der gleichen Substanzmenge und Bakterienmenge mit Chloroform sterilisiert, aufbewahrt und das  $\text{NH}_3$  bestimmt. Der so gewonnene Wert muss von den andern unsterilisierten aber analog geimpften Kolben abgezogen werden. Der Gewinn an Ammoniak bzw. Ammoniumsalzen in den einzelnen Böden aus der gleichen Substanzmenge nach 14-tägiger aerober Kultur bei  $28^\circ$  ist in folgender Tabelle (Seite 244) in  $n/4$   $\text{NH}_3$  ausgedrückt angegeben. Die Kolben waren alle gleichartig geformt und verschlossen, um bei allen den Luft-Zutritt gleichartig zu machen.



	Harnstoff	Glycocoll	Hippursäure	Harnsäure	Aminosäuren
Sphagnum-Auszug	0,52	1,35	1,25	2,20	2,47
Mustermoorerde	9,43	3,98	0,70	1,97	3,71
Torfmoorerde (Bernau)	0,81	1,58	1,16	2,78	2,63

Dass die Destillation in ganz gleicher Weise ausgeführt wurde, versteht sich von selbst. Besonders ist bei dem Harnstoff, der an sich kleine  $\text{NH}_3$ -Mengen mit Magnesiumhydroxyd abspaltet, auf peinlichste Genauigkeit zu achten. Wir sehen somit wiederum die deutliche Herabdrückung der Ammoniak-Bildung aus Harnstoff, Glycocoll und Aminosäuren bei dem Sphagnumtorf, ja sogar der Auszug aus frischen Moosen wirkte in gleichem Sinne. Nur bei Harnsäure und Hippursäure war das Verhältnis anders. Hierdurch wird uns das Verschwinden der Niedermoorflora beim Auftreten des Torfmooses erst voll verständlich. Dieses verändert durch seine Ausscheidungen die Bakterienflora, der Boden kann kein Ammoniak in genügendem Masse bilden, sodass diese Pflanzen aus Nahrungsmangel nicht mehr gedeihen können. Ob es allein die Säuren sind, soll noch dahingestellt bleiben, es wäre auch an andere Stoffe zu denken, etwa solche von Phenol-artigem Charakter. Das Torfmoos selbst gedeiht besonders gut bei Ernährung mit Aminosäuren. Es leidet also durch die Herabdrückung bzw. Verhinderung der Ammonisation nicht. Nachdem somit die Eigenschaft des Sphagnummooses, die Ammoniakbildung zu hemmen, wenn nicht gar für manche Substanzen völlig zu unterbinden, erwiesen war, könnte noch ein Einwand gegen die Richtigkeit der Bestimmungen angeführt werden, die Absorption der Humusstoffe für Ammoniak:

Um zu untersuchen, wie weit diese Fehlerquelle die Versuche beeinträchtigen könnte, setzten wir drei Destillationskolben an unter Sterilisation mit Chloroform:

1. Gleiche Menge Wasser mit der Salmiaklösung = 50 ccm  $n/4 \text{ NH}_3$ .
2. Mustermoor-Aufschwemmung mit der gleichen Menge Salmiak.
3. Sphagnummoor mit der gleichen Menge Salmiak.

Die Bestimmung des Ammoniaks wurde dreimal in der gleichen Weise ausgeführt. Die Resultate ergaben bei allen drei Versuchen nach Abzug der im Boden durch blinden Versuch ermittelten Ammoniak-Menge die gleiche Menge Ammoniak. Eine Beeinträchtigung der Resultate durch Absorption von Ammoniak an die Humus-Kolloide, der durch die Destillation nicht ausgetrieben worden wäre, hatte somit nicht stattgefunden.

#### 4. Sind N-bindende Arten vorhanden?

Im Mustermoorboden muss man drei Fälle der Stickstoffbindung unterscheiden:

- A. Symbiontische Erlen, wachsen an den Standorten der Orchideen. Auch vereinzelte Leguminosen zeigen Stickstoff-bindende Bakterienknöllchen.
- B. Anaerob stickstoffbindende Arten. - In 50-gr-Gläser wurde je 0,1 gr Stärke, 0,1 gr Filtrierpapierschnitzel und 20 ccm folgender Lösung gegeben: Je 5 gr Traubenzucker, Rohrzucker, Glycerin; 1 gr saures Phosphorsäures Kali, 0,1 gr Chlorcalcium, 0,3 gr schwefelsaure Magnesia, 0,1 gr Kochsalz, 2 Tropfen Eisenchloridlösung auf 1 Liter.

Nach ein Monat langer Kultur bei  $28^\circ$  wurde der Stickstoffgehalt nach KJELDHAL bestimmt. Es ergab sich gegen den blinden Versuch ein Gewinn von Stickstoff durch Buttersäure-Gährer beim Mustermoor 0,51 ccm  $n/4 \text{ NH}_3$ , beim Waldmoor 0,44, beim Latifolius-Standort 0,44. - Eine anaerobe Stickstoffbindung findet also statt.

- C. Aerob Stickstoff fixierende Bakterien nach LOUIS (Landw. Bakt. S. 139).

Nährboden: Bodenextrakt + 0,05% sekundäres Kaliphosphat, 1% Mannit; in jedes Kölbchen kommt ein Stück gefaltetes Filtrierpapier so hinein, dass eine Schicht davon aus der Flüssigkeit herausragt. Nach gleich langer Kultur bei  $28^\circ$  wurde der Stickstoff in der Lösung nach KJELDHAL bestimmt. Die Entbindung ergibt sich aus der Differenz gegen den blinden Versuch. Es war merkwürdig, dass sich in unsern



Böden kein Azotobacter nachweisen liess. Trotzdem hatte eine Stickstoff-Bindung stattgefunden. Die Ursachen hiezu waren sicherlich Buttersäureerreger. Im Mustermoor entstanden 0,19 ccm n/4 NH<sub>3</sub>, im Waldmoor 0,23 ccm, im Latifoliusmoor 0,31.

D. Stickstofffixierende Algen nach LOHNIS, l. c. p. 142. - In sterilisierte Spitzgläser kamen 20 ccm sterilisiertes Leitungswasser mit 0,02% Kaliumbiphosphat. Oben waren die Spitzgläser mit Uhrgläsern und darüber Petrischalendeckeln verschlossen. Die Sterilisation und Impfung hatte unter den bekannten Massnahmen steril stattgefunden. Die Kulturen wurden unter Glasglocken im Lichte stehen gelassen. Von Zeit zu Zeit wurde zur Besserung der Ernährung der Algen Kohlensäure in die Glocken geleitet. Eine Bestimmung des Stickstoffs nach Verlauf von 2 Monaten ergab für die einzelnen Böden einen Stickstoff-Gewinn durch Algen oder durch mit ihnen zusammen lebende Bakterien:

Mustermoor	0,48 ccm	n/3	NH <sub>3</sub>
Waldmoor	0,28	"	"
Latifoliusmoor	0,21	"	"

Aus diesen Untersuchungen geht hervor:

1. Die Böden binden ständig Stickstoff aus der Luft.
2. Die Überführung des Stickstoffes in Salpeter, das Haupt-Nahrungsmittel der normalen grünen Pflanze, ist zum mindesten stark gehemmt, wenn nicht ganz verhindert.

3. Der grünen Pflanze stehen als Stickstoffquelle Ammoniak und Ammoniumsals zur Verfügung. Aber auch diese sind a) an Hydrosale geknüpft, also nur teilweise und schwierig für die Wurzeln verarbeitbar, b) Die Pflanze muss mit den Pilzen und Bakterien konkurrieren. Während diese Lebewesen den Salpeter schlecht verarbeiten, besitzen sie den Ammoniak leicht. Aus diesem Grunde können wir auf dem sauren Moore eine normale Wiesenflora nicht antreffen. Die Pflanzen dieser Standorte müssen einen anders gearteten Stickstoff-Haushalt besitzen.

Es erhebt sich also die Frage, wie gewinnen die Pflanzen solcher Orte ihren zum Eiweiss-Aufbau nötigen Stickstoff, da ihnen Salpeter nicht oder höchstens geringfügig zur Verfügung steht?

Zunächst müsste man die niedern grünen Pflanzen und Moose betrachten. Den höheren Pflanzen gegenüber sind sie zweifellos im Vorteile, weil sie mit ihrer ganzen Oberfläche Nahrung aufnehmen. Es gelangen so Stoffe in den Körper, welche schlecht wandern, von den höheren Pflanzen somit nicht bewältigt werden können. Da ihr Stoffwechsel in dieser Arbeit nicht berücksichtigt wurde, soll hier nicht näher auf sie eingegangen werden. Die höhere grüne Pflanzenwelt muss wesentlich anders arbeiten. Zwar können die weithin dringenden Wurzeln aus einem grösseren Bodenanteile ihren Bedarf decken. Aber die Stoffe liegen in einer Form vor, die schwer in den Pflanzen wandern kann. Diese Grossbetriebe leiden an den Transport-schwierigkeiten. Die Pflanze muss also ihren Stoffwechsel etwas anders gestalten als auf einem guten Ackerboden.

#### A. Ammoniakpflanzen.

Von leicht aufnehmbaren und wandernden Stickstoff-Verbindungen stehen den Sumpfpflanzen des Niedermoores und, wie wir sehen werden, auch den andern Roh-Humusböden, eigentlich fast nur die Ammonsalze zur Verfügung. Daneben können vielleicht noch ganz kleine Mengen Aminosäuren in Betracht kommen. Da aber der Kolloidkomplex des Humus diese Stoffe zäh festhält oder in eine grob disperse, also nicht aufnehmbare Form überführt, so ist jeweils nur eine kleine Menge verfügbar (das Gleichgewicht ist nach einer Seite verschoben). Wegen dieser stehen sie noch in scharfer Konkurrenz mit der niederen Lebewelt des Bodens (Moose, Algen, Pilzen und Bakterien). Das geradezu riesige Wurzelwerk dieser Pflanzen wird uns erst dadurch voll verständlich. Man kennt zwei Wurzeltypen, den extensiven und den intensiven: der erste ist durch lange nicht dichte Wurzeln gekennzeichnet, d.h. die Pflanze holt sich aus einem grossen Bodenanteil, was sie braucht. Die Menge des verarbeiteten Rohsaftes ersetzt dessen Gehalt an Nährstoffen. Die letzteren Typen dagegen durchdringen ein kleines Stück Erde mit feinsten Verästelungen und holen, das kleine Stück auf's schärfste ausnützend, ihren Unterhalt. Auf die genannten Beschreibungen der einzelnen Wurzeln im Hinblick auf diese Verhältnisse und die



Beziehungen zum Boden und zum oberirdischen Anteil muss hier leider verzichtet werden. Alle selbständig lebenden Pflanzen dieser Böden zeigen den extensiven Typus der Wurzelverzweigung. Man begreift so, dass z. B. bei den Sauergräsern der Moore auf einen ziemlich kleinen oberirdischen Anteil ein riesiges Wurzelwerk trifft. Interessant ist besonders ein Vergleich mit nahe verwandten Formen von trockenen, Nährstoff-reichen Standorten. Da dem Boden fortgesetzt grosse Mengen von Kohlensäure entströmen, so genügt ein unter besonders günstigen Bedingungen arbeitender kleiner Assimilationsapparat. Es hat den Anschein, als ob die Pflanzen die Verdunstung herabdrücken möchten. Man hat die Pflanzen daher als "xeromorph" bezeichnet. Alle diese Pflanzen verfügen über Einrichtungen, das Wasser ausgiebig abzuscheiden, sei es durch besonders weit geöffnete Spaltöffnungen, sei es durch Guttation, die Nährlösung wird immer von der Pflanze selbst konzentriert, man möchte sagen, wie in einer Salzpflanze eingedickt. In dem Wasser der Hydathoden lassen sich bei diesen Pflanzen häufig keine Salze nachweisen (Blutwurzel, Pfeifengras). Manche, wie *Alchemilla* und die Sumpf-Schachtelhalme, führen darin Spuren von Kalk. Aber so bedeutende Mengen wie etwa bei den gewöhnlichen Schachtelhalmen sind es nie. In diesen Fällen dienen also die Einrichtungen, das Wasser in tropfbar flüssiger Form abzuscheiden, sicherlich nicht einer Salzabscheidung im Sinne STAHL's. Damit soll aber nicht gesagt werden, dass das nicht auf anderen Böden der Fall ist. Eine Ausnahme von dieser erhöhten Wasserabscheidung bei Moorpflanzen machen die Wollgräser. Sie allein besitzen wirklich xerophytische Einrichtungen, die auf einen erschwerten Wasseraustritt hinweisen, wie Verkorkungen und Versenkung der Atemhöhlen. Die Wollgräser beginnen aber als Frühjahrspflanzen ihre Vegetation, wenn ein kalter, im Grunde noch gefrorener Boden die Wasseraufnahme sehr erschwert. Dagegen ist zu dieser Zeit die andere höhere und niedere Pflanzenwelt noch nicht völlig erwacht, der Konkurrenzkampf um den Stickstoff noch nicht so scharf entbrannt. Besonders einleuchtend ist ein Vergleich des Stickstoff- und Basengehaltes verschiedener Pflanzen, wie sie etwa in den graphischen Kurven am Ende dieser Arbeit oder in den Tabellen niedergelegt sind. Die Gesamtbasen wurden durch Veraschen und Abrauchen mit Schwefelsäure und Flusssäure bestimmt, und daraus, wie aus der Arbeit des Verfassers in den Berichten der D. Bot. Gesellschaft ersichtlich, das ihm entsprechende Kali-Äquivalent errechnet (A.K.). Andererseits wird der Stickstoff bestimmt und berechnet, wie viel derselbe als Saplettersäure Kali binden könnte (N.K.). - Man erhält so das Basen- und Stickstoff-Äquivalent; in den Kurven ist das Basen-Äquivalent gestrichelt, das Stickstoff-Äquivalent ausgezogen. Die Differenz beider Zahlen in Prozenten der grösseren Zahl ausgerechnet, ergibt den Basen- oder Stickstoff-Überschuss.

Wir wollen zunächst nur die selbständig lebenden Pflanzen (Autotrophe) berücksichtigen:

- A. Die Nicht-Ausscheidenden auf Salpeterböden lebenden haben je nach ihrer Wurzelsäure entweder mehr oder mindestens gleich viel Basen wie Stickstoff;
- B. Die Nicht-Ausscheidenden selbständigen Pflanzen auf Roh-Humusböden haben bedeutende Mengen ungedeckten Stickstoff. Es ist klar, dass diese Pflanzen den Stickstoff mindestens als Ammoniak, wenn nicht gar in organischer Form aufgenommen haben;
- C. Die guttierenden Pflanzen auf Salpeterböden haben entweder noch einen Basenüberschuss oder einen scheinbaren Stickstoff-Überschuss. Die Basen sind bei ihnen in wässriger Lösung ausgeschieden worden. Das beweisen die Befunde von Kali und Kalk im Guttationswasser. Andererseits enthalten die auf ihnen schmarotzenden Salzparasiten einen Basen-Überschuss, auch wenn die Pflanze selbst einen scheinbaren Stickstoff-Überschuss hat. Das ist ein Beweis dafür, dass hier tatsächlich die Salze aufgenommen wurden, nicht etwa eine Ionen-Auswahl stattgefunden hat.
- D. Die guttierenden Pflanzen der Roh-Humusböden enthalten mehr Stickstoff als Basen. Auch ihre Salzparasiten verhalten sich gleich. In diese Rubrik fallen die Ammoniakpflanzen unserer Niedermoore. Auf die Einzelheiten dieser Beziehung hier weiter einzugehen, erübrigt sich, da das alles aus den Tabellen und graphischen Darstellungen zur Genüge abgeleitet werden kann. Besonders sei auf die Schachtelhalme-Arten hingewiesen.



Zwischen diesen Arten mit mächtigem Wurzelwerk gedeihen aber auf denselben Standorten auch Pflanzen mit merkwürdig kümmerlichen Wurzeln und dazu noch Einrichtungen, die auf eine geringe Wasser-Durchströmung deuten. Ein oberflächlicher Betrachter könnte kaum an die Lebensmöglichkeit solcher Pflanzen glauben. Betrachten wir uns aber den Stoff-Erwerb dieser Pflanzen genauer, so stossen wir auf mannigfache Besonderheiten. Gerade durch Vergleich mit den Ammoniakpflanzen werden wir diese Eigentümlichkeiten erst voll verstehen.

#### B. Salzparasiten.

Am einleuchtendsten dürften uns die Salz-Parasiten, wie etwa die *Pedicularis*-Arten sein. Sie nehmen einfach das Wurzelwerk anderer Pflanzen in Beschlag. Fast ausschliesslich spielen die Ammoniakpflanzen ihre Wirte.

#### C. Fleischfressende Pflanzen.

Es ist kein Zufall, dass fast alle diese Arten auf Rohhumus-Böden gedeihen. Ihre Wurzeln sind schlecht. Doch genügen sie auf feuchten Substraten, das Wasser zur Guttation herbeizuschaffen. Den Stickstoff aber beziehen sie durch den Fang und die Verdauung von Insekten (*Drosera*, *Dinaea*, *Pinguicula*, *Sarracenia*, *Utricularia* u. A.). - Auch die Epiphyten der Tropen (*Nepenthes*) dürften ebenso wenig Salpeter beziehen können, da ihnen der Stickstoff im Vogelkot, also in organischer Form, zugeführt wird.

#### D. Aus der Luft Stickstoff beziehende Arten.

Schmetterlingsblütler und Erlen sind auf diesen Standorten anzutreffen, ohne dass sie gerade ein besonders starkes Wurzelwerk besässen.

#### E. Mykotrophe Pflanzen.

Diese stellen den letzten Typ dar. Zu ihnen gehören u.a. die Orchideen. Die aus letzteren isolierten Pilze sind nicht imstande, aus der Luft Stickstoff zu binden. Der Sinn der Einrichtung muss also in anderer Richtung liegen. Jedenfalls zielt er auf eine eigentümliche Art der Stickstoff-Gewinnung. Bevor wir zu einer Formulierung der von MIERE und uns behaupteten Theorie der Mykotrophie schreiten können, müssen wir die Böden der anderen Mykotrophen betrachten. Ist auf ihnen auch die Salpeterbildung erschwert? - Siehe die Tabelle.

1. Die Sumpfböden, Nieder- und Hochmoorböden sind im vorstehenden behandelt worden.

2. Moorheiden. - Die Durchlüftung ist hier ganz gut. Teilweise aber verfilzen die oberflächlich gedeihenden Flechten den Boden. Die Ursache der Unterbindung der Salpeterbildung liegt im Mangel an Wasser und kohlen-sauren Kalksalzen. Die etwa vorhandenen Salpeterbakterien können sich nicht entfalten. Von einem hohen Salpetergehalt kann keine Rede sein. Ein entstehender Ortstein verhindert die Kommunikation mit dem Untergrunde.

3. Trockene Kalkböden von Steppen-artigem Charakter, etwa die Streuwiesen der oberbayrischen Hochebene, die Muschelkalkhöhen u. dergl. - Hier fehlt es an Wasser. Die Bakterien der Salpeterbildung sind in den Böden vorhanden. Aber ihre Tätigkeit ist auf eine nur kurze Zeitspanne beschränkt. Die nicht mykotrophen Pflanzen haben eine kurze Vegetationszeit und raffen durch starkes Wurzelwerk allen gebildeten Salpeter an sich. Die Orchideen dieser Standorte (*Orchis militaris*, *O. Morio*, *O. ustulatus*, *Ophrys*, *Herminium*, *Spiranthes*) sind ebenfalls periodische Pflanzen. Aber ihr Wurzelwerk ist verhältnismässig schwach. In den Pflanzen selbst kann man nie Salpeter nachweisen. Eine Abscheidung flüssigen Wassers fehlt ihnen. Einige Arten gehen auch auf die Moorheide. Die Gegensätze der Differenz von Stickstoff und Basen zwischen den Salpeterpflanzen und ihnen sind hier besonders deutlich. Eine Anhäufung von totem Pflanzenmaterial findet auch auf diesen Böden statt, doch ist der so gebildete Humus wasserärmer, also kompakter. Diese Böden bieten die Verhältnisse eines Ackers in trockenen Jahrgängen. Man findet dann im Herbst den Dung des Frühjahrs noch unverwest. Der Salpetergehalt dieser Böden ist nur in einer geringen Spanne Zeit vorhanden, dann aber sorgt eine leb-



hafte Konkurrenz dafür, dass den schlecht bewurzelten Arten wenig zukommt. Die starke Bildung von zähem Ton erschwert das Vordringen der Wurzeln und den Austausch im Boden selbst. Die selbständig lebenden Pflanzen besitzen ein intensives oder tiefgründiges Wurzelwerk, das eine kleine Bodenmenge feinst durchwühlt, oder aus tiefen Schichten die Nahrung heraufholt. Die mykotrophen Pflanzen wurzeln in den oberen Horizonten und sind meist Knollenpflanzen oder Zwiebelträger, die das ganze Jahr hindurch das Nährmaterial aufspeichern und zur feuchten Jahreszeit (Frühjahr) durch die dann mögliche Wasseraufnahme mit oft erstaunlicher Geschwindigkeit emporwachsen und blühen, um dann ebenso rasch zu verschwinden, wie sie gekommen sind. Das Pilzwachstum und ihre Verdauung in den Wurzeln beginnt vornehmlich im Herbst und dauert den ganzen Winter durch. Zur Blütezeit sind die Nebenwurzeln völlig mit verballten Pilzen erfüllt. Man könnte diese Böden als aride Mykorrhizen-Böden bezeichnen, im Gegensatz zu den humiden.

4. Tiefgründige Waldböden und Trockentorf. - Es ist eine bekannte Tatsache, dass man Ackerland schwer aufforsten kann. Der Boden muss erst Mulm bilden. Mit der Anhäufung von Humusstoffen steigt der Gehalt an organisch gebundenem Stickstoff. Erst wenn der Boden daran einen gewissen Vorrat hat, können die Waldpflanzen gut gedeihen, und diese sind zumeist mykotroph. Besonders die Bildungen des Waldes, die man als Trockentorf bezeichnet, und die Waldböden kalkarmer Gegenden sind die Fundorte dieser eigenartigen Pflanzen. Die Bildung des Trockentorfes hat etwas Ähnlichkeit mit der Moorbildung. Durch den Laubfall wird die organische Substanz jedes Jahr derart vermehrt, dass die niedere Lebewelt des Bodens sie nicht aufarbeiten kann. Der Trockentorf bildet sich besonders an solchen Stellen, wo das fehlende Moos eine Anhäufung von Laub und Nadelstreu befördert. Dadurch verarmt der Boden lokal an Basen auch auf kalkreichem Untergrunde. Die Salpeterbildung und Verrottung ist erschwert, wenn nicht ganz verhindert. In extremen Fällen konnten Salpeterbildner nicht nachgewiesen werden. Der Laubwald bildet mehr Mulm als der Nadelwald. Er neigt daher auch mehr zur Trockentorfbildung. Zudem verhindert ein dichtes Laubdach am Boden das Fortkommen völlig selbständig lebender Pflanzen. Sie sind daher der Standort von "pilzfressenden" Saprophyten. Es liegt hier sicher ein eigenartiger Typ von Mykotrophie vor (Nestwurz, Korallenwurz, Fichtenspargel). Mit dem Verarmen an Mineralstoffen entstehen ebenso, wie bei den Mooren, grössere Mengen freier Humussäuren, die durch ihre Verquellung den Luftzutritt noch erschweren. Die Regenwürmer fehlen an diesen Stellen. Es dürfte daher nicht verwundern, dass die Salpeterbildung aus Mangel an Sauerstoff zurücktritt. Interessant sind die Vorgänge der Besiedelung eines Trockentorf-Stückes, das durch Waldschlag in's freie kommt. Studiert man die Veränderung des Bodens in physikalischer und chemischer Beziehung, und den Wechsel der Kleinflora, so wird man den Wechsel der höheren Lebewelt auf einen andersartigen Erwerb des Stickstoffes zurückführen können. Zunächst besiedeln diese Flächen Flechten, die durch ihre Pilze dem Boden organischen Stickstoff entnehmen können. Auf sie kommen die Ericaceen, welche mit einem feinverzweigten Wurzelwerk den Trockentorf eher verfilzen als auflockern. Auch sie sind stark verpilzt. Allmählig treten die Torf-Zerstörer auf, wie *Molinia*, *Triodia*, *Nardus*. Die Nebenwurzeln dieser Gräser sind stark verpilzt. Die pilzfreien Triebwurzeln erreichen aber den Mineral-Untergrund und befördern somit die Durchmischung desselben mit dem Trockentorf. Man hat daher ein gewisses Recht, von Torfzerstörern zu reden. Da der Untergrund und der durchlöchernde Trockentorf nun besser durchlüftet wird, treten auch Regenwürmer auf. Die Durchmischung des Bodens und seine Mineralisation werden dadurch noch weiter geführt. Nach dieser Vorbereitung kommen auch selbständig lebende Gräser wie *Aira flexuosa*, *Calamagrostis*-Arten. Diese stossen noch tiefer in den Untergrund und lockern den Trockentorf dermassen auf, dass er als Staub beim Herausheben des Wurzelwerks sich abschütteln lässt. Die Salpeterbildung wird nun derart lebhaft, dass sich die eigentlichen Schlagpflanzen ansiedeln können. In ihnen kann man den Salpeter direkt nachweisen, z. B. Huflattich, *Senecio*. Wir sehen so den deutlichen Unterschied zwischen salpeterarmen und -reichen Böden und der damit verknüpften Floren. Hier Mykotrophe, dort Autotrophe. Letztere erhalten erst nach Verbrennung der sauren Humusstoffe ihre Existenzmöglichkeit. Was die Natur nur langsam vollzieht,



macht der Mensch, wenn er Wälder und Moore in Ackerland umwandelt, rascher. Durch Roden und Umbrechen beschleunigt er den Luft-Zuritt und die Durchmischung des obenauf liegenden Humus mit dem Untergrunde. In alten Zeiten hat man Wälder und Moore auch gebrannt, d.h. man hat die humösen Stoffe beseitigt und Basen auf den Boden gestreut. Um den Stickstoff, der im Humus steckt, nicht völlig zu verlieren, kalkt man die Böden nach Entwässerung stark, was eine lebhaftere Salpeterbildung zur Folge hat. Leider treten im so behandelten Ödlande nur allzu leicht die Salpeter zerstörenden Prozesse, begünstigt durch den Überschuss an organischen Stoffen, in den Vordergrund, sodass der Boden bald an Stickstoff verarmt. Die beste Methode ist sicherlich die Moorbeetkultur. Man führt auf das teilweise entwässerte Land Sand und Mergel. Diese saugen das Grundwasser nach oben in eine durchlüftete kalkreiche Decke. Nur hier findet eine Salpeterbildung statt, ohne dass eine Zersetzung desselben durch die Gegenwart reichlicher organischer Substanz und grosser Feuchtigkeit zu fürchten wäre. Eine Zufuhr von Phosphaten ist bei allen diesen Böden nötig da sie für die selbständigen Pflanzen zu arm daran sind. Man hat daher mit Recht den Phosphatmangel als einen Grund zur Torfmoorbildung angesehen, aber die Stickstofffrage dabei nicht bearbeitet (siehe GULLY in Mitt. d. K. B. Mooranstalt 1913, H. 5).

#### F. Epiphytische Mykotrophe.

Diesen wird der Stickstoff als Vogelkot ebenfalls in einer noch nicht verrottenen Form zugetragen. Sie fangen mit Nischenblättern und ähnlichen Einrichtungen ihn samt dem beigemengten Staube auf. Der Boden kann hier nach Mineralisation auch Autotrophen später ein Leben ermöglichen. Die Velamen-führenden Wurzeln tropischer Orchideen und Aroideen saugen dagegen die Nährstoffe darin auf und nützen sie durch ihre Pilze direkt aus ohne erst die Nitratbildung abzuwarten. Auch hier sehen wir die Mykotrophen an Stelle des Salpetermangels auftreten. Bei uns treten die Baumflechten an diese Stelle.

#### G. Hochgebirgsböden.

Hier ist die tiefe Temperatur und starke Feuchtigkeit daran schuld, dass sich im Boden viel Humusstoffe anhäufen und die Salpeterbildung langsam verläuft. Die ständigen Niederschläge waschen den Boden aus. In diesem Klima erfolgt mehr eine mechanische Zerkleinerung der Felsen als eine chemische Verarbeitung. Die Magnesium- und Kalkcarbonate sind im Boden nicht verteilt, können also die Humussäure nicht absättigen. Die Flechtenwelt ist hier reichlich vertreten, ebenso mykotrophe Pflanzen (siehe GULLY in Mitt. K. B. Moorkulturanst. H. 3).

Die Stickstoff-Bindung aus der Luft erfolgt auf allen diesen Böden. Versuche, eine aerobe, anaerobe und Algen-Stickstoffbindung nachzuweisen, hatten mehr oder minder Erfolg. Schmetterlingsblütler mit Knöllchen und Erlen besiedeln ebenfalls alle diese Standorte. An Stickstoffmangel leiden sie also nicht. Im Gegenteil sie sind ziemlich reich daran. Die Salpeterbildung aber ist mangelhaft. Es kommt zu keiner ausgiebigen Verarbeitung. Der Stickstoff liegt im Boden als ein totes Kapital, das nur die Mykotrophen zu heben imstande sind. Der Sinn dieser Einrichtung liegt also in einer Gewinnung des Stickstoffes aus den organischen oder sonstwie schwer zugänglichen Verbindungen. Die selbständig lebenden Pflanzen sind auf den Salpeter oder, wie wir gesehen haben, auf das Ammon angewiesen. Ihr Vorkommen ist von einer weitgehenden Mineralisation abhängig. Den Pilzen und damit auch den mit ihnen vergesellschafteten Pflanzen sind bei Gegenwart von viel Kohlenstoff-Verbindungen die toten Kapitalien des Bodens an Stickstoff zugänglich. In wie weit aber ausser bei den Erlen ein Stickstoffgewinn aus der Luft direkt stattfindet, ist allerdings noch nicht genügend aufgeklärt. Bei den Orchideen findet er aber nicht statt. Die Böden, die diese eigenartigen Bedingungen aufweisen, sind der Fundort der Mykotrophen und, soferne es nicht allzu feucht ist, auch der Flechten. Da eine Mineralisation auch auf den guten Wiesenböden nur allmählig verläuft, so ist für eine geringe Zahl Mykotrophe auch hier noch ein Plätzchen vorhanden. Zu einem Vorkommen dieser Pflanzen kann es erst kommen, wenn der Boden "krankt". Auf den gut durchlüfteten und besonders mit Kunstdünger bearbeitetem Ackerlande finden



diese Pflanzen keine Lebensmöglichkeit, ebensowenig auf dem salpeterreichen Ruderalboden. Die Pilzverdauung geht zu langsam vonstatten, als dass die Pflanzen nicht von den andern überwuchert werden könnten. Man kann von einem Vikariieren von Salpeterpflanzen und Pilzverdauenden reden. Ist diese Annahme richtig, so müssen alle Mykotrophen mehr Stickstoff in dem Körper führen als dem Bindungsvermögen der Basen für Salpetersäure entspricht. Das ist tatsächlich der Fall.

Zum Schlusse wollen wir noch einen kurzen Blick auf den Bau der Mykotrophen werfen. Wir wollen sie nach ihren Standorten anordnen:

1. Die Epiphyten. - Diese saugen die Rohstoffe im Velamen fest und schaffen dadurch den Pilzen und Bakterien Siedelungsplätze. Diese Pflanzen müssen an Ort und Stelle studiert werden. Bei uns geben die Flechten der Bäume und Steine ein Abbild davon. Es ist eine bekannte Tatsache, dass sich diese besonders an solchen Punkten ansiedeln, wo Vögel ihren Kot entleeren. Manche Erdpflanzen (*Aspidistra*, *Spiranthes*) arbeiten ähnlich. Es sind eigentlich Epiphyten, die im Erdboden stecken.

2. Mykotrophe von immer oder doch zeitweilig feuchten Böden: Orchideen, Enziane, Wintergrün, Lilien u. a. - Ihr Wurzelwerk ist dick und auffallend gering verzweigt. Die Wasserdurchströmung ist äusserst mangelhaft. Beim Eintreten einer Trockenperiode ziehen diese Pflanzen ein. Sie lassen selbst ihre Wurzeln absterben. Es finden sich daher besondere Einrichtungen zum Festhalten der Pilze.

3. Pflanzen des Torfmooses. - Hier sind die Verhältnisse ganz eigenartig gelagert. Die ziemlich hohe Mooschicht saugt die Nährstoffe in ihre Blätter ein. In den Hohlräumen derselben wohnen Algen und Bakterien. Wir finden daher bei *Malaxis* ähnliche Verhältnisse. Die Wurzel verkümmert, dagegen übernimmt der Stamm und die Blätter die Einrichtung der Torfmoose. Hierin gedeihen die Pilze. Sie verarbeiten den Rohsaft und die darin vorhandenen Körper. Das Torfmoos selbst verhindert auf diesen Böden die Bildung von Ammoniak. Die Rohstoffe werden von oben in die Pflanze hinab und vielleicht auch von unten nach oben hinaufgezogen.

4. Die Ericaceen des Torfmooses nehmen mit ihrem feinen intensiven Wurzelwerk die Nährstoffe durch die Pilze auf. Sie bearbeiten ein kleines Bodenstück. Die immergrünen Blätter verdunsten auch im Winter. Wenn auch Einrichtungen zur Verminderung der Verdunstung vorhanden sind, so muss das Wurzelwerk dennoch stark sein um in der ungünstigen kalten Jahreszeit Wasser herbeischaffen zu können. Es ist daher kein Wunder, dass sie ebenso in der extremen Trockenheit der Heiden wie in den feuchtesten Torfmoosen leben können. Das gleiche ist beim Pfeifengras, *Nardus* und *Sesleria* der Fall. Nur besitzen diese Gräser auch noch in den Untergrund gehende Wurzeln. Einen besondern Typ stellen die chlorophyllosen Saprophyten dar. Sie brauchen nur zeitweilig oberirdische Organe, ihre Wasserleitungsorgane sind verkümmert oder fehlen in grossen Teilen der Pflanze ganz: *Epipogon*. Eine Transpiration ist unnötig. Sie beziehen auch den Kohlenstoff ganz oder zum grössten Teil aus den Pilzen. In wie weit das auch bei den andern Mykotrophen stattfinden kann, bedarf noch der Untersuchung. Die Verdauung der Pilze im Winter bei den Daktylorchis-Arten weist darauf hin. Am schlechtesten sind die Bäume mit ektotropher Mykorrhiza bearbeitet. Über sie wollen wir uns, da uns Erfahrungen fehlen, nicht äussern. Da die Mykotrophen in ihrer Gesamtheit das Wasser nur dazu brauchen, um ihren Verdunstungsverlust zu decken, ein Wachstum zu ermöglichen und um Kohlenhydrate zu bilden, so braucht die Wasserdurchströmung nur geringfügig zu sein. Die selbständig lebenden Pflanzen dagegen schaffen mit dem Wasser auch die Nährsalze herbei. Organe zur Förderung der Wasserabgabe, wie bei den andern Pflanzen ihrer Standorte, fehlen den Mykotrophen völlig. Es gibt natürlich auch Übergangsbildungen wie z. B. das Tausendgüldenkraut, *Haleborine*, Frauenschuh. Diese nähern sich mehr den selbständigen Pflanzen in Ernährungsart und Bau. Es findet sich eine rege Transpiration durch weite und reichliche Blattflächen, viel offene Spaltöffnungen, Ausscheidung von Wasser in Tropfen. Die Böden der Mykorrhizen-Pflanzen liefern zudem viel Kohlensäure. Die Pflanzen haben für Assimilation keine grossen Flächen nötig. Inwie weit viele von ihnen ausser den extremen Saprophyten auch noch den Kohlenstoff durch die Pilze beziehen, wird noch zu untersuchen sein. Durch ihre Pilzernährung sind sie besonders geeignet, auch trockene Standorte zu beziehen, ja sie sind von der Bodenfeuchtigkeit in weiten Grenzen unabhängig. Wir finden daher viele immergrüne Pflanzen unter ihnen.



Diese können auch dann noch Kohlenstoff gewinnen und Eiweiss bilden, wenn den andern Pflanzen durch die Trockenheit und Kälte die Aufnahme von Nährsalzlösungen unmöglich ist.

## TABELLEN.

## A. PFLANZEN DES NIEDERMOORS (Mustermoor, Mödishofen).

	NK	AK	N-Über- schuss	Basen- Über- schuss	Gutta- tion	K, Ca darin
<u>Autotrophe.</u>						
<i>Alisma Plantago</i> .....	8,923	6,527	25,72		+++	
<i>Mentha aquatica</i> .....	6,913	5,487	20,63		+++	-, -
<i>Potentilla Tormentilla</i> .....	5,299	4,792	9,57		+++	
<i>Primula farinosa</i> .....	4,568	5,474		16,55	?	
<i>Carduus defloratus</i> .....	6,326	4,928	21,80		+++	
<i>Galium Mollugo</i> .....	6,923	3,391	50,93		+++	
<i>Galium palustre</i> .....	4,079	3,572	12,43		+++	
<i>Galium uliginosum</i> .....	5,329	4,345	18,47		+++	
<i>Ranunculus Flammula</i> .....	5,158	4,105	20,42		+++	
<i>Cirsium palustre</i> .....	3,642	5,028		27,57	+++	
<i>Lychnis Flos-cuculi</i> .....	3,606	4,330		16,72	?	
<i>Equisetum palustre</i> .....	7,757	6,879	11,09		+++	-, +
<i>Menyanthes trifoliata</i> .....	7,587	7,120	6,16		+++	
<i>Cardamine pratensis (frische Pfl.)</i>	1,848	0,990	46,43		+++	
<i>Eriophorum polystachyum</i> .....	4,833	2,053	57,40		?	
<i>Carex disticha</i> .....	4,834	2,845	41,15		+++	
<i>Carex flava</i> .....	3,996	1,693	57,63		+++	
<i>Briza media</i> .....	2,946	2,315	21,43		+++	
<i>Heleocharis palustris</i> .....	4,782	2,471	48,33		+++	
<u>Mykotrophe.</u>						
<i>Molinia caerulea</i> .....	4,695	1,945	58,10		+++	
<i>Linum catharticum</i> .....	3,611	3,640		0,800	-	
<i>Helleborine palustris</i> .....	4,266	4,523		6,00	+++	
<i>Euphorbia Cyparissias</i> .....	7,844	5,605	28,54		-	
<i>Euphorbia verrucosa</i> .....	9,601	5,809	39,50		-	
<i>Polygala vulgaris</i> .....	11,841	1,855	84,34		-	
<u>Bakteriotrophe.</u>						
<i>Medicago lupulina</i> .....	8,417	4,313	48,28		-	
<i>Lotus corniculatus</i> .....	8,679	4,412	49,16		-	

## B. PFLANZEN DES HOCHMOORS UND WALDMOORS.

<u>Mykotrophe.</u>						
<i>Vaccinium uliginosum</i> .....	2,248	1,812	19,11		-	-
<i>Vaccinium Myrtillus</i> .....	3,370	2,432	27,84		-	-
<i>Vaccinium Oxycoccus</i> .....	2,583	2,026	21,57		-	-
<i>Andromeda polifolia</i> .....	1,951	1,205	41,69		-	-
<i>Drosera (Insektivore!)</i> .....	3,701	3,557	4,10		+++	-
<u>Autotrophe.</u>						
<i>Carex spec.</i> .....	3,572	2,732	23,01		+++	-
<i>Eriophorum alpinum</i> .....	3,557	1,835	48,51		?	-
<i>Sphagnum</i> .....	3,136	1,398	55,33		-	-
<i>Aulacomnium palustre</i> .....	2,129	2,003	5,93		-	-
<i>Juncus squarrosus</i> .....	2,939	0,740	73,93		+++	-



	NK	AK	N-Über- schuss	Basen- Über- schuss	Gutta- tion	K, Ca darin
<b>C. PFLANZEN DES WALD-TROCKENTORFS.</b>						
<i>Lycopodium clavatum</i> .....	2,693	1,188	54,60	-	-	-
<i>Equisetum silvaticum</i> .....	6,670	5,316	20,60	-	-	-
<b>D. SONSTIGE MYKOTROPHE.</b>						
<i>Gentiana acaulis</i> .....	3,054	1,359	55,65	-	-	-
<i>Arnica montana</i> .....	4,977	4,402	11,55	-	-	-
<i>Gagea lutea</i> .....	9,653	6,153	36,20	-	-	-
<i>Centaureum minus</i> .....	3,631	3,043	16,20	-	+	-
<i>Monotropa hypopithys</i> .....	3,166	3,309	-	6,02	-	-
<i>Polygala Chamaebuxus</i> .....	3,837	0,991	-	-	-	-
<b>E. SONSTIGE AUTOTROPHE, guter Standort, d.h. mit N H<sub>3</sub>.</b>						
<b>a. Ohne Guttation.</b>						
<i>Lithospermum officinale</i> .....	4,585	6,189	-	25,32	-	-
<i>Sedum acre</i> .....	2,931	6,226	-	52,92	-	-
<i>Saponaria officinalis</i> .....	3,115	3,116	-	-	-	-
<b>b. Mit Guttation.</b>						
<i>Spergula arvensis</i> .....	9,659	10,832	-	10,82	+++	-,-
<i>Papaver Rhoeas</i> .....	4,179	7,604	-	45,04	+++	+,+
<i>Adoxa moschatellina</i> .....	4,126	7,254	-	44,20	++	-
<i>Equisetum arvense</i> .....	7,524	8,314	-	9,56	+++	+,+
<i>Secale cereale</i> .....	1,999	1,052	42,49	-	+++	+,+
<i>Triticum vulgare</i> .....	2,351	1,210	45,94	-	+++	+,+
<i>Avena sativa</i> .....	2,416	1,576	36,35	-	+++	+,+
<i>Hordeum vulgare</i> .....	3,116	1,684	45,95	-	+++	+,+
<b>F. ORCHIDEEN.</b>						
<i>Orchis Morio</i> .....	6,812	3,011	55,80	-	-	-
<i>Orchis militaris</i> .....	4,998	3,465	30,64	-	-	-
<i>Orchis ustulatus</i> .....	6,366	3,628	43,01	-	-	-
<i>Orchis latifolius</i> .....	6,462	3,437	46,81	-	±	-
<i>Chamaeorchis alpinus</i> .....	4,210	3,104	26,22	-	-	-
<i>Gymnadenia conopea</i> .....	4,092	2,900	34,33	-	-	-
<i>Ceoleglossum viride</i> .....	3,615	2,212	38,85	-	-	-
<i>Ophrys</i> .....	8,766	3,976	51,12	-	-	-
<i>Goodyera repens</i> .....	3,707	2,208	40,44	-	-	-
<i>Listera ovata</i> .....	6,905	7,617	-	9,35	++	-
<i>Listera cordata</i> .....	6,304	3,883	38,41	-	-	-
<i>Helleborine palustris</i> .....	4,260	4,532	-	6,00	+++	-,-
<i>Helleborine rubiginosa</i> .....	5,268	5,875	-	10,10	+++	-,-
<i>Helleborine sessilifolia</i> .....	6,985	5,143	26,37	-	-	-,-
<i>Spiranthes autumnalis</i> .....	8,901	6,025	32,30	-	-	-
<i>Coralliorhiza trifida</i> .....	6,211	3,353	46,38	-	-	-
<i>Achroanthes monophyllus</i> .....	4,400	3,389	24,14	-	-	-
<i>Neottia nidus-avis</i> .....	7,921	2,985	62,32	-	-	-
<i>Nigritella nigra</i> .....	6,089	3,310	45,61	-	-	-



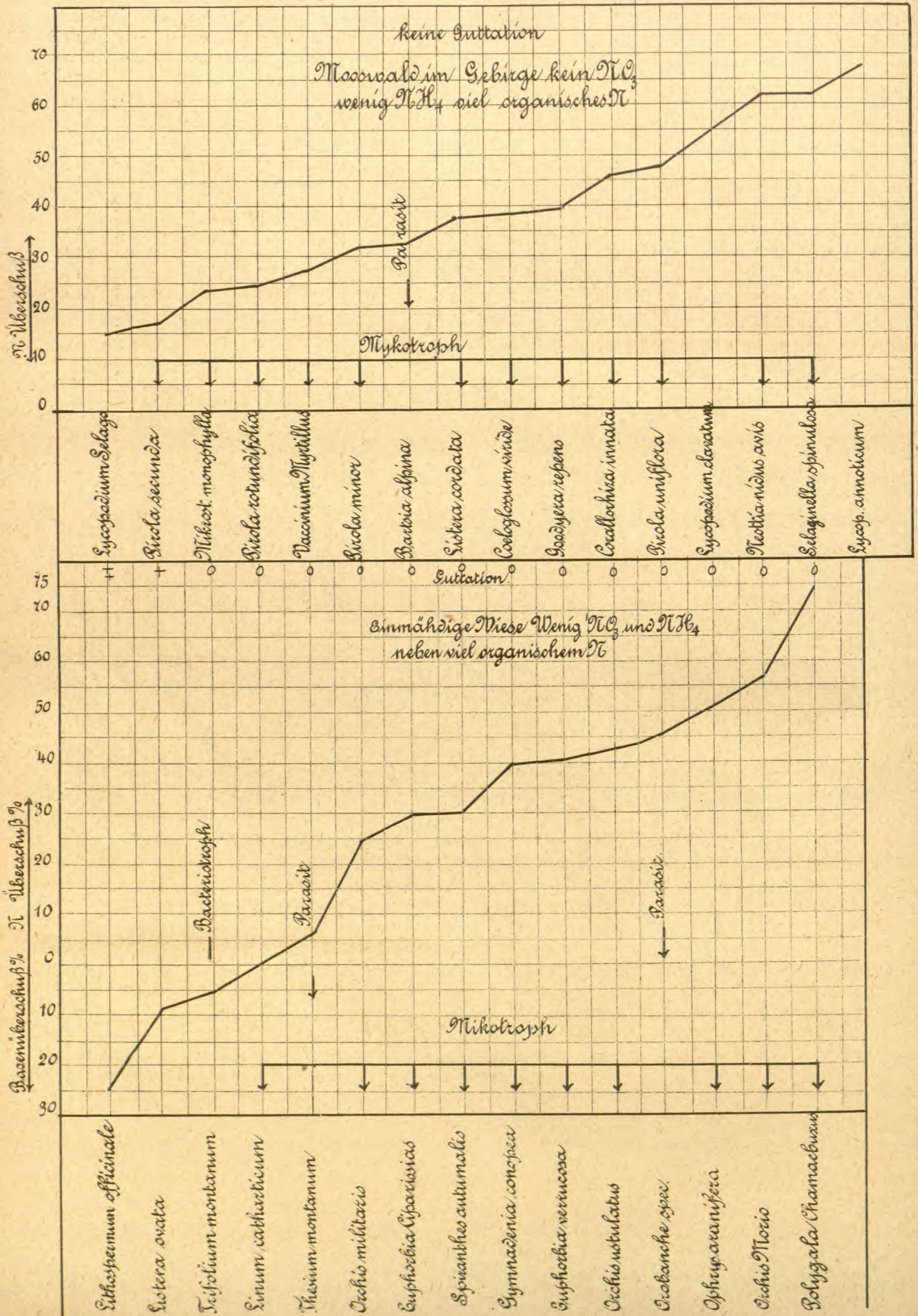
	NK	AK	N-Über- schuss	Basen- Über- schuss	Gutta- tion	K, Ca darin	Myko- tro- phie.
<i>G. PFLANZEN DES MOORWALDES IM GEBIRGE.</i>							
<u>Mykotrophe.</u>							
<i>Pirola uniflora</i> .....	4,396	2,284	48,04		-		+++
<i>Pirola secunda</i> .....	3,724	3,081	17,27		-		++
<i>Pirola minor</i> .....	3,734	2,548	31,83		-		+++
<i>Pirola rotundifolia</i> .....	3,483	2,620	25,37		-		++
<i>Selaginella selaginoides</i> .....	5,607	2,161	61,46		-		+++
<u>Parasit.</u>							
<i>Bartsia alpina</i> .....	5,081	3,349	33,31		-		
<u>Autotrophe.</u>							
<i>Lycopodium Selago</i> .....	2,177	1,761	14,52		-		-
<i>Lycopodium annotinum</i> .....	3,159	0,996	68,45		-		-
<i>H. PFLANZEN EINER TROCKENEN STEINHALDE.</i>							
<u>Autotrophe.</u>							
<i>Valeriana montana</i> .....	3,268	3,511		4,07	+++	+, -	-
<i>Helleborine atropurpurea</i> .....	5,268	5,875		10,10	++	-, -	-
<i>Brunella gran diflora</i> .....	3,153	5,977		46,80	+++	+, -	-
<i>Selaginella helvetica</i> .....	3,432	4,885		29,74	?	?	-
<u>Mykotrophe.</u>							
<i>Anthericum ramosum</i> .....	4,751	5,064		6,18	-	-	+
<u>Bakteriotrophe.</u>							
<i>Coronilla Emerus</i> .....	6,543	8,467		22,72	-	-	-
<i>Coronilla vaginalis</i> .....	5,081	6,815		25,45	-	-	-

## ZUR BODENBAKTERIOLOGISCHEN UNTERSUCHUNG.

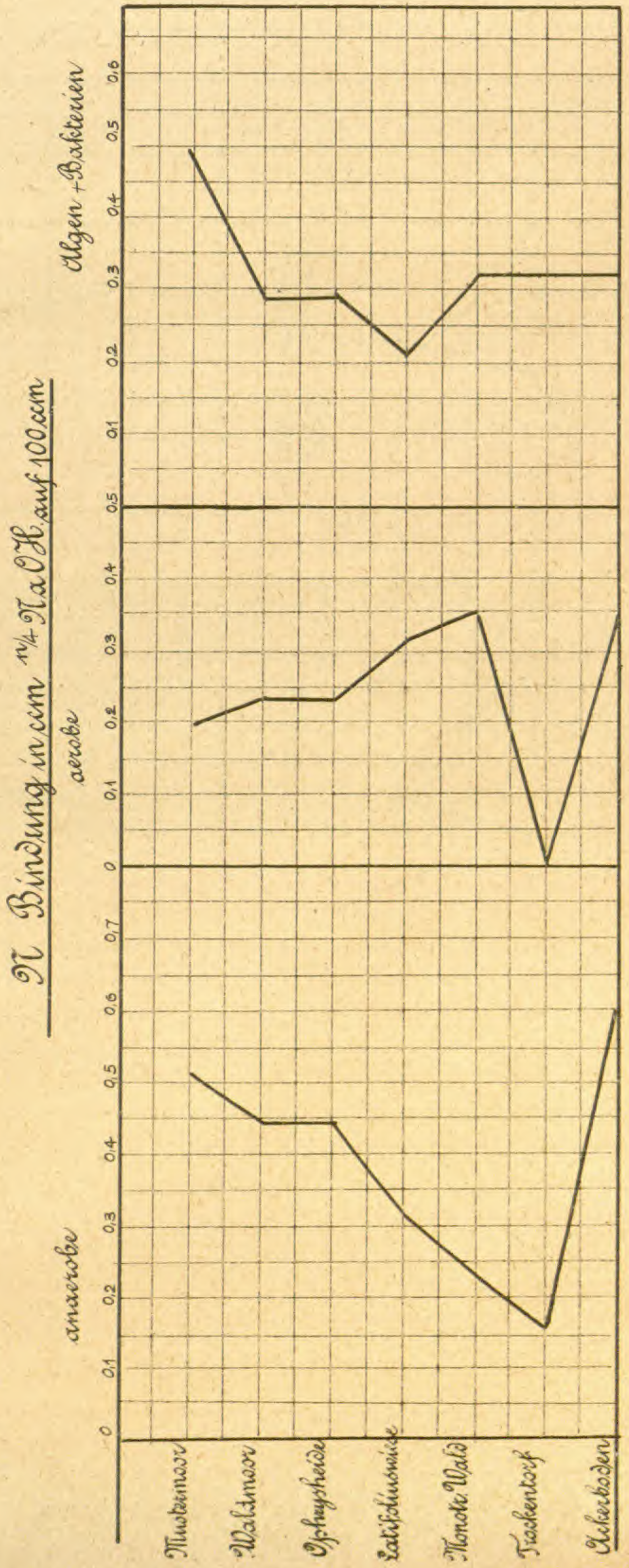
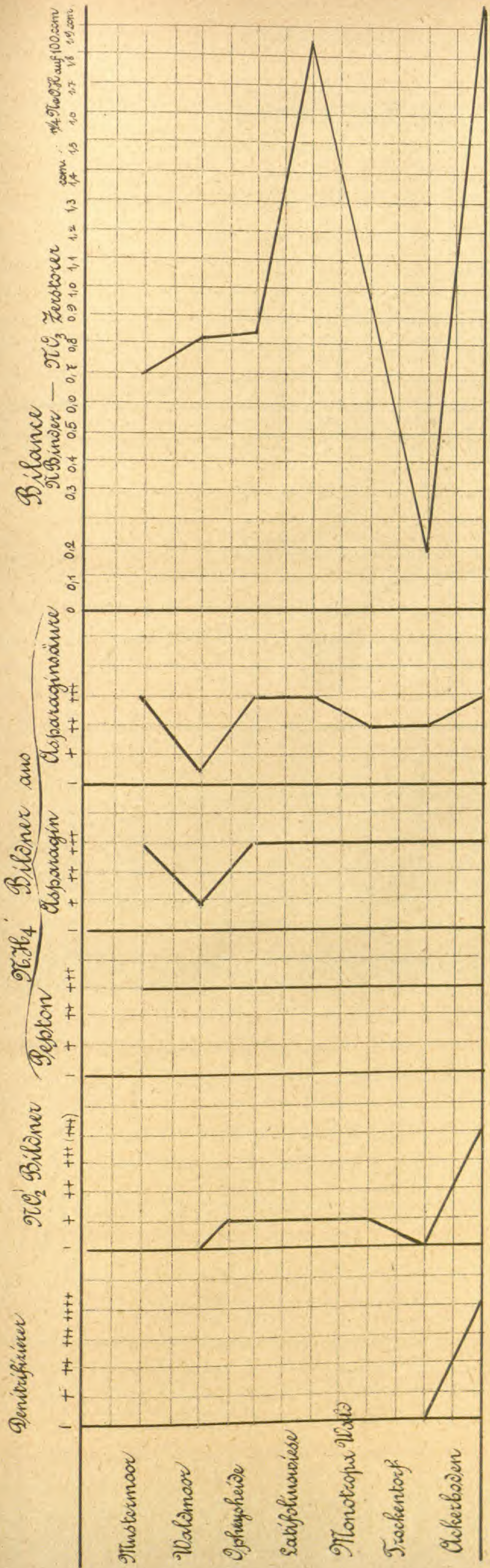
Bodenart	Deni- trif. Arten	NO <sub>2</sub> Bil- dner	NH <sub>3</sub> -Bildner			N-Binder		Algen	Bilanz N-Bindung. weniger NO <sub>3</sub> -Zer- störung
			Pept- ton	Aspa- ragin.	Aspa- ragin- säure.	ana- erob.	aerob		
Mustermoor	-	-	+++	+++	+++	10,51	0,19	0,45	+0,71
Waldmoor	-	-	+++	++	±	10,44	0,23	0,28	+0,83
Ophrysheide	-	+	+++	+++	+++	10,44	0,23	0,28	+0,86
Latifoliuserde	-	+	+++	+++	+++	10,31	0,31	0,21	+1,92
Monotropa-Boden	-	+	+++	+++	++	10,23	0,35	0,32	+0,96
Trockentorf	-	-	+++	+++	++	10,15	0,00	0,32	+0,19
Ackerboden	+++	+++	+++	+++		10,62	0,32	0,32	+2,00



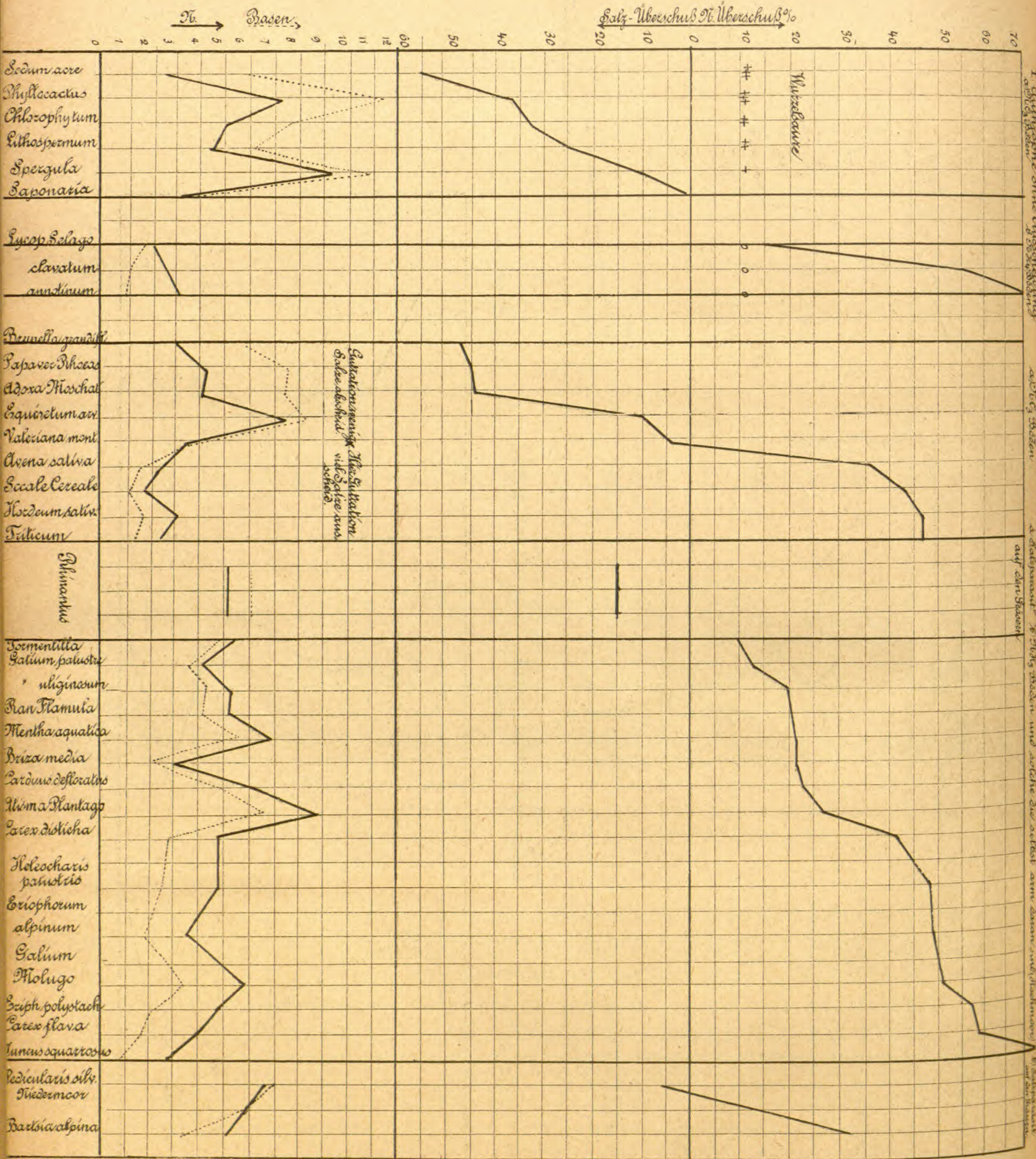
Bodenvergleiche











I. Gattungen ohne Mykorrhizung

II. Gattungen mit Mykorrhizung

auf dem Boden

III. Gattungen mit Mykorrhizung (Stilgen) sowie auf ihrem natürlichen Standort (Stilgen) und solche die selbst am Boden mykorrhizieren

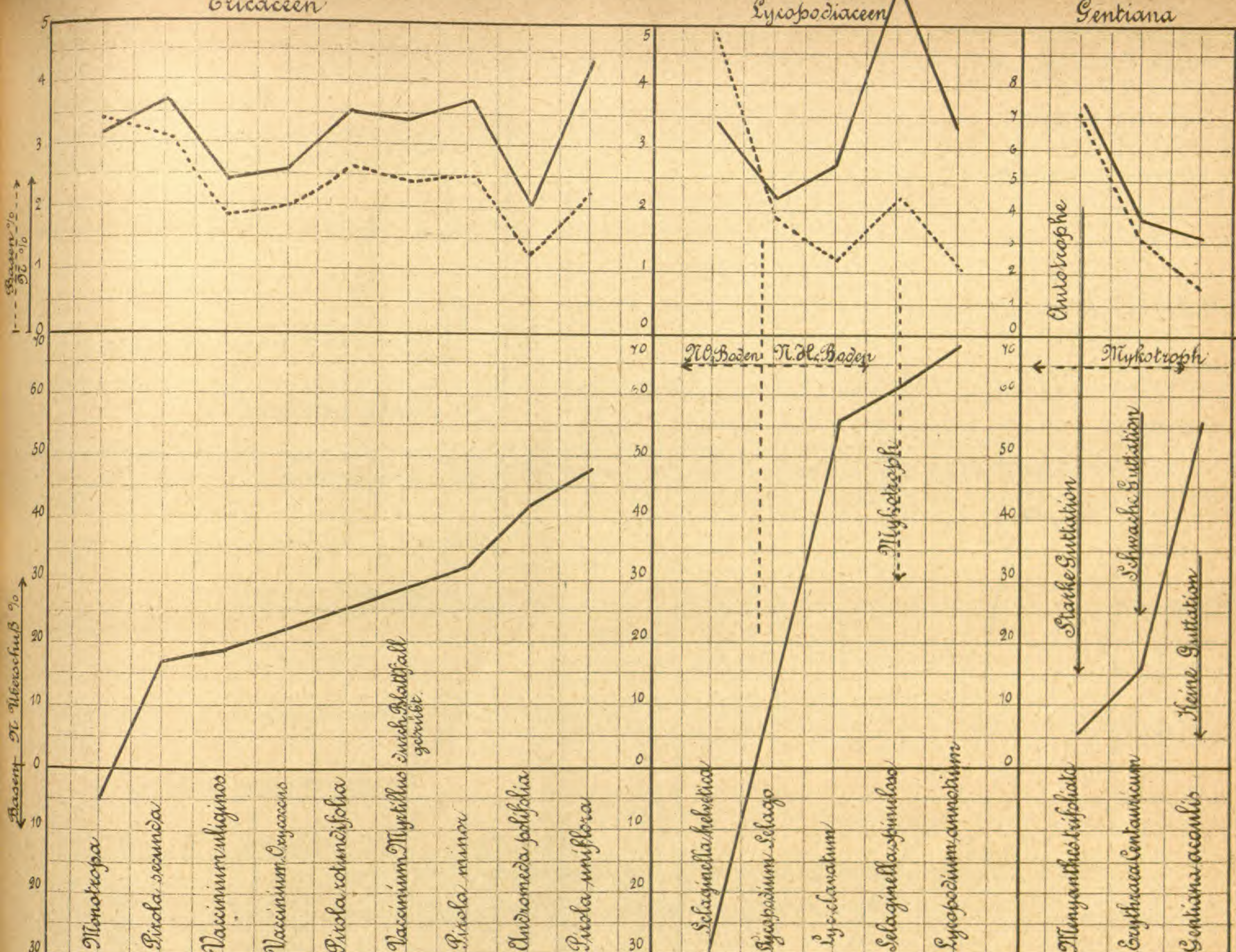
auf dem Boden



Ericaceen

Lycopodiaceen

Gentiana



N.O. Boden N.H. Boden

Autotrophe Mykrotrophe

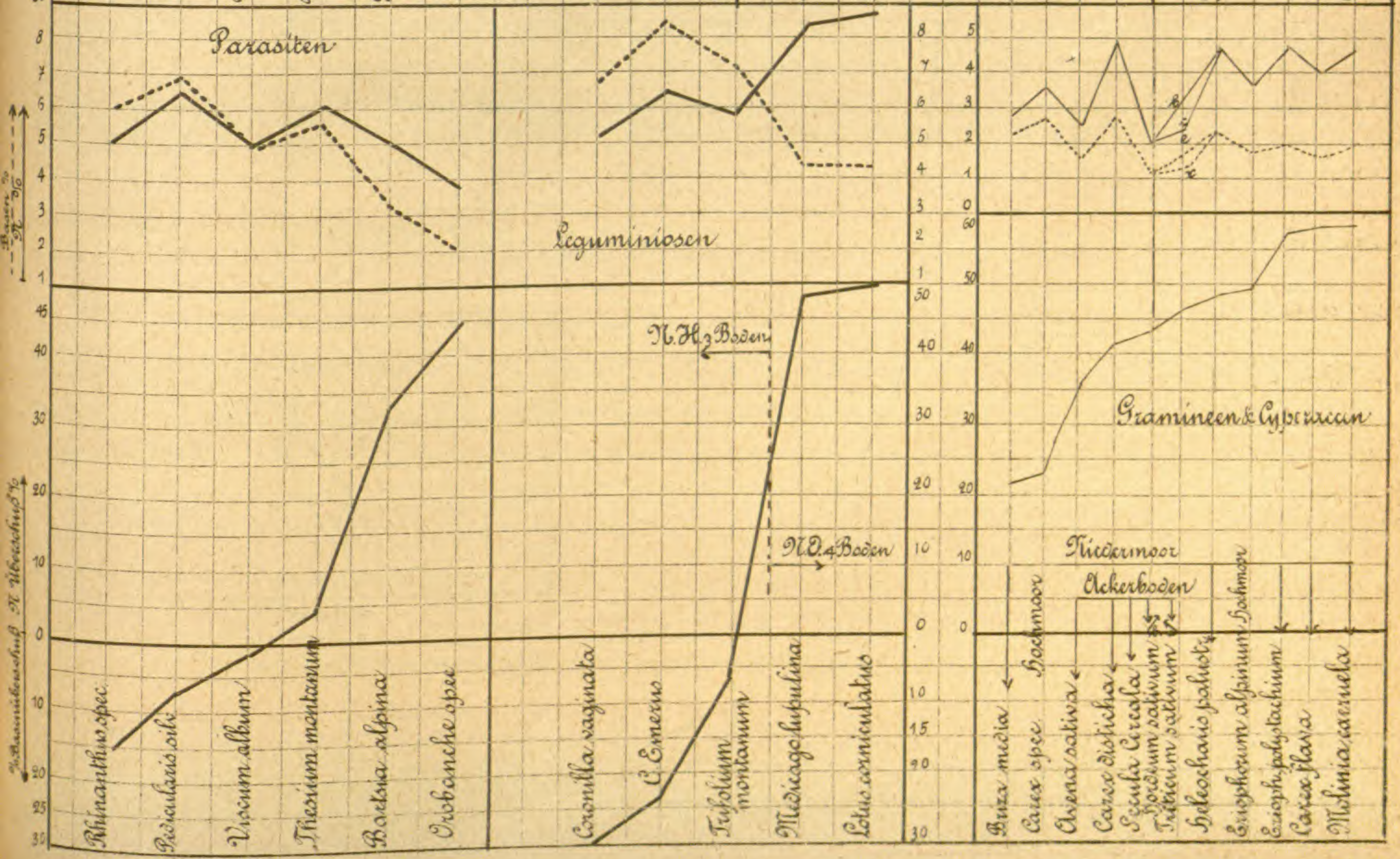
Starke Enttation Schwache Enttation Keine Enttation

Mykrotrophe

Parasiten

Leguminiosen

Gramineen & Cyperaceen



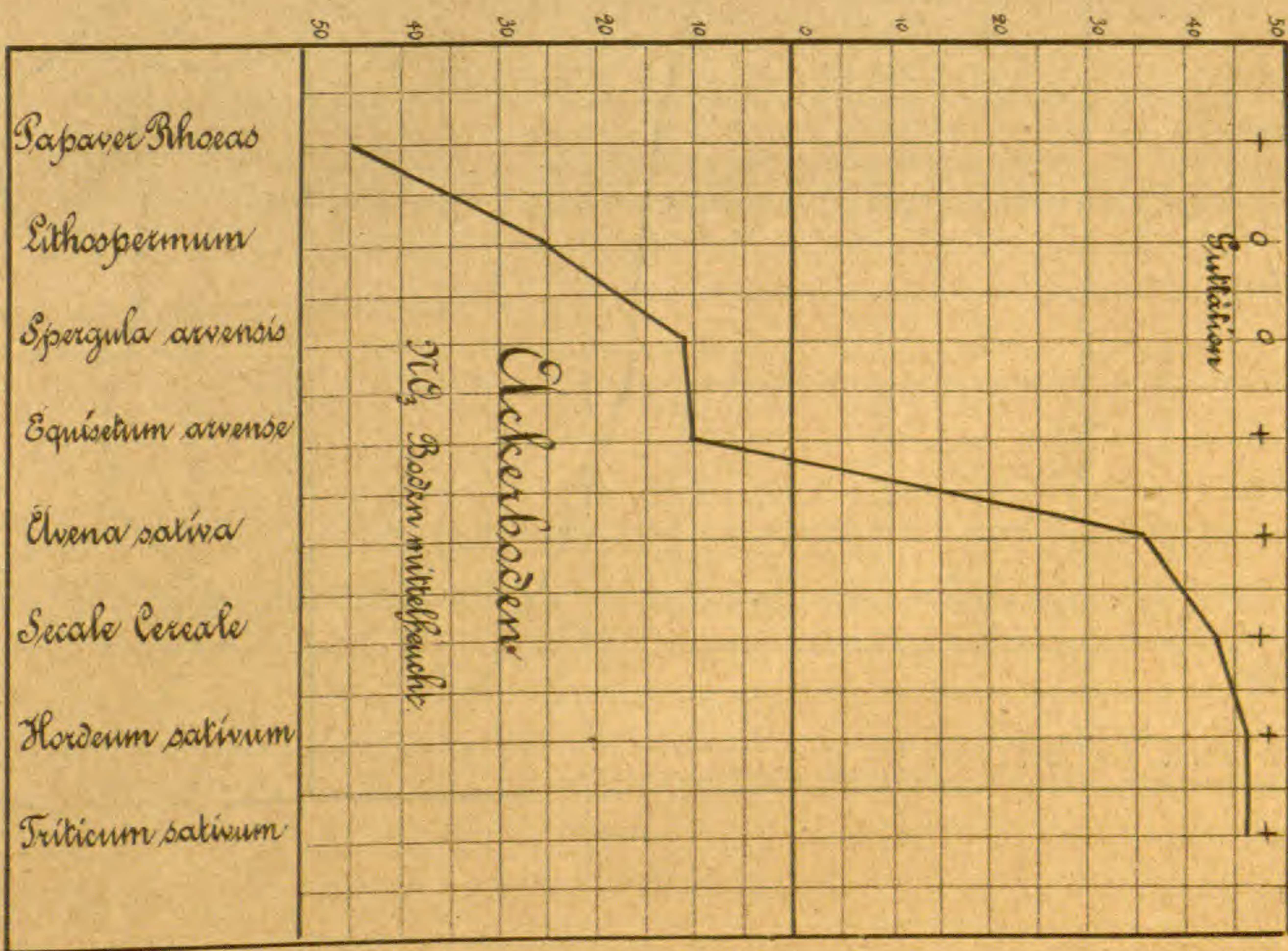
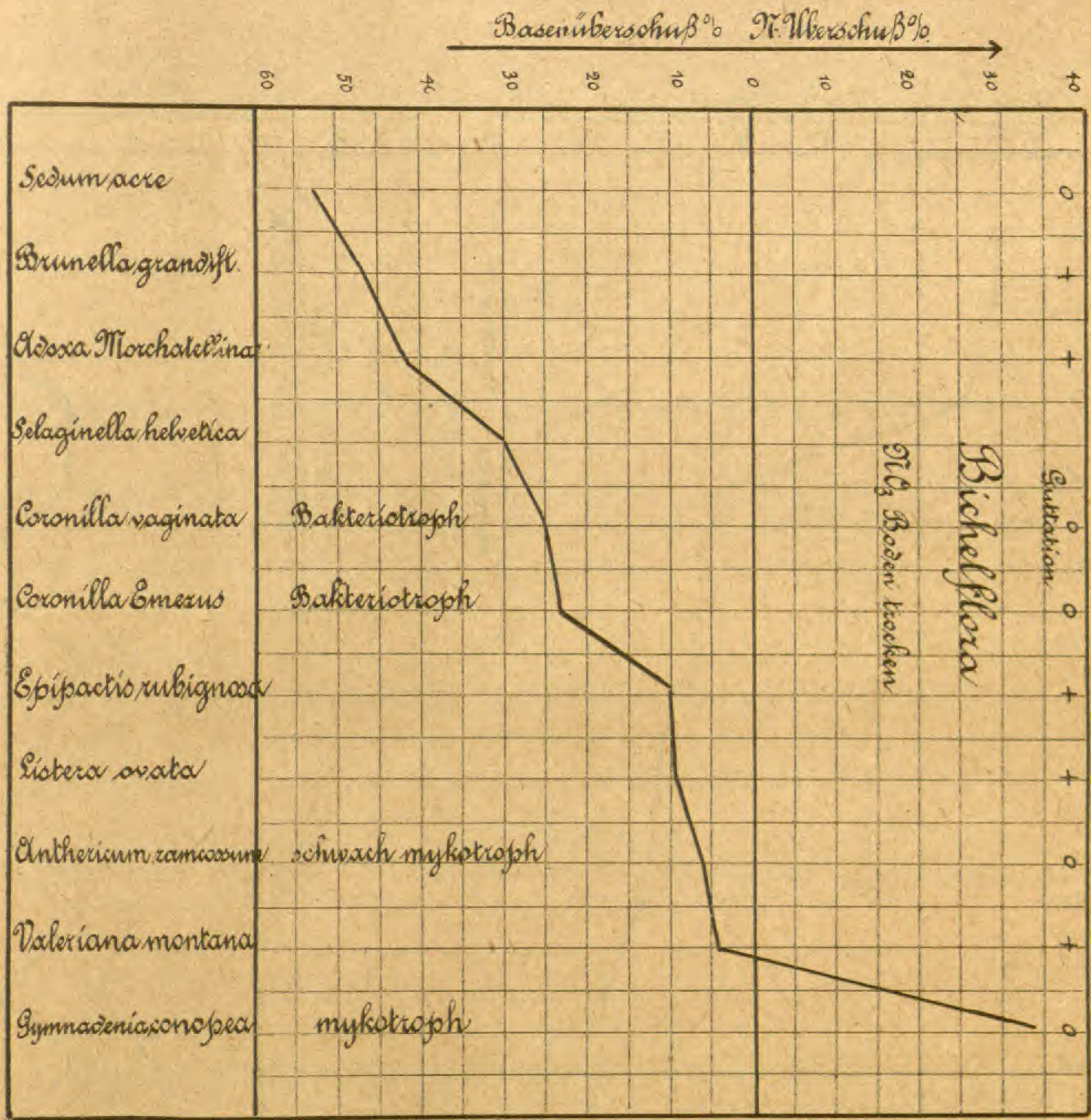
N.H. Boden N.O. Boden

Niedermoor Ackerboden Hochmoor

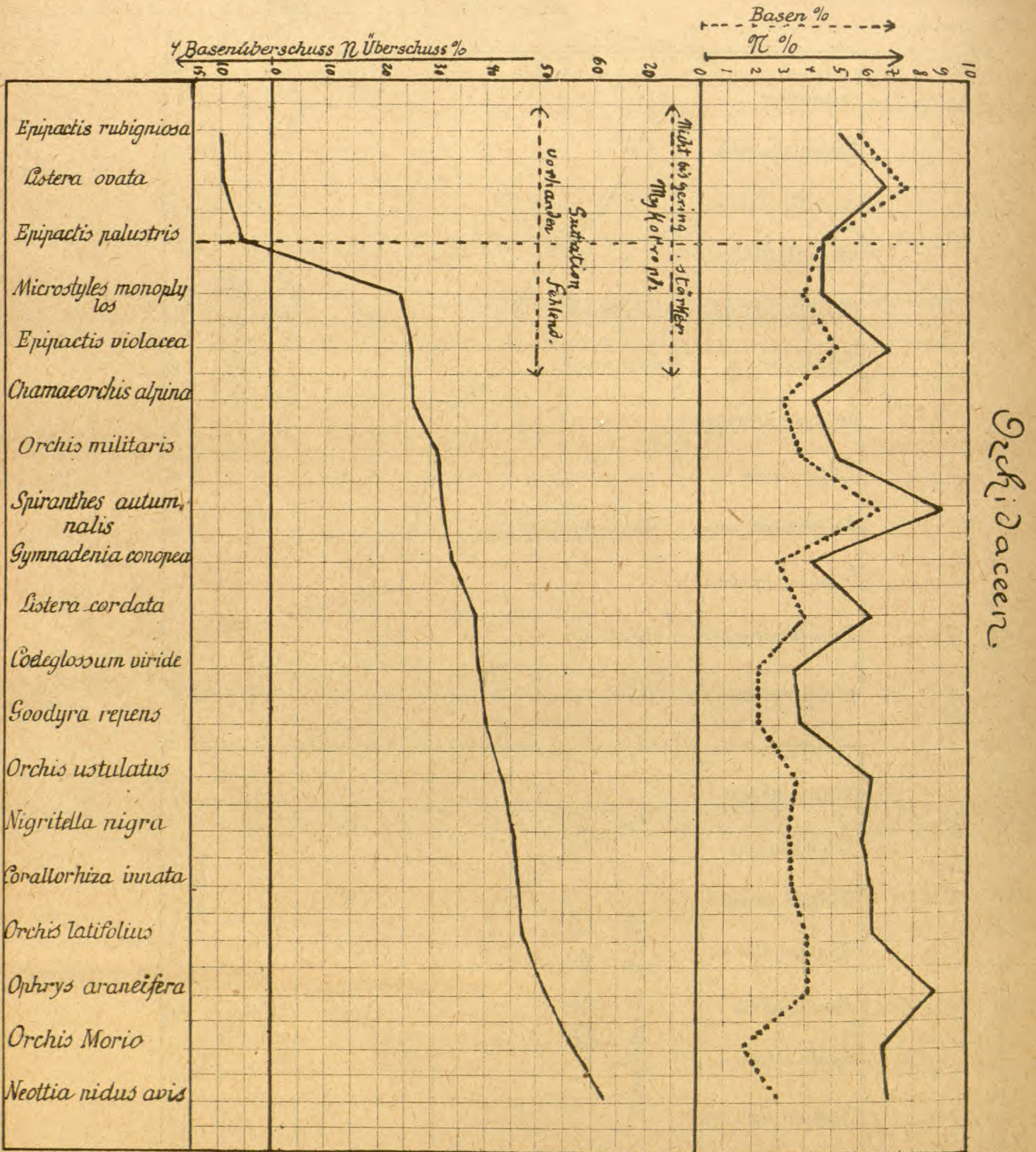








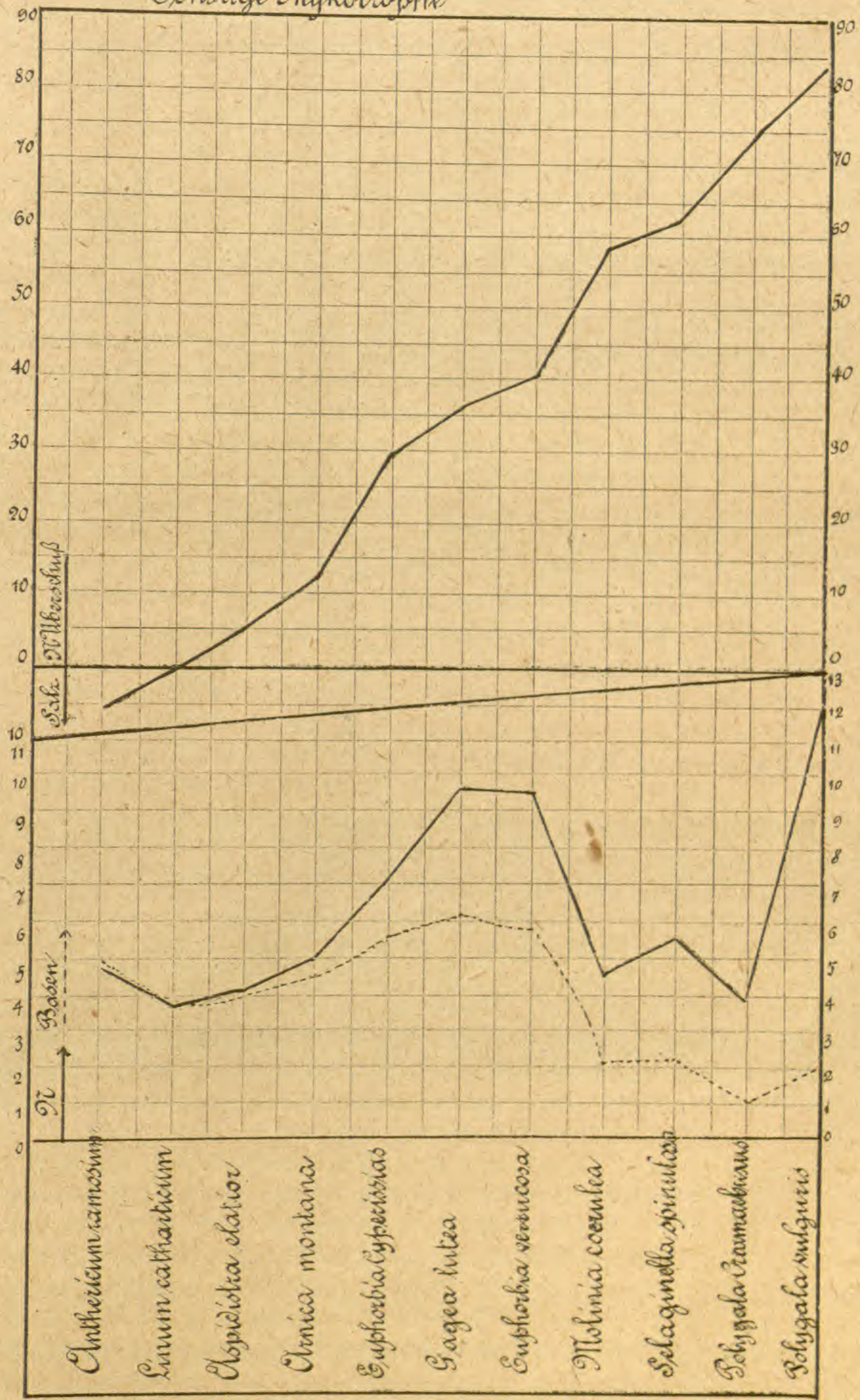




Orchidaceen



Sonstige Mykorrhizae





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

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Botanisches Archiv. Zeitschrift für die gesamte Botanik](#)

Jahr/Year: 1923

Band/Volume: [3](#)

Autor(en)/Author(s): Fuchs A., Ziegenspeck Hermann

Artikel/Article: [Aus der Monographie des Orchis Traunsteineri Sauter. II. Teil: Mykorrhiza und Boden., 237-261](#)