

GÖTTINGER
BODENKUNDLICHE
BERICHTE

18

1971

**Im Selbstverlag der Anstalten für
Bodenkunde der Universität Göttingen**

Herausgeber: B. Meyer und B. Ulrich

Schriftleitung: P. Hugenroth

Bestellungen über:

Institut für Bodenkunde, Göttingen, von Siebold-Str. 4

**Institut für Bodenkunde und Waldernährung,
Göttingen, Büsgenweg 2**

oder den Buchhandel (Gewährung von Wiederverkäufer-Rabatt)

Selbstkostenpreis

DM

GÖTTINGER BODENKUNDLICHE BERICHTE 18

1971

Göttinger Bodenkundliche Berichte 18, 1 - 37

(1971)

I N H A L T

Fleige, H., Meyer, B., u. Scholz, H.:	
Fraktionierung des Boden-Stickstoffs für N-Haushalts-	
Bilanzen	1
 Fleige, H., Meyer, B., u. Scholz, H.:	
Bilanz und Umwandlung der Bindungs-Formen von Boden-	
und Dünger-Stickstoff (^{15}N) in einer Acker-Parabraun-	
erde aus Löss	39
 Kickuth, R., Schwarz, R., u. Steubing, L.:	
Wasserhaushalt von <i>Scirpus lacustris</i> L.	
(Arbeiten zur Beziehung Wasserhaushalt höherer Pflan-	
zen-Vererdung und Aufbereitung von Schlämmen)	87

Fleige, H., Meyer, B., u. Scholz, H.:

**Fraktionierung des Boden – Stickstoffs
für N – Haushalts – Bilanzen**

**Göttinger Bodenkundliche Berichte 18, 1 – 37
(1971)**

1 Ü B E R B L I C K

2 M E T H O D I S C H E G R U N D L A G E N

"STICKSTOFF-FRAKTIONIERUNG UNTER ANWENDUNG
DER KJELDAHL-DESTILLATION"

2.1 GESAMT-N

2.2 AMMONIUM, NITRAT und NITRIT

2.3 FIXIERTES AMMONIUM

2.3.1 Methode

2.3.2 Verfälschung durch organisch gebundene
N-Formen

2.3.3 Art der verfälschenden N-Bindungsformen

2.4 HYDROLYSIERBARER ORGANISCH GEBUNDENER STICKSTOFF

2.4.1 Hydrolysen-Dauer

2.4.2 Fraktionierung des Hydrolysats

in: "Amid-N", "Aminozucker-N",
"α-Amino-N" und "Hydrolysat-Rest-N"

2.5 NICHTHYDROLYSIERBARER ORGANISCH (HETEROCYCLISCH)
GEBUNDENER STICKSTOFF

2.6 STATISTISCHE PRÜFUNG DER GESAMTMETHODE

3 M A S S E N S P E K T R O M E T R I S C H E R

¹⁵N - N A C H W E I S I N M A R K I E R T E N N -
F R A K T I O N E N

4 METHODEN - BESCHREIBUNG

4.1 GESAMT-N

4.2 AMMONIUM, NITRAT und NITRIT (austauschbar)

4.3 FIXIERTES AMMONIUM

4.4 HYDROLYSIERBARER ORGANISCH GEBUNDENER STICKSTOFF

Auftrennung in:

"AMID-N", AMINZUCKER-N", " α -AMINO-N" und

"HYDROLYSAT-REST-N"

4.5 NICHT HYDROLYSIERBARER ORGANISCH (HETEROCYCLISCH)
GEBUNDENER STICKSTOFF

4.6 MASSENSPEKTROMETRIE

5 ZUSAMMENFASSUNG

6 LITERATUR

1 Ü B E R B L I C K

Für die quantitative Aufschlüsselung der verschiedenen Stickstoff-Fractionen des Bodens bieten sich u. a. die von BREMNER et al. (1,2,3,8,18) ausgearbeiteten Methoden an, die auf dem Destillations-Verfahren nach Kjeldahl beruhen. Die vorliegende Arbeit soll diese Methoden einer kritischen experimentellen Prüfung und Erweiterung unterwerfen mit dem Ziel, sie für die Erfassung des jahreszeitlichen Ganges der N-Umverteilung, des N-Haushaltes und der N-Bilanz im Boden anwendbar zu machen.

Dabei soll insbesondere die methodische Kombination der chemischen Fraktionierung mit der massenspektrometrischen Analyse markierter N-Verbindungen im Vordergrund stehen.

2 M E T H O D I S C H E G R U N D L A G E N

"STICKSTOFF-FRAKTIONIERUNG UNTER ANWENDUNG DER KJELDahl-DESTILLATION"

Auf der Basis der Kjeldahl-Destillation lassen sich in Anlehnung an die von BREMNER u. Mitarbeitern (1,2,3,8,18) erarbeiteten Fraktionierungs-Methoden folgende N-Bindungsformen des Bodens erfassen: Man vergleiche hierzu Abb. 1.

A. Gesamt-N

B. NH_4^+

- | | | |
|-----|--|---|
| B.a | in der Bodenlösung gelöst, $\text{NH}_4^+ (l)$ | } nur gemeinsam
bestimmbar $\text{NH}_4^+ (a)$ |
| B.b | an den Austauschern gebunden, $\text{NH}_4^+ (s)$ | |
| B.c | in den Dreischicht-Tonmineralen fixiert, $\text{NH}_4^+ f$ | |

C. NO_3^-

- | | | |
|-----|---|---|
| C.a | in der Bodenlösung gelöst, $\text{NO}_3^- (l)$ | } nur gemeinsam
bestimmbar $\text{NO}_3^- (a)$ |
| C.b | an den Austauschern gebunden, $\text{NO}_3^- (s)$ | |

D. NO_2^-

- | | | |
|-----|---|---|
| D.a | in der Bodenlösung gelöst, $\text{NO}_2^- (l)$ | } nur gemeinsam
bestimmbar $\text{NO}_2^- (a)$ |
| D.b | an den Austauschern gebunden, $\text{NO}_2^- (s)$ | |

E. Organisch gebundenes N

E.a Hydrolysierbare N-Bindungs-Formen

E.a.a Amid-N

E.a.b Aminosucker-N

E.a.c α -Aminosäure-N

E.a.d Rest-N des Hydrolysats

E.b Nichthydrolysierbares (heterocyclisches) N

2.1 GESAMT-N

Die zur Ges.-N-Bestimmung im Boden nach Kjeldahl angewendeten Methoden basieren auf dem Aufschluß mit konzentrierter Schwefelsäure. Sie unterscheiden sich in der Art der anzuwendenden Katalysatoren und Reduktionsmittel für die Überführung von NO_3^- und NO_2^- in NH_4^+ . Zur Ges.-N-Bestimmung einschließlich Nitrat und Nitrit werden folgende drei Modifikationen am häufigsten angewendet:

1. DAVISSON u. PARSONS (12): Alkalische Reduktion mit Devarda-Legierung.
2. COPE (11) : Selicylsäure.
3. OLSON (22) : Nach Nitrit-Oxydation mit Kaliumpermanganat
Reduktion mit reduziertem Eisen.

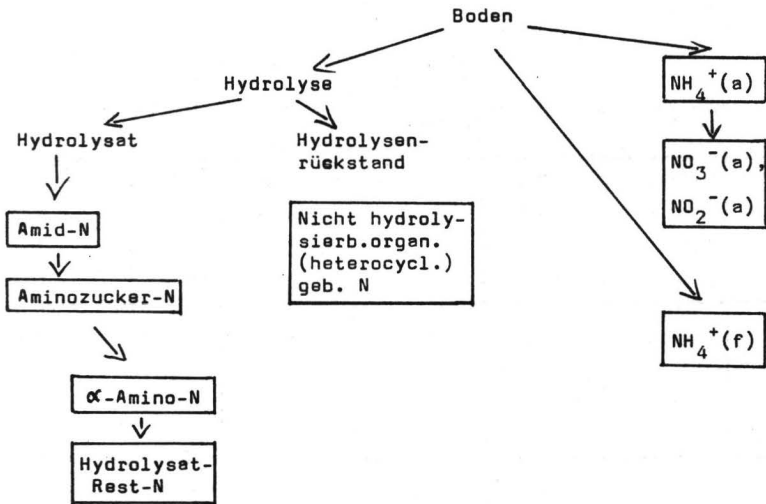
Zusätze von Natrium- und Kaliumsulfat erhöhen den Siedepunkt während des Aufschlusses. Als Katalysatoren werden Selen-Reaktionsgemisch, Kupfer und Quecksilber verwendet.

Im folgenden wird aufgrund eigener Vergleichs-Untersuchungen folgendes Standard-Verfahren verwendet:

Erster Aufschluß: Konzentrierte Phenolschwefelsäure, Natriumthiosulfat (zur NO_3^- - und NO_2^- -Reduktion), Selen-Reaktionsgemisch, Kaliumsulfat und nochmals konzentrierte Schwefelsäure (Näheres siehe unter "Methoden-Beschreibung!")

Wie der Vergleich zwischen den aufgrund dieses Aufschlusses gewonnenen N-Mengen und den durch Elementar-Analyse bestimmten Werten in Tab. 1 zeigt, ist der hier angewendete N-Aufschluß nicht ganz vollständig. Bis zu 2.5 % des elementar-analytisch bestimmten N werden zu wenig bestimmt. Diese Differenzmengen lassen sich durch einen zweiten Aufschluß am Destillations-Rückstand des ersten Aufschlusses erfassen.

Abb. 1: Schema der N-Fraktionierung und der N-Fraktionen



Zweiter Aufschluß: Konzentrierte Schwefelsäure, Selen-Reaktionsgemisch, Kaliumsulfat.

Tab. 1: Ges.-N in μg pro g Boden im 1. und 2. Aufschluß im Vergleich mit der Elementar-Analyse

Probe	1. Aufschluß	2. Aufschluß	Blindwert bei 1h Aufschluß-Dauer	ΣN	Ges.-N Elementar-Analyse
Schwarzerde,	2111,2	19,6	28,0	2130,8	2130
Ap 0-20 cm,	2113,6	18,2		2131,8	
Löß	2111,2	23,8		2135,0	
Rosdorf/Gött.	2114,0	19,6		2133,6	
Parabraun- erde	1582,0	6,0		1588,0	1587
Ah, Wald, 0-10 cm					
Löß, Wöhle/Hildesh.					

Wie später im Zusammenhang mit der Freisetzung des organisch gebundenen N zu zeigen sein wird, entspricht die im 2. Aufschluß gewonnene N-Menge etwa der, die auch durch die K-Hypobromid-Vertreibung des organischen N nicht erschlossen wird. Es handelt sich dabei mit großer Wahrscheinlichkeit nicht um Ammonium-Ionen, die im Zwischenschichtraum von Dreischicht-Tonmineralen fixiert sind, sondern um organisch gebundene N-Formen, die in "Humuskohle" eingeschlossen vorzuliegen scheinen (C/N-Verhältnisse > 30).

Trotz der Kleinheit der N-Mengen, die im 2. Aufschluß zusätzlich gewonnen werden, kommt diesen eine gewisse Aussagekraft in bodengenetischer Hinsicht zu. Profil-Untersuchungen an einer Boden-Entwicklungsreihe Schwarzerde → Griserde (Parabraunerde mit Durchschlammung von schwarzem Ton aus dem A_h -Horizont) im Raum um Hildesheim (vgl. FLEIGE et al., 14) zeigten folgendes: In den Horizonten, in denen die Hauptmasse der organischen Substanz in Form von fest an den Ton gebundenen Humaten vorliegt, ist der Prozent-Anteil des im 2. Aufschluß gewonnenen N am Ges.-N besonders hoch (bis 2.5 %). Dies gilt für Ton-Infiltrations-Horizonte innerhalb des alten Schwarzerde-A-Horizontes wie auch für normale B_t -Horizonte. In den A_h - bzw. Ap-Horizonten 0-20 cm nimmt der Prozent-Anteil innerhalb der

Aufhellungsreihe Schwerzerde → Parabraunerde von ca. 1.9 auf 0.8 % ab.
Die Notwendigkeit eines 2. Aufschluß-Ganges wäre damit in erster Linie von der Art der bodenkundlichen Fragestellung abhängig.

2.2 AMMONIUM, NITRAT und NITRIT

In zwei Arbeitsgängen mit insgesamt vier Teilschritten werden diese drei N-Fractionen des Bodens (vgl. 2.1, Ba und Bb, Ca und Cb, Da und Db) durch direkte Destillation im Kjeldahl-Apparat bestimmt. Ausgenommen bleibt das in den Dreischicht-Tonmineralen fixierte Ammonium.

Arbeitsgang I:

Teilschritt 1: Bestimmung des Ammoniums: 2 g Boden, 10 ml 2 n KCl, 0.5 g MgO,

Teilschritt 2: Bestimmung von Nitrat und Nitrit zusammen am Rückstand von 1, Zusatz von 0.5 g Devarda-Legierung.

Arbeitsgang II:

Teilschritt 1: Bestimmung des Ammoniums wie unter I, 1,

Teilschritt 2: Zugabe von 2 ml Sulfaminsäure, dadurch Entweichen von Nitrit-N als N_2 , Bestimmung von Nitrat wie unter I, 2 durch Zusatz von Devarda-Legierung.

Mengen-Errechnung: Ammonium-N aus I, 1 bzw. II, 1

Nitrat-N aus II, 2

Nitrit-N aus I, 2 minus II, 2

Da es sich bei diesen Fraktionen um gelöste, salzförmig vorliegende und sorptiv gebundene N-Formen handelt, die nicht weiter aufgetrennt werden können, wird im folgenden diesen Fraktionen der Index "a" (austauschbar) gegeben.

METHODISCHE VORUNTERSUCHUNGEN

Bei der Direkt-Bestimmung der 3 Fraktionen in der Kjeldahl-Apparatur wird der Boden stark erhitzt bei schwach alkalischem Milieu in Anwesenheit von K und Mg. Dadurch könnten

a) NH_2 -Gruppen der organischen Substanz freigesetzt werden und

b) fixierte NH_4 -Ionen aus den Dreischicht-Tonmineralen in Lösung gebracht werden.

Zu a: Wie schon KEENEY u. BREMNER (18) zeigten, werden erst ab pH $\gg$ 8 labile organische N-Verbindungen freigesetzt, die die erfaßten NH_4^+ -Mengen verfälschen können.

Zu b: Austausch-Versuche durch Schütteln des Bodens in KCl-Lösung bei Raum-Temperatur und Destillation des Dekantats gaben im Vergleich zur Direkt-Destillation keine Abweichungen zwischen den ermittelten Ammonium-Mengen.

Gegenüber den Empfehlungen von KEENEY u. BREMNER (8, 18) ergab sich die Notwendigkeit, die Zusatz-Mengen an MgO , Devarda-Legierung und Sulfaminsäure-Lösung zu erhöhen.

Reproduzierbarkeit:

Zur Bestimmung der Reproduzierbarkeit wurden Destillationen mit eingestellten Lösungen und mit Bodenproben durchgeführt, denen vorher bestimmte Mengen an Ammonium, Nitrat und Nitrit angeboten worden waren.

Lösungen: Wie Tab. 2 zeigt, decken sich die durch Direkt-Destillation gefundenen N-Mengen mit der jeweiligen Vorlage.

Tab. 2: Destillations-Ergebnisse in $\mu\text{g N}$ von Eichlösungen

Vorlage			destillierte Mengen			
NH_4^+	NO_3^-	NO_2^-	NH_4^+	$\text{NO}_3^- + \text{NO}_2^-$	NO_3^-	NO_2^-
			I,1 bzw. II,1	I,2	II,2	I,2-II,2
einzeln u. gemischt		einzeln u. gemischt				
700	700	700	701.4	1398.6	698.6	700.0
			700.0	1401.0	701.4	699.6
			700.0	1400.0	700.0	700.0
			701.4	1397.2	698.6	698.6
			698.6	1400.0	700.0	700.0

Bodenproben: Lufttrockene 10 g-Proben eines kalkhaltigen Lösses (Lengler, wj 2 α) und des Rosdorfer Schwarzerde- A_h -Horizontes wurden mit je 70 $\mu\text{g N}$ pro g Boden (n/100 Lösungen) versetzt und eingetrocknet.

Dabei wurden Ammonium und Nitrat einzeln und im Gemisch angeboten. Bei Nitrit-Angebot ergeben sich bei der Destillation Minderbestimmungen, die auf gasförmige N-Verluste während der Vorbehandlung infolge Ammon-Nitrit- und evtl. von-Slyke-Reaktion zurückzuführen sind. Tab. 3 bringt die Destillations-Ergebnisse dieser vorbehandelten Bodenproben.

Tab. 3: Destillations-Ergebnisse in $\mu\text{g N pro g Boden}$ an unvorbehandelten und mit Ammonium, Nitrat und Ammonium/Nitrat-Gemisch vorbehandelten Bodenproben (Die Schwarzerde-Probe ist frei von Nitrit).

Probe	zugesezte Mengen an		destillierte Mengen an	
	Ammonium-N	Nitrat-N	Ammonium-N	Nitrat-N
Löß	0	0	0	0
	70	70	0	68.6
			0	70.0
			0	70.0
			0	71.4
Schwarzerde	0	0	25.2	14.0
			25.2	14.0
			26.6	14.0
			25.2	15.4
	70	70	96.6	85.4
			98.0	84.0
			95.2	84.0
			95.2	85.4

Es zeigt sich, daß der kalkhaltige Löß die ihm angebotene Ammonium-Menge restlos fixiert (vgl. hierzu die Ergebnisse für $\text{NH}_4(\text{f})$ in Tab. 4), während der Schwarzerde-Ap sämtliches angebotene Ammonium in leicht austauschbarer Form bindet. Das angebotene Nitrat wird in beiden Fällen vollständig wiedergefunden.

KorngröÙe:

Reproduzierbare Ergebnisse lieÙen sich nur erzielen, wenn die Bodenproben der Schluff-, Lehm- und Tonböden durch intensives Zerdrücken und Passieren eines $63 \mu\text{-Sieves}$ ausreichend homogenisiert waren.

Der zurückbleibende, fast N-freie Sand-Anteil ist bei der späteren Verrechnung der %-Gehalte zu berücksichtigen. Bei Sandböden erwies sich die Siebung auf < 2 mm als ausreichend.

2.3 FIXIERTES AMMONIUM

2.3.1 Methode

SILVA u. BREMNER (26) haben mehrere ältere Methoden zur Bestimmung des mineralisch fixierten Ammoniums an einem bestimmten Boden verglichen und starke Abweichungen gefunden, was Tab. 4 zeigt.

Tab. 4: Methoden-Vergleich zur Bestimmung des mineralisch fixierten Ammoniums (in ppm) an Clarence Soil (nach SILVA u. BREMNER)

Methode nach:	NH_4^+	Standardabweichung
RODRIGUES (23)	554	10 ppm
SCHACHTSCHABEL (24)	302	10
BREMNER (7)	181	2-6
DHARIVAL u. STEVENSON (13)	160	2-6
MOGILEVKINA (21)	64	-

Die von SILVA u. BREMNER (26) daraufhin neu entwickelte und von uns angewendete Methode hat nach Angabe der Autoren eine Standard-Abweichung von 1 ppm.

Die organische Substanz des Bodens wird durch Kaliumhypobromid im stark alkalischen Milieu aufoxydiert und das organisch gebundene N wie auch das NH_4 (a) dabei gasförmig entbunden. Der Bodenrückstand wird mit einem HF/HCl-Gemisch aufgeschlossen. Das dabei in Lösung gehende abdestillierbare N wird als "fixiertes Ammonium" bezeichnet. Da SILVA u. BREMNER fanden, daß durch die K-Hypobromid-Behandlung allein nur durchschnittlich 94% des organischen C und 98% des organischen N freigesetzt werden (eigene Elementar-Analysen brachten ähnliche Ergebnisse), ist anzunehmen, daß die nach anschließendem

Säure-Aufschluß gewonnene Fraktion "fixiertes Ammonium" neben dem wirklich mineralisch fixierten Ammonium auch schwer oxidierbare organische N-Anteile (siehe "Huminkohle" in Absatz 2.1) enthält.

Anstelle des HF/HCl-Aufschlusses führen wir einen Schwefelsäure-Aufschluß durch, der genau so vollständig ist (siehe Tab. 5). Schon bei der Ges.-N-Bestimmung hatte sich gezeigt, daß nach dem ersten H_2SO_4 -Aufschluß und der dann folgenden alkalischen Destillations-Behandlung der 2. Schwefelsäure-Aufschluß des Destillations-Rückstandes den darin noch verbliebenen Stickstoff vollständig erfaßte. Das Gleiche gilt hier für den H_2SO_4 -Aufschluß nach der alkalischen K-Hypobromid-Vorbehandlung. Wiederholungen des anschließenden Schwefelsäure-Aufschlusses brachten keinen weiteren Stickstoff mehr in Lösung.

Tabelle 5 bringt einen Vergleich der beiden Aufschluß-Verfahren am Beispiel der bereits in Tab. 3 untersuchten unvorbehandelten und mit Ammonium-Zusätzen vorbehandelten Bodenproben. Es zeigt sich, daß die beiden Säure-Aufschluß-Verfahren gleichwertig sind. Interessant ist, daß bei dem stark Ammonium fixierenden Löß die angebotene und restlos fixierte Ammonium-N-Menge durch den Bestimmungsgang vollständig wiedergewonnen wird, womit sich die Trennschärfe dieser Methode bestätigt.

Tab. 5: Fixiertes Ammonium nach K-Hypobromid-Behandlung und verschiedenen Säure-Aufschlüssen (Angaben in μg N pro g Boden)

Probe	Zugesetzte Menge an Ammonium-N	Fixiertes N nach Aufschluß mit	
		HF/HCl	H_2SO_4
Löß	0	120.0	121.8
		121.8	121.8
		121.8	120.0
	70	189.0	190.4
		190.4	190.4
		190.4	191.8
Schwarz-erde	0	126.0	126.0
		127.4	126.0
		127.4	127.4

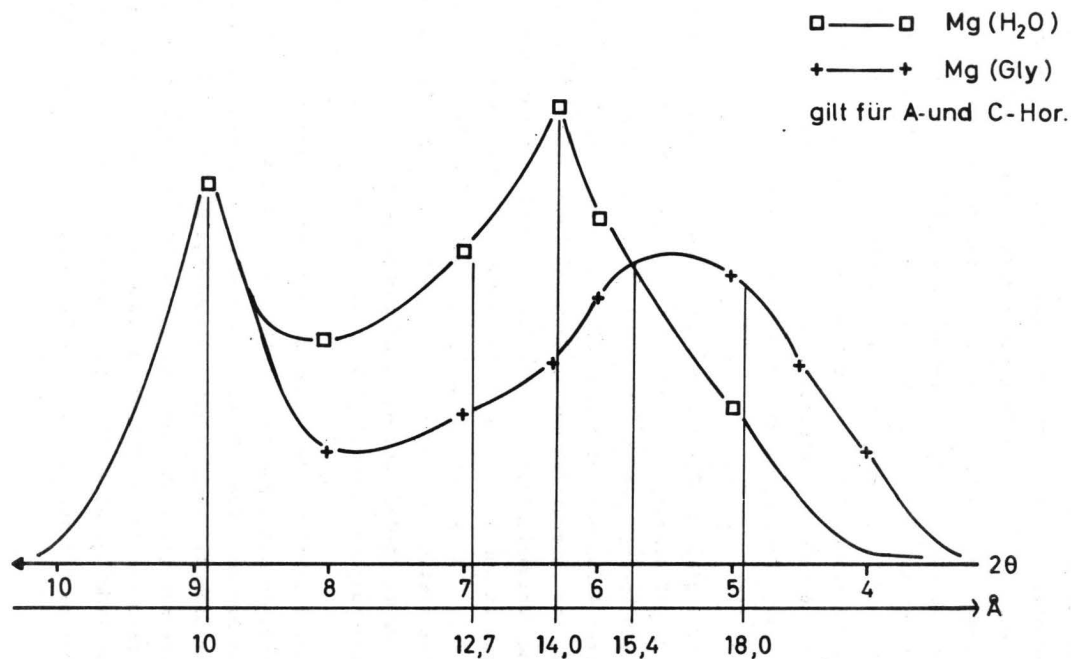
2.3.2 Verfälschung durch organisch gebundene N-Formen

Aufgrund der oben erwähnten Angaben von SILVA u. BREMNER bezüglich der Wirksamkeit der K-Hypobromid-Behandlung muß damit gerechnet werden, daß gerade in der Schwarzerde-Probe bis zu 40 $\mu\text{g N pro g Boden}$ in der Fraktion "fixiertes Ammonium" nicht aus mineralisch fixiertem Ammonium-N, sondern aus dem N schwer zerstörbarer organischer Bindungsformen bestehen. Eine exakte Mengen-Angabe für das wirklich mineralisch fixierte Ammonium-N setzt die Kenntnis der Menge dieses miterfaßten organischen N voraus, und diese ist auf methodischem Wege nicht und nur über spätere Kalkulationen annäherungsweise zu erlangen. Theoretisch müßte sich die Menge an miterfaßtem, schwer freisetzbarem organisch gebundenem N später aus der Differenz zwischen der N-Summe aller Stickstoff-Fractionen und dem gesondert bestimmten Gesamt-N ergeben, da diese organische N-Form im Fraktionierungs-Gang zweimal erfaßt wird: 1.) in der Fraktion "fixiertes Ammonium-N", 2.) in der Fraktion "nicht hydrolysierbares organisch gebundenes (heterocyclisches) N". Theoretisch entspricht diese Menge auch dem bei der Gesamt-N-Bestimmung im 2. Aufschluß-Gang ermittelten N-Menge.

Praktisch ist jedoch die Bestimmungs-Genauigkeit bei den einzelnen Fraktionierungs-Schritten für eine exakte Summen-Korrektur im Einzelfall nicht groß genug. Unter Hinweis auf die im Absatz 2.6 gegebene statistische Auswertung kann für die hier untersuchte Schwarzerde-Probe wie auch für die meisten der im Raum um Hildesheim vorkommenden Ah-Horizonte der Schwarzerde-Griserde-Serie mit einer Verfälschung der Fraktion "fixiertes Ammonium-N" durch etwa 1 bis 2% des Gesamt-N (= 20-40 $\mu\text{g N/g Boden}$) gerechnet werden. Das bedeutet im vorliegenden Fall, daß bei der Schwarzerde-Probe von den 127 $\mu\text{g N}$ der Fraktion "fixiertes Ammonium-N" ca. 30 $\mu\text{g N}$, d.h. rund 25%, für das miterfaßte organisch gebundene N abzuziehen sind. Somit beträgt das wirklich mineralisch fixierte Ammonium-N nur ca. 90 bis 100 $\mu\text{g pro g Bodenprobe}$.

Unter Vorgriff auf den statistischen Teil dieser Arbeit (Absatz 2.6) sei angemerkt, daß der zu subtrahierende N-Betrag bei weniger humatreichen Löss-Böden im Schnitt bei ca. 20 μg liegt, wobei der Tongehalt der Proben - im Gegensatz zu den Schwarzerden - eine untergeordnete Rolle spielt.

ABB.2: RB - Diagramme, Löß - Schwarzerde - Ton $< 2\mu\sigma$
nach KÖBr - Behandlung, bei Mg - Belegung



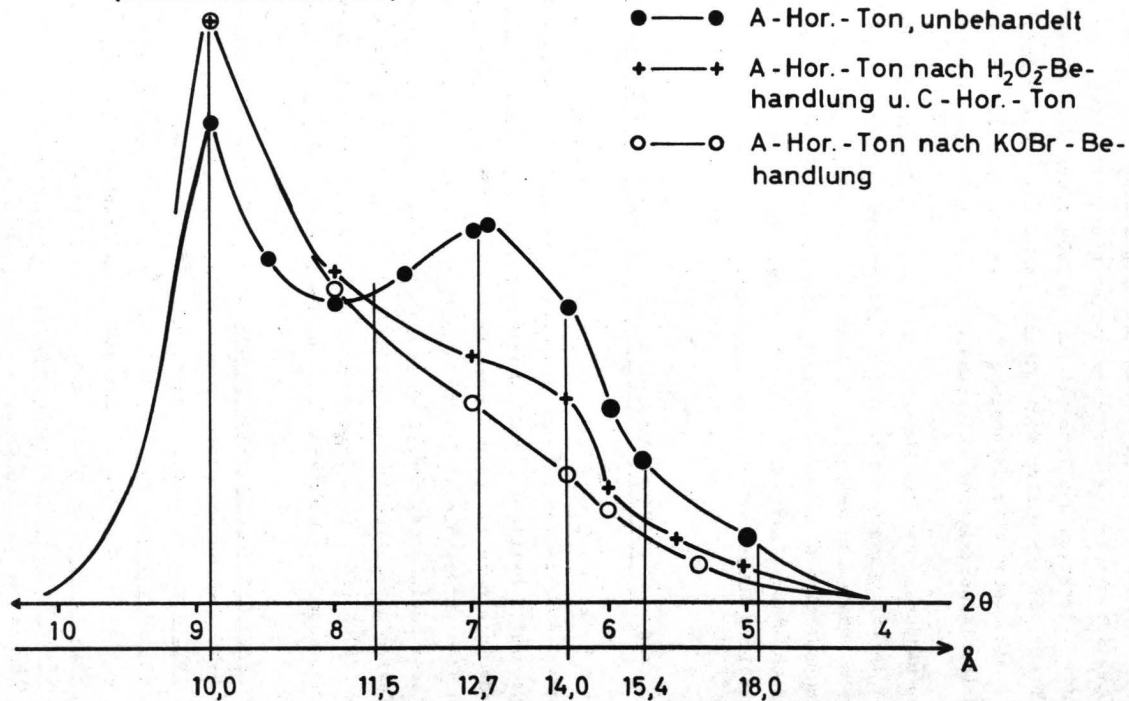
2.3.3 Art der verfälschenden N-Bindungs-Formen

Über den Chemismus der durch K-Hypobromid nicht zu beseitigenden und nur nach alkalischer Vorbehandlung im Schwefelsäure-Aufschluß hydrolysierbaren relativ N-armen Humus-Bestandteile läßt sich wenig sagen. Die bei den Relikt-Schwarzerde-A-Horizonten gefundene Mengen-Korrelation zum Ton-Gehalt läßt vermuten, daß es sich um fest an den Ton gebundene oder in Ton-Größe separat vorliegende inkohlte Humin-Substanzen handelt. Dabei wäre im Hinblick auf die Beeinflussung der NH_4 - und K-Fixierung wichtig zu wissen, ob es sich bei der Bindung an den Ton nur um eine oberflächliche oder auch um eine im Zwischenschicht-Raum der aufweitbaren Dreischicht-Tonminerale auftretende handelt. Darüber geben die folgenden Röntgen-Beugungs(RB)-Diagramme Auskunft.

Abb. 2 gibt die RB-Diagramme des nach Mg-Belegung expandierten Tons $< 2 \mu \phi$ wieder, der nach der K-Hypobromid-Behandlung der Schwarzerde durch Abschlämmen nach Atterberg gewonnen wurde. Die Diagramme sind unter Abzug der Untergrund-Zählraten dargestellt. Die Ton-Fraktion besteht zu etwa 70% aus Dreischicht-Tonmineralen (Illit, Vermiculit und Montmorillonit), zu ca. 25 % aus Kaolinit und zu 5% aus Quarz. Bezogen auf den Dreischicht-Tonmineral-Anteil entfallen 40% auf den Illit, 20% auf den Vermiculit (Verwitterungs-Stufe III nach SCHWERTMANN, 25) und zu ca. 40% auf den Montmorillonit (Verw.-St. V n. SCHWERTMANN). Bei Mg/Glycerin-Belegung zeigt sich kein Unterschied zwischen dem Aufweitungs-Verhalten des A- und des C-Horizont-Tons.

Abb. 3 zeigt das Verhalten des Tons im Kontraktions-Test bei K-Belegung. Im nicht vom Humus befreiten A-Horizont-Ton (unbehandelt) weist der Montmorillonit-Anteil eine deutliche Kontraktions-Behinderung auf, die sich durch ein breites Strahlungs-Band zwischen 12 und 15 Å zu erkennen gibt. Über ähnliche, durch den randlichen Zwischenschicht-Einbau von Humus-Stoffen verursachte Kontraktions-Behinderungen berichten INOUE u. WADA (17). Durch eine intensive H_2O_2 -Behandlung des Tons läßt sich diese Kontraktions-Behinderung weitgehend, aber noch nicht

ABB. 3: RB-Diagramme, Löß-Schwarzerde-Ton $< 2\mu\phi$
bei verschiedener Vorbehandlung und K-Belegung
(Kontraktionstest)



vollständig beheben. Bei der H_2O_2 -Vorbehandlung humatreicher Böden werden offenbar die fest am montmorillonitischen Ton gebundenen Humus-Substanzen vor der Aufoxidation geschützt. Erst eine nachträgliche Extraktion des Tons mit 0.1 n NaOH führt nach GEBHARDT u. LÜDERS (15) zur vollen Kontraktionsfähigkeit. Abb. 3 zeigt, daß die alkalische KOBr-Behandlung des Bodens sofort zur vollständigen Kontrahierbarkeit der aufweitbaren Dreischicht-Tonminerale führt.

Das bedeutet, daß die KOBr-Behandlung eine vollständige Beseitigung der im Zwischenschicht-Raum der Dreischicht-Tonminerale verankerten Humus-Substanzen bewirkt. Die nach der Behandlung verbliebenen oxydationsstabilen N-armen Humus-Reste müssen demnach außerhalb der Zwischenschicht-Räume auf den Tonmineralen gebunden sein oder in Form stärker inkohlter Substanzen frei vorliegen.

2.4 HYDROLYSIERBARER ORGANISCH GEBUNDENER STICKSTOFF

Diese Fraktions-Gruppe setzt sich aus dem N der Amide, Amine, Aminosucker, Aminosäuren, Purin- und Pyrimidin-Basen und anderen hydrolysierbaren N-haltigen organischen Verbindungen zusammen. Im Hydrolysat werden gleichzeitig noch einmal $NH_4(a)$, $NH_4(f)$ und $NO_3(a)$ miterfaßt, die dann abzuziehen sind. Die Hydrolyse erfolgt in 6 n HCl. Mit der Aufschlüsselung der hydrolysierbaren organisch gebundenen N-Anteile befassen u. a. Arbeiten von BREMNER (6, 9), STEVENSON (29,30,31,32) und SOWDEN (28). Eine neuere Übersicht über die im Boden vorkommenden organischen N-Verbindungen und ihr Reaktions-Verhalten gibt BREMNER (9).

Der Zweck des Hydrolyse-Verfahrens im Hinblick auf eine Bilanzierung des N-Haushaltes von Böden wäre dann voll erreicht, wenn:

- 1.) Amid-N vollständig in Ammonium überführt würde,
- 2.) Amin-N und α -Amino-N vollständig aus der organischen Matrix in Ninhydrin-positive Hydrolysat-Formen überführt würden,
- 3.) Aminosucker-N in Alkali-spaltbare Hydrolysate überführt würde,
- 4.) N der Purin- und Pyrimidin-Basen, der Ninhydrin-negativen Aminosäuren und sonstiger hydrolysebarer organischer N-Verbindungen vollständig in Lösung (jedoch nicht als Ammonium) gebracht würde,

- 5.) $\text{NH}_4(a)$ und $\text{NH}_4(f)$ zur späteren Differenz-Berechnung völlig gelöst würden und
- 6.) Nitrat-N unreduziert in Lösung gehalten würde, was bei dem vorliegenden Verfahren gewährleistet ist.

Dieses dem Hydrolyse-Verfahren gesetzte Ziel ist nur unvollkommen zu erreichen, wie folgende Diskussion zeigt:

- 1.) Amid-N: Als einzige allgemein im Boden auftretende Amide sind Asparagin- und Glutaminsäure-Amide bekannt. Diese beiden Aminosäuren können nach Untersuchungen z. B. von STEVENSON bis zu 15% der Gesamt-Aminosäure-Menge ausmachen. Der Amid-N-Gehalt des Bodens scheint daher in erster Linie eine Funktion des Gehaltes des Bodens an diesen beiden Aminosäuren bzw. ihren Amid-Formen zu sein. - Da auf den Gehalt der Bodenproben an Amid-N allein aus dem im Hydrolysat vorliegenden NH_4Cl geschlossen wird, ist es notwendig das nicht amidbürtige Ammonium quantitativ abzuziehen. Das bedeutet, daß das mineralisch fixierte Ammonium nicht nur zu einem bestimmten Teil, sondern vollständig in das Hydrolysat eingehen muß. Durch Voruntersuchungen (Analysen des Hydrolysen-Rückstandes auf $\text{NH}_4(f)$) wurde festgestellt, daß dies spätestens nach 20-stündiger Hydrolysen-Dauer der Fall ist. Nur schwer abgrenzbar ist dagegen der Anteil an Ammonium der bei der Hydrolyse a) aus leicht zersetzlichen Aminosukern und b) aus leicht deaminierbaren Aminosäuren freigesetzt wird.
- Zu a): Stickstoff-Untersuchungen an Hexosaminen nach erfolgter HCl -Hydrolyse zeigten, daß ein Teil des Stickstoffs als Ammonium in das Hydrolysat übergegangen war, wobei die Menge von der jeweiligen Hydrolysen-Dauer abhängig ist. In Tab. 6 sind die von verschiedenen Autoren angegebenen Korrektur-Faktoren zusammengestellt, die aufgrund der Hydrolysen-Verluste zur Berechnung der tatsächlichen Aminosucker-Anteile vorgeschlagen werden und umgekehrt zur Bereinigung der Amid-Fraktion dienen können. Wir verzichten auf die Anwendung dieser Korrekturfaktoren, da nach unseren Erfahrungen die ausschließlich im Modell-Experiment gewonnenen Hydrolysen-Ergebnisse nur bedingt für Bodenproben Gültigkeit haben.

Tab. 6: Korrekturfaktoren zur Mengen-Bestimmung des
Hexosamin-N nach Hydrolyse

Autoren	Hydrolysen- dauer (h)	Korrekturfaktor
BREMNER u. SHAW (5)	6	1.25
STEVENSON (32)	6	1.143
	9	1.19
SOWDEN (28)	8	1.21

Zu b: Wie sich aus Angaben von LINSKENS (20), BROCKMANN et al. (10) und BREMNER (9) entnehmen läßt, tritt bei den Aminosäuren Tryptophen, Threonin, Serin und Cystin während der Hydrolyse eine Ammonium-Freisetzung ein. Die erstgenannte tritt jedoch nur in sehr geringen Mengen im Boden auf. Auf das Ausmaß der Freisetzung haben die Hydrolysen-Dauer und nach LAATSCH u. SCHLICHTING (19) auch der MnO_2 -Gehalt der Bodenprobe einen Einfluß.

Wegen all dieser Verfälschungs-Möglichkeiten ist der Begriff der sogenannten "Amid-N-Fraktion" bestenfalls als ein Name zu bewerten.

2.) Amin-N und α -Amino-N: Bis zu mehr als 50 % des organisch gebundenen N kann in Form von Amino-N vorliegen, wobei der α -Amino-N-Anteil mitunter nur 50% dieser Menge ausmacht. Methodisch bedingte Verluste beim α -Amino-N sind bereits im Absatz "Amid-N" behandelt worden. α -Amino-N wird zusammen mit den ninhydrinpositiven Aminen und einigen anderen Komponenten bestimmt (Äthanolamin, Histamin, Creatinin, Allantoin). Die dadurch verursachte Verfälschung der " α -Amino-N-Fraktion" ist jedoch wegen der geringen Mengen-Anteile dieser Komponenten im Boden zu vernachlässigen.

- 3.) Aminozucker-N: Der Anteil kann zwischen 5 und 15% betragen.

Durch chromatographische Analyse von Bodenhydrolysaten wurden Galactosamin und Glucosamin als die Hauptkomponenten dieser Fraktion nachgewiesen. Methodische Verfälschungen (Minderbestimmungen) durch Hydrolyse-Verluste wurden bereits unter "Amid-N" behandelt.

- 4.) Hydrolysierbares Rest-N: Unter den hydrolysierbaren und nicht in den anderen Fraktionen erfaßbaren organischen N-Verbindungen nimmt der Ninhydrin-negative Amino-Stickstoff (bis 25% vom Ges.-N) den dominierenden Anteil ein. Der Stickstoff aus Purin- und Pyrimidin-Basen macht demgegenüber nur einen Anteil von bis zu 2% des Ges.-N aus. Weitere in dieser Fraktion auftretende hydrolysierbare N-Verbindungen untergeordneter Bedeutung sind: Trimethylamin, Cholin, Harnstoff u.a.

2.4.1 Hydrolysen-Dauer

Die Hydrolyse der Amide und der Aminozucker ist in der Regel bereits nach 6- bis 9-stündiger Hydrolysen-Dauer abgeschlossen. Zur völligen Freisetzung der Aminosäuren ist jedoch eine längere Hydrolyse erforderlich. SINGH u. BHANDARI (27) zeigten z. B., daß bei ariden und semiariden Böden die maximale Freilegung der Aminosäuren z. T. erst nach 72 h erreicht war. Ein weiterer, die minimale Hydrolysen-Dauer festlegender Faktor ist die Freisetzung des $\text{NH}_4(\text{f})$, die bei unseren Untersuchungen jedoch spätestens nach 20 h abgeschlossen war.

Die Kontrolle des Hydrolysen-Effektes hat zu erfolgen über:

- 1.) die Messung der zeitabhängigen Zunahme des Hydrolysat-Gesamt-N und über
- 2.) die Messung der zeitabhängigen Mengen-Verteilung der einzelnen N-Fractionen im Hydrolysat, die sich nicht nur aufgrund des unterschiedlichen Verlaufs der hydrolytischen Freisetzung der einzelnen Fraktionen aus der organischen Matrix, sondern gerade

auch durch zunehmende Ammonium-Freisetzung aus der Aminosäure- und Aminosucker-Fraktion zeitabhängig stark verschoben kann.

Je nach der Fragestellung und dem zu untersuchenden Boden-Material muß aufgrund dieser beiden Kontroll-Werte ein Mittelweg für die Wahl der Hydrolysen-Dauer gewählt werden. Um Vergleichs-Möglichkeiten zu gewährleisten, ist dabei unbedingt auf die konstante, exakte Einhaltung der Hydrolysen-Dauer zu achten.

Unsere Untersuchungen an Wald- und Acker-Schwarzerden und -Parabraun-erden aus Löß ergaben, daß nach 20-stündiger Hydrolyse mit 6 n HCl der maximale Hydrolysat-N-Gehalt spätestens erreicht war, d. h. auch das fixierte Ammonium vollständig freigesetzt war. Wie Tab. 7 zeigt, stimmen selbst bei Schwarzerden die Ges.-N-Gehalte paralleler Hydrolysen-Gänge gut überein. Bei exakter Einhaltung dieser Hydrolysen-Dauer ergibt die Aufschlüsselung des Hydrolysats nach den 4 N-Fraktionen eine so gute Übereinstimmung zwischen den einzelnen Hydrolyse-Parallelen wie auch den indirekt und direkt bestimmten Fraktions-Werten, daß in Tab. 7 lediglich die Durchschnitts-Werte angegeben zu werden brauchen. Nur die Direkt-Bestimmungen des "Hydrolysat-Rest-N" zeigen Schwankungen von $\pm 2\%$ um den Mittelwert, was auf die große Zahl vorausgegangener Vorbehandlungs-Schritte zurückzuführen ist.

Tab. 7: Ges.-N-Gehalte und Fraktions-N-Gehalte in $\mu\text{g N/g}$ Boden
Schwarzerde - A_h- Rosdorf)

N-Fraktion	aus vorhergehenden Fraktionierungen	indirekte Bestimmung	direkte Bestimmung	
Hydrolysat-Ges.-N			1674.4	1.
			1671.6	2.
			1680.0	3.
			1674.4	4.
NH ₄ ⁺ (a) - N	25.2	→	→	
NH ₄ ⁺ (f) - N	126.0	→	→	
"Amid-N"		386.4	→	
"Aminosucker-N"		109.2		107.8
"α-Amino-N"		526.4		526.4
"Hydrolysat-Rest-N"		501.2		495.6
		1674.4		1667.4

2.4.2 Fraktionierung des Hydrolysats

in: "Amid-N", "Aminozucker-N", " α -Amino-N" und
"Hydrolysat-Rest-N"

Prinzip: TRACEY (33) fand, daß die hydrolysierten Amino-Zucker erst im stark alkalischen Bereich (Phosphorborat-Puffer, pH 11.2) schnell zerstört werden und ihr N-Gehalt durch Kjeldahl-Destillation bestimmt werden kann. Eine Trennung zwischen dem im Hydrolysat vorliegenden Ammonchlorid (Ammonium-N, Amid-N) und den Aminozuckern ist auf die Weise möglich, daß das Ammonchlorid bei pH um 8,5, die Hexosamine bei pH über 11,2 destilliert werden.

Die N-Freisetzung aus den α -Stellungen der im Hydrolysat vorhandenen Aminosäuren und Aminen als Ammonium erfolgt durch Ninhydrin-Reaktion.

Der "Hydrolysat-Rest-N" wird durch einen Schwefelsäure-Aufschluß in Ammonium überführt.

Kombinations-Möglichkeiten: Durch Variation der Reihenfolge der einzelnen Destillations-Trennungs-Gänge lassen sich die einzelnen N-Fractionen sowohl direkt wie auch indirekt (Differenz-Rechnung) bestimmen. Die Wahl des Arbeitsganges und die Prüfung der Meß-Ergebnisse entweder durch direkte Parallel-Bestimmungen oder den Vergleich direkte $\longleftrightarrow$ indirekte Bestimmung kann sich nach der Zielsetzung der Arbeit, der Analysen-Zahl (Serien-Analysen) oder speziell nach der Anpassung an die massenspektrometrische Folge-Analyse richten.

Eine Übersicht gibt die folgende Zusammenstellung:

Arbeitsgang I : Hydrolysat-Gesamt-N (ohne Nitrat)
Arbeitsgang II : "Amid-N" indirekt, "Aminozucker-N" indirekt

Teilschritt 1 : $\sum$ "Amid-N", "Aminozucker-N", NH_4^+ (a+f)

Teilschritt 2 : $\sum$ "Amid-N", NH_4^+ (a+f)

"Aminozucker-N": $\sum$ II, 1 - II, 2

"Amid-N" : $\sum$ II, 2 - NH_4^+ (a+f)

Arbeitsgang III: "Aminozucker-N" direkt

Teilschritt 1 : siehe II, 2

Teilschritt 2 : Folge-Destillation nach III, 1

Arbeitsgang IV: "α-Amino-N" indirekt

$$\sum \text{"Amid-N", "Aminozucker-N", NH}_4(a+f), \text{"α-Amino-N"}$$

$$\text{"α-Amino-N": } \sum \text{IV} - \sum \text{II, 1}$$

Arbeitsgang V: "α-Amino-N" direkt

Teilschritt 1: Austreiben der $\sum \text{II, 1}$

Teilschritt 2: Direkt-Destillation nach Ninhydrin-Reaktion

Arbeitsgang VI: "Hydrolysat-Rest-N" indirekt

$$\text{I} - \sum \text{IV}$$

Arbeitsgang VII: "Hydrolysat-Rest-N" direkt

Teilschritt 1: Austreiben der $\sum \text{IV}$

Teilschritt 2: Direkt-Destillation nach Säure-Aufschluß

2.5 NICHT HYDROLYSIERBARER ORGANISCH (HETEROCYCLISCH) GEBUNDENER STICKSTOFF

Im Hydrolysen-Rückstand (von Absatz 2.5) muß der noch vorhandene Boden-Stickstoff ausschließlich in organischer Bindungs-Form vorliegen.

In Vorversuchen zur Bestimmung dieses nicht hydrolysierbaren Boden-N wurden an verschiedenen Böden folgende Analysen durchgeführt:

- 1.) Bestimmung des Ges.-N-Gehaltes im gesamten Hydrolysen-Rückstand einschließlich des Filter-Papiers (SCHLEICHER u. SCHÜLL: Blauband). Der N-Gehalt des Filter-Papiers muß gesondert bestimmt und vom Ergebnis abgezogen werden.
- 2.) Bestimmung des N-Gehaltes des Hydrolysen-Rückstandes ohne Filter-Papier.
- 3.) Bestimmung des Ges.-N-Gehaltes aliquoter Anteile (entsprechend 1 g Ausgangs-Bodenprobe) des getrockneten und homogenisierten Hydrolysen-Rückstandes.

In Tabelle 8 sind beispieismäßig die Vergleichs-Ergebnisse der oben bereits als Modell-Substanz dargestellten Schwarzerde aufgeführt.

Tab. 8: N-Gehalte in $\mu\text{g N/g}$ im Hydrolysen-Rückstand
(Durchschnittsergebnisse aus 4 Hydrolyse-Parallelen)

Bestimmungs-Gang	ermittelter N-Gehalt
1.) Hydrolysen-Rückstand + Filter (abzügl. N-Gehalt des Filters) im Makro-Kjeldahl	476.0
2.) Hydrolysen-Rückstand vom Filter getrennt im Makro-Kjeldahl	476.0
3.) Aliquote-Anteile $\bar{x}$ - Wert von 6 Aliquots (Mikro-Kjeldahl)	483.0

Bei Serien-Analysen empfiehlt es sich, nach 3.) vorzugehen, wozu allerdings das genaue Gewicht der Rückstände von 2 Hydrolyse-Parallelen ermittelt werden muß.

2.6 STATISTISCHE ÜBERPRÜFUNG der GESAMT-METHODE

Mit der vorstehenden Methode zur Fraktionierung des Boden-Stickstoffs wurden insgesamt 165 Proben aus südniedersächsischen Boden-Profilen der Schwarzerde-Griserde-Parabraunerde-Serie aus Löß untersucht.

Summiert man die N-Mengen der einzelnen N-Fractionen, so stimmt die Summe nicht mit dem gesondert bestimmten Ges.-N-Gehalt des Bodens überein. Eine der Ursachen ist - wie bereits ausgeführt - in der Doppelbestimmung der in der $\text{NH}_4^+(\text{f})$ -Fraktion enthaltenen, durch KOB_r nicht zerstörbaren organisch gebundenen N-Formen zu suchen, die andere in analytischen Fehlerquellen.

Bei Bilanz-Untersuchungen über den Stickstoff-Haushalt von Böden, bei denen von einem Bodenareal zahlreiche orts- und zeitverschiedene Parallel-Probeentnahmen anfallen, empfiehlt sich zur Bestimmung des

Differenz-Wertes $\sum N$ (Fraktionen)-Ges.-N (Doppelbestimmung) eine statistische Auswertung, wie sie im folgenden am Beispiel der 165 Proben verschiedener Standorte (Wald, Acker) und Profil-Tiefen durchgeführt wurde.

Die vorliegenden Untersuchungs-Ergebnisse wurden so ausgewertet, daß die Ergebnisse der Einzel-Proben nach folgenden Gruppen geordnet wurden:

Abweichung vom Fraktionssummen-Mittelwert

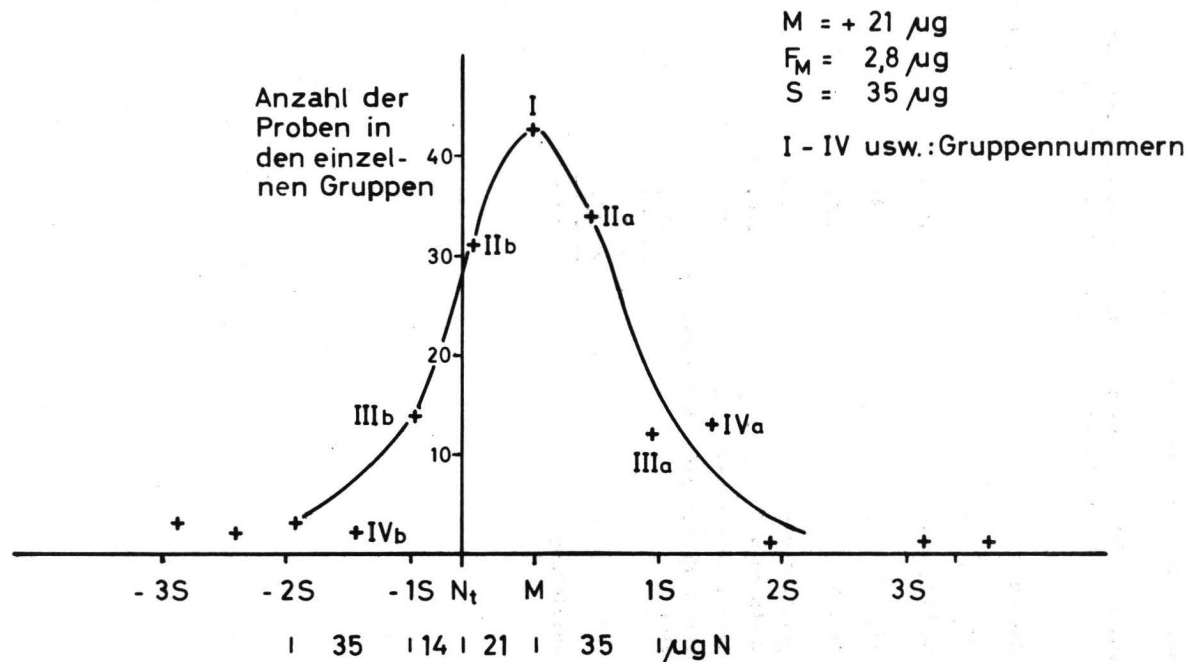
Gruppe I	:	+ 0,25 bis -0.25 S	
Gruppe IIa	:	+ 0.25 bis +0.75 S	
Gruppe IIb	:	- 0.25 bis -0.75 S	
Gruppe IIIa	:	+ 0.75 bis +1.25 S	
Gruppe IIIB	:	- 0.75 bis -1.25 S	und so fort!

Die in jeder Gruppe enthaltene Proben-Zahl ist in Abb. 4 dargestellt. Die einzelnen Werte sind durch eine Verteilungs-Kurve verbunden. Sie entspricht einer Gauß-Kurve mit geringer Varianz. 2/3 aller Proben liegen innerhalb ± 0.75 S. Der Mittelwert der Abweichung der N-Fraktionssumme vom Ges.-N beträgt + 21 $\mu\text{g N/g Boden}$, wobei die Standard-Abweichung $S = 35 \mu\text{g N}$ ausmacht. Der mittlere Fehler des Mittelwertes ist 2,8 μg . Hohe Abweichungen von über ± 2 S treten nur in sehr geringem Umfange auf. Im Schnitt sind also 21 $\pm 2,8 \mu\text{g N pro g Boden}$ von der N-Fraktionssumme (in der Fraktion $\text{NH}_4^+(\text{f})$) für die Doppel-Bestimmung abzuziehen. Diese tritt nach dem STUDENT'S-t-Test mit 85% Wahrscheinlichkeit auf.

Erstaunlich ist, daß sich bei unseren lösbürtigen Böden keine statistisch trennbaren Bodenproben-Gruppen bilden lassen, d. h. zum Beispiel, daß die Parabraunerde- A_p -, A_h -, A_1 - und B_t -Horizont-Proben über alle statistischen Gruppen verteilt sind. Das bedeutet, daß unabhängig vom Ges.-N-Gehalt im Mittel ein Betrag für das KOB-stabile organisch gebundene N von 21 $\pm 2,8 \mu\text{g N/g Boden}$ abzuziehen sind.

Bei den Schwarzerde- A_h -Horizonten zeigt sich unter Wald die Tendenz zu wesentlich niedrigeren, unter Acker (siehe vorstehendes Beispiel) zu höheren Abweichungen vom Ges.-N-Gehalt.

ABB.4: Abweichung der N - Fraktionssumme vom Ges.- N



Für die Schwarzerde (Rosdorf) ergibt sich zusammenfassend die in Tab. 9 dargestellte N-Verteilung.

Tab. 9 : N-Fraktionssumme, Gesamt-N und Differenz-Betrag im A_h der Schwarzerde (Rosdorf), $\mu\text{g N/g Boden}$

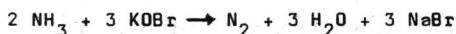
Ges.-N	2132.8
NH_4^+ (a) - N	25.2
NH_4^+ (f) - N	126.0
NO_3^- - N	14.0
Amid-N	386.4
Aminozucker-N	109.2
α -Amino-N	526.4
Hydrolysat-Rest-N	501.2
Nichthydroly.org. (heterocycl.) geb. N	483.0
	2 171.4
-	2 132,8
Abweichung	+ 38,6

3 MASSENSPEKTROMETRISCHER ¹⁵N - NACHWEIS IN MARKIERTEN N - FRAKTIONEN

Die ¹⁵N-Untersuchungen wurden mit dem Massen-Spektrometer GD 150 der Fa. VARIAN MAT durchgeführt. Die mit diesem Gerät gemessene Normal-Anreicherung betrug 0.385 Atomprozent ¹⁵N (natürliche Normal-Anreicherung 0.366%).

Das Gerät wurde wie folgt umgerüstet: Das regelbare Direkt-Einlaßteil (CS1) wurde an die Ionen-Quelle angeflanscht, damit zwischen Einlaßteil und Reaktionsgefäß eine Kühlfalle gesetzt werden konnte.

Die aus der Kjeldahl-Analyse anfallende Ammonsulfat(oder Chlorid)-Lösung wird im Reaktionsgefäß durch Kaliumhypobromid in elementaren Stickstoff umgewandelt.



Die Berechnung des Atom%-Gehaltes erfolgt über die Massen 28 (¹⁴N¹⁴N) und 29 (¹⁴N¹⁵N) oder bei hohen Anreicherungen über die Massen 29 (¹⁴N¹⁵N) und 30 (¹⁵N¹⁵N).

$$\text{Atom\% } ^{15}\text{N} = \frac{100 \cdot R}{2 + R}$$

$$R = \frac{{}^{14}\text{N}^{15}\text{N}}{{}^{14}\text{N}^{14}\text{N}}$$

$$\text{Atom\% } ^{15}\text{N} = \frac{200}{2 + S}$$

$$S = \frac{{}^{14}\text{N}^{15}\text{N}}{{}^{15}\text{N}^{15}\text{N}}$$

Verfälschungen des Atom%-Gehaltes können vor allen Dingen bei geringen Anreicherungen durch vorhandene Restluft im evakuierten Reaktionsgefäß und der Einlaßleitung auftreten, die nach HÜSER et al. (16) über die Masse 40 (Argon) und nach BREMNER (4) über die Masse 32 (Sauerstoff) bereinigt werden können.

4 METHODEN - BESCHREIBUNG

4.1 GESAMT-N

Geräte: Mikro-Kjeldahl-Apparatur

Kjeldahl-Aufschlußkolben 250 ml

Destillations-Rundkolben mit Seitenhals 250 ml
nach BREMNER (2)

Automatischer Titrator (Fa. Metrohm AG)

Reagenzien: Schwefelsäure: konzentriert ($D = 1,84$) und $n/100$

Phenolschwefelsäure: 60 g Phenol auf 1 l konzen-
trierte Schwefelsäure

Kaliumsulfat, Natriumthiosulfat, Selenreaktionsge-
misch, gesättigte Natronlauge.

1. Aufschluß:

1 g Boden wird in einen 250 ml Kjeldahl-Aufschlußkolben gefüllt. Dazu werden 3,5 ml konzentrierte Phenolschwefelsäure pipettiert. Nach 15 Minuten folgen ca. 0,5 g Natriumthiosulfat und nach weiteren 15 Minuten ca. 0,5 g Selen-Reaktionsgemisch, ca. 0,5 g Kaliumsulfat und 3,5 ml konzentrierte Schwefelsäure. Ein kleines Stückchen Paraffin verhindert starkes Schäumen bei Böden mit hohem Humusgehalt. Anschließend erfolgt der heiße Aufschluß von ca. 60-90 Minuten*. Nach dem Abkühlen (handwarm) wird mit destilliertem Wasser verdünnt. Die kalte Boden-Schwefelsäure-Mischung wird durch den Seitenhals in den bereits an die Mikro-Kjeldahl-Apparatur angeschlossenen Destillations-Rundkolben eingefüllt. Nach Zugabe von ca. 30 ml gesättigter Natronlauge kann die Destillation beginnen. Die Titration mit $n/100$ Schwefelsäure wird mit dem automatischen Titrator durchgeführt.

2. Aufschluß:

Nach Beendigung der Destillation wird die Boden-Suspension aus dem 250 ml-Destillations-Rundkolben in einen 250 ml-Polyäthylen-Zentrifugenbecher überführt. Nach Absetzen des geflockten Bodens wird der größte Teil der überstehenden Lösung abdekantiert und anschließend zentrifugiert (ca. 25 Minuten bei $1000 \times G$) und dann vollständig abdekantiert. Das Zentrifugieren wird nochmals mit destilliertem Wasser wiederholt. Der Boden wird mit destilliertem Wasser in den 250 ml Aufschlußkolben überführt und dort mit 7 ml konzentrierter Schwefelsäure, Kaliumsulfat und Selenreaktionsgemisch versetzt. Aufschlußzeit: ca. 30 Minuten. Der weitere Vorgang entspricht dem 1. Schwefelsäureaufschluß.

*) Für die gewählte Aufschlußdauer ist der zeitspezifische Blindwert zu ermitteln.

4.2 AMMONIUM, NITRAT und NITRIT (austauschbar)

Geräte: Mikro-Kjeldahl-Apparatur

Destillations-Rundkolben mit Seitenhals, 250 ml

Automatischer Titratör (Fa. Metrohm AG)

Reagenzien: Magnesiumoxid-Pulver, Devarda-Legierung,

2 n KCl, n/100 H_2SO_4 , Sulfaminsäurelösung

(2 g auf 100 ml Wasser)

Arbeitsgang I:

Teilschritt 1: Ammonium

Durch den Seitenhals des Destillations-Rundkolbens werden 2 g Boden ($< 63 \mu$) und 0,5 g MgO -Pulver eingefüllt. Anschließend werden 10 ml 2 n KCl hinzupipettiert. Danach wird der Seitenhals verschlossen, der Destillations-Rundkolben wird einige Sekunden leicht geschwenkt, um die Bestandteile zu vermischen und dann sofort an die Mikro-Kjeldahl-Apparatur angeschlossen. Das Ammonium wird überdestilliert.

Teilschritt 2: Nitrat + Nitrit

Nachdem das NH_4^+ (a) überdestilliert ist, wird die Destillation unterbrochen. 0,5 g Devarda-Legierung werden durch den Seitenhals in den Destillations-Rundkolben eingefüllt. Danach wird der Seitenhals verschlossen und die Destillation fortgesetzt. Nitrat und Nitrit werden so zusammen bestimmt. Die Titration mit n/100 H_2SO_4 wird mit dem automatischen Titratör durchgeführt.

Arbeitsgang II:

Teilschritt 1: Ammonium, siehe I, 1

Teilschritt 2: Nitrat

Nachdem das NH_4^+ (a) überdestilliert ist, wird die Destillation unterbrochen. Der Seitenhals wird geöffnet. Ca. 2 ml Sulfaminsäure-Lösung werden in den Destillations-Rundkolben pipettiert ($NH_2SO_3H + HNO_2 = N_2 + H_2SO_4 + H_2O$). Bei geöffnetem Seitenhals läßt man die Destillation anlaufen. Nach ca. 1-2 Minuten wird die Destillation wieder unterbrochen. 0,5 g Devarda-Legierung werden durch den Seitenhals zugegeben. Der Seitenhals wird verschlossen. Die Destillation zur Bestimmung des Nitrats wird fortgesetzt.

Berechnung:

$$\begin{array}{rcl} I,2 & : & \text{Nitrat-N} + \text{Nitrit-N} \\ - II,2 & : & \text{Nitrat-N} \\ \hline & = & \text{Nitrit-N} \end{array}$$

4.3 FIXIERTES AMMONIUM

Geräte: Mikro-Kjeldahl-Apparatur

Kjeldahl-Aufschlußkolben 250 ml

Destillations-Rundkolben mit Seitenhals 250 ml

Polyäthylen-Zentrifugenbecher 250 ml

Automatischer Titrator (Fa. Metrohm AG)

Reagenzien: Kaliumhyprobromid-Lösung: Herstellung unmittelbar vor Gebrauch, 3 ml Brom auf 100 ml ca. 2 n KOH. Das Brom muß langsam unter konstantem Rühren der KOH-Lösung zugegeben werden. Während dieses Vorganges wird die KOH-Lösung im Eisbad gekühlt.

H₂SO₄ konz. und n/100

NaOH gesättigt

KCl 0,5 n

KOBr-Vorbehandlung: 1 g Boden wird in ein 150 ml Becherglas eingewogen. Dazu werden 20 ml KOBr-Lösung pipettiert. Anschließend wird das Becherglas geschwenkt, um die Bestandteile zu vermischen und mit einem Uhrglas abgedeckt. Nach 2 h werden 60 ml destilliertes Wasser zu der Boden-KOBr-Mischung hinzugegeben und dann 5-6 Minuten stark gekocht. Nachdem sich der Boden abgesetzt hat, wird die überstehende Lösung abdekantiert. Der Bodensatz wird dann mit 0,5 n KCl mittels einer Spritzflasche aus dem Becherglas in den 250 ml-Zentrifugenbecher übergespült. Anschließend wird bis zu einer vorher angezeichneten 80 ml Marke am Zentrifugenbecher aufgefüllt. Danach wird ca. 20 Minuten bei 1000 x G zentrifugiert. Danach wird die überstehende Lösung abdekantiert und das Zentrifugieren mit KCl-Lösung wiederholt.

Heißer H₂SO₄-Aufschluß: Nach dem Abdekantieren der überstehenden Lösung wird der Boden mit destilliertem Wasser in einen 250 ml Kjeldahl-Aufschlußkolben überführt und dort mit 7 ml konzentrierter H₂SO₄ und ca. 0,5 g Kaliumsulfat versetzt. Nach dem Abdampfen des H₂SO₄ Wassers wird 30 Minuten aufgeschlossen. Der weitere Vorgang ist bei der Bestimmung des Gesamt-N beschrieben (es ist nur ein Aufschluß nötig).

4.4 HYDROLYSIERBARER ORGANISCH GEBUNDENER STICKSTOFF

Auftrennung in:

"AMID-N", "AMINOZUCKER-N", " α -AMINO-N" und "HYDROLYSAT-REST-N"

Geräte: Mikro-Kjeldahl-Apparatur

Destillations-Rundkolben mit Seitenhals 250 ml

Kjeldahl-Aufschlußkolben 250 ml

Rückflußkühler und 250 ml-Rundkolben

Meßkolben 250 ml, Bechergläser 50 ml und 100 ml

Automatischer Titrator (Fa. Metrohm AG)

pH-Meter

Reagenzien: 6 n HCl, konzentrierte Schwefelsäure, Octylalkohol, Selen-Reaktionsgemisch, Kaliumsulfat, gesättigte NaOH, 10 n KOH, 5 n NaOH, ca. n/100 NaOH, MgO-Pulver, Citratpuffer pH 2,5, Ninhhydrin, SCHLEICHER u. SCHÜLL-Blauband-Filter.

HYDROLYSE

10 g Boden werden in einen 250 ml Rundkolben eingefüllt und mit 50 ml 6 n HCl versetzt. Dazu kommen 3 Tropfen Octylalkohol (unterdrückt Schäumen). Nach Beendigung der 20 h dauernden Hydrolyse unter dem Rückflußkühler erfolgt die Filtration durch Blauband-Filter in einen 250 ml Meßkolben. Mit destilliertem Wasser wird bis zur Marke aufgefüllt. (25 ml Hydrolysat entsprechen 1 g Boden.)

Arbeitsgang I: "Hydrolysat-Gesamt-N" (ohne Nitrat-N)

Aus dem Meßkolben werden 25 ml des Hydrolysats in einen 250 ml Kjeldahl-Aufschlußkolben pipettiert, mit 7 ml konzentrierter H_2SO_4 und ca. 0,5 g Selen-Reaktionsgemisch versetzt. Der Aufschluß soll mindestens eine Stunde dauern. Der weitere Vorgang ist bei der Bestimmung des Gesamt-N beschrieben.

Arbeitsgang II: "Amid-N" indirekt,
"Aminozucker-N" indirekt.

Teilschritt 1: "Amid-N" + "Aminozucker-N" + NH_4^+ (a+f)

Aus dem 250 ml-Meßkolben werden 25 ml Hydrolysat in den bereits an die Mikro-Kjeldahl-Apparatur angeschlossenen 250 ml Destillations-Rundkolben pipettiert. Nach Zugabe von 10 ml 10 n KOH und Schließen des Seitenhalses beginnt die Destillation.

Teilschritt 2: "Amid-N" + NH_4^+ (a+f)

Aus dem 250 ml-Meßkolben werden 25 ml Hydrolysat in ein 50 ml-Becherglas pipettiert. Das Hydrolysat wird mit ca. 5 ml 5n NaOH und n/100 NaOH auf den pH-Wert von $6,5 \pm 0,1$ gebracht (Rühren des Hydrolysats und pH-Messung während der vorsichtigen Zugabe der NaOH). Danach gibt man das Hydrolysat in den bereits an die Mikro-Kjeldahl-Apparatur angeschlossenen Destillations-Rundkolben. Nach Zugabe von ca. 0,8 g MgO-Pulver und Schließen des Seitenhalses beginnt die Destillation.

Berechnung: "Aminozucker-N" : II, 1 - II, 2
"Amid-N" : II, 2 - $\text{NH}_4^+ (a + f)$

Arbeitsgang III: "Aminozucker-N" direkt

Teilschritt 1: siehe II, 2

Teilschritt 2: Folge-Destillation nach III, 1 = II, 2

Nach Beendigung der Destillation zur Bestimmung des Amid-N, $\text{NH}_4^+ (a+f)$ läßt man den Destillations-Rundkolben abkühlen. Danach wird er wieder an die Mikro-Kjeldahl-Apparatur angeschlossen. Nach Zugabe von 5 ml 10 n KOH wird der Seitenhals verschlossen, und die Destillation kann beginnen.

Arbeitsgang IV: "α-Amino-N" indirekt

Es wird in einem Destillationsgang zunächst die Summe "Amid-N" + "Aminozucker-N" + $\text{NH}_4^+ (a+f)$ + "α-Amino-N" bestimmt.

Aus dem 250 ml-Meßkolben werden 25 ml Hydrolysat in ein 50 ml-Becherglas pipettiert. Das Hydrolysat wird mit ca. 5 ml 5 n NaOH auf einen pH-Wert zwischen 2,5 und 3,0 gebracht. Die Einstellung auf pH 2,5 erfolgt mit Citratpuffer (Rühren des Hydrolysats und pH-Messung während der vorsichtigen Zugabe von NaOH und Citratpuffer). Danach gibt man das Hydrolysat in den 250 ml-Destillations-Rundkolben. Nach Zugabe von ca. 600 mg Ninhydrin zum Hydrolysat wird der Destillations-Rundkolben für 10 Minuten in ein heißes Wasserbad gestellt (80° C). Nach dem Abkühlen wird der Destillations-Rundkolben an die Mikro-Kjeldahl-Apparatur angeschlossen. Nach Zugabe von ca. 5 ml 10 n KOH und Verschließen des Seitenhalses kann die Destillation beginnen.

Berechnung: $\Sigma \text{IV} - \text{II}, 1$

Arbeitsgang V: "α-Amino-N" direkt

Teilschritt 1: Austreiben der Summe II, 1

Aus dem 250 ml-Meßkolben werden 25 ml Hydrolysat in ein 100 ml-Becherglas pipettiert. Hinzu kommen ca. 6 ml 10 n KOH (pH ca. 13,2). Anschließend wird 10-15 Minuten gekocht.

Teilschritt 2: Ninhydrin-Reaktion, Destillation

Nach dem Abkühlen wird das Hydrolysat mit ca. 4,5 ml 6 n HCl auf pH < 3 gebracht und anschließend mit Citratpuffer auf pH 2,5 eingestellt. Der weitere Vorgang ist bei der Indirektbestimmung des α-Aminosäure-N beschrieben (IV). Bestimmt wird nur α-Amino-N.

Arbeitsgang VI: "Hydrolysat-Rest-N" indirekt

Berechnung: I - IV

Arbeitsgang VII: "Hydrolysat-Rest-N" direkt

Teilschritt 1: Austreiben der Fraktions-Summe unter IV

Aus dem 250 ml-Meßkolben werden 25 ml Hydrolysat in ein 50 ml-Becherglas pipettiert. Die weitere Behandlung zur Freisetzung des α -Amino-N mit Ninhydrin ist bei der Indirekt-Bestimmung des α -Amino-N beschrieben (IV).

Nach Überspülen des Hydrolysats aus dem 250 ml-Destillations-Rundkolben in ein 100 ml-Becherglas werden ca. 6 ml 10 n KOH hinzupipettiert (pH > 13). Anschließend wird das alkalische Hydrolysat ca. 30 Minuten gekocht.

Teilschritt 2: Säure-Aufschluß und Direkt-Destillation

Nach dem Abkühlen des Hydrolysates wird dieses in einen 250 ml-Kjeldahl-Aufschlußkolben gegeben, mit 10 ml konzentrierter H_2SO_4 und ca. 0,5 g Selen-Reaktions-Gemisch versetzt. Der Aufschluß⁴ dauert ca. 1 h. Der weitere Vorgang ist bei der Ges.-N-Bestimmung beschrieben.

4.5 NICHT HYDROLYSIERBARER ORGANISCH (HETEROCYCLISCH)

GEBUNDENER STICKSTOFF

Der Hydrolysen-Rückstand von Absatz 4.4 wird aufgeschlossen. Die Bestimmung entspricht der des Ges.-N. Ein zweiter Schwefelsäure-Aufschluß braucht nicht durchgeführt zu werden. Phenol-Schwefelsäure und Natriumthiosulfat werden nicht benötigt. Bei Bestimmungen am Gesamt-Hydrolysen-Rückstand + Blauband-Filter (Einsatz eines Makro-Kjeldahl-Apparates) ist der N-Gehalt des Filters gesondert zu bestimmen. Bei N-Bestimmungen an Aliquots des Hydrolysen-Rückstandes wird diese im Filter getrocknet, abgetrennt, ausgewogen, homogenisiert und in Mengen entsprechend 1 g Ausgangsprobe für den Aufschluß eingewogen (Verwendung der Mikro-Kjeldahl-Apparatur).

4.6 MASSENSPEKTROMETRIE

Die Meß-Lösung soll nicht unter 0,5 bis 1 mg N enthalten. Die ¹⁵N-Anreicherung muß um 0,01 Atomprozent über der Normal-Anreicherung (0,385) liegen. In den einen Schenkel des Y-Reaktions-Gefäßes nach HÜSER et al.⁽¹⁶⁾ wird die Ammonsalz-Lösung eingefüllt und in den anderen die Kalium-Hypobromid-Lösung (Herstellung siehe Bestimmung des mineralisch fixierten Ammoniums). Anschließend wird das Reaktionsgefäß ca. 10-15 Minuten

evakuiert. Beide Lösungen sollen deutlich sieden (gegebenenfalls mit einem Föhn-Apparat aufkochen und schütteln). Anschließend wird der Hahn des Reaktionsgefäßes verschlossen und durch Zusammenkippen beider Lösungen elementarer N erzeugt. Nach der Reaktion wird das Gefäß an das Massen-Spektrometer angeschlossen und seine Schenkel in Dewar-Gefäße mit flüssigem Stickstoff getaucht. Nach Evakuieren des Einlaßteils (ca. 5 Minuten Vor- und 10 Minuten Hochvakuum) kann das N-Gas in das Massenspektrometer eingelassen werden. (Die Berechnung des Atomprozent-Gehaltes erfolgt über die Massen 28 und 29.)

5 Z U S A M M E N F A S S U N G

Die Arbeit befaßt sich mit der Auswahl und Überprüfung von Methoden zur Fraktionierung des Bodenstickstoffs mit Hilfe der Kjeldahl-Destillation. Auf dieses methodische Prinzip wurde insofern Wert gelegt, als für massenspektrometrische ¹⁵N-Verteilungs-Analysen der Stickstoff als Ammonsalz-Lösung vorliegen muß. Unter Heranziehung bekannter und Neuentwicklung einiger Direkt-Bestimmungs-Verfahren wurde der Boden-Stickstoff in folgende Fraktionen gegliedert:

Austauschbarer Ammon-N, fixierter Ammon-N, austauschbares Nitrat- und Nitrit-N, "Amid-N", Aminosucker-N, α -Amino-N, Hydrolysat-Rest-N und nichthydrolysierbares organisch (heterocyclisch) gebundenes N.

Durch Doppel-Bestimmung des schwer oxydierbaren organisch gebundenen N in der Fraktion "fixiertes Ammon-N" wird die N-Fraktionssumme größer als der separat bestimmte Gesamt - Stickstoff. Durch statistische Auswertung von 165 Proben lösbürtiger Böden wurde dieser Doppelbestimmungs-Differenz-Betrag zu ca. 20 $\mu\text{g N/g Boden}$ bestimmt.

6 L I T E R A T U R

- 1 BREMNER, J.M., 1965: Total nitrogen,
in "Methods of Soil Analysis",
Agronomy 9, part 2, 1149-1178 (1965)
- 2 - " - : Inorganic forms of nitrogen
in "Methods of Soil Analysis",
Agronomy 9, part 2, 1179-1237 (1965)
- 3 - " - : Organic forms of nitrogen
in "Methods of Soil Analysis",
Agronomy 9, part 2, 1238-1255 (1965)

- 4 BREMNER, J.M., 1965 : Isotope ratio analysis of nitrogen in nitrogen - 15 tracer investigations in "Methods of Soil Analysis", Agronomy 9, part 2, 1256-1286 (1965)
- 5 BREMNER, J.M., und SHAW, K., 1954 : Studies on the estimation and decomposition of aminosugars in soils, J. Agr. Sci. 44, 152-159 (1954)
- 6 BREMNER, J.M., 1955 : Studies on soil humic acids I. The chemical nature of humic nitrogen, J. Agr. Sci. 46, 247-256 (1955)
- 7 BREMNER, J.M., 1959 : Determination of fixed ammonium in Soil, J. Agr. Sci. 52, 147-160 (1959)
- 8 BREMNER, J.M., und KEENEY, D.R., 1966 : Determination of isotope-ratio-analysis of different forms of nitrogen in soils III. Exchangeable ammonium, nitrate, and nitrite by extraction-distillation methods, Soils Sci. Soc. America Proceed. 30, 577-582 (1966)
- 9 BREMNER, J.M., 1967 : Nitrogenous compounds, in "Soil Biochemistry", 19-66 (1967) Mac LAREN, A.D. u. PETERSON, G.H. (editors) M. DEKKER, Inc. New York
- 10 BROCKMANN, H., GRONE, H. und TIMM, J., 1955 : Über den Threoninegehalt der Actinomycine, Naturwissenschaften 42, 125 (1955)
- 11 COPE, W.C., 1916 : Kjeldahl modification for determination of nitrogen in nitro substitution compounds, J.Ind.Eng.Chem.8, 592-593 (1916)
- 12 DAVISSON, B.S., und PARSONS, J.T., 1919 : Determination of total nitrogen including nitric nitrogen, J. Ind.Eng. Chem. 11, 306-311 (1919)
- 13 DHARIVAL, A.P.S., und STEVENSON, F.J., 1958 : Determination of fixed ammonium in soil, Soil Sci. 86, 343-349 (1958)
- 14 FLEIGE, H., 1971 : Die Stickstoff-Fractionen einer Schwarzerde-Parabraunerde-Profil-Morphosequenz unter Acker und Wald (Raum Hildesheim), Göttinger Bodenkundl. Ber., im Druck

- 15 GEBHARDT, H., und
LUDERS, R., 1970 : Mineralogische Untersuchungen einer
regradierten Parabraunerde - ein Beitrag
zur Genese lößähnlicher Ausgangsgesteine
am kleinen Fallstein (nördliches Harz-
vorland), Z. Pflanzenernähr. u. Bodenkunde
(im Druck)
- 16 HUSER, R.,
HABFAST, K., und
BRADKE, M.v., 1960 : Die Bestimmung der Stickstoffisotopen-
häufigkeit im Ammoniakstickstoff,
Z. analytische Chemie 176, 429-436 (1960)
- 17 INOUE, T., und
WADA, K., 1968 : Adsorption of humified clover extracts
by clay, Transact. 9th Internat. Congr.
Soil Sci. III, 289-298 (1968)
- 18 KEENEY, D.R., und
BREMNER, J.M., 1966 : Determination of isotope-ratio analysis
of different forms in soils:
IV. Exchangeable ammonium, nitrate,
and nitrite by direct-distillation methods,
Soil Sci. Soc. America Proceed. 30, 583-587
(1966)
- 19 LAATSCH, W., und
SCHLICHTING, E., 1953 : Zur Bestimmung der α -Amino-N-haltigen
Komplexe im Boden,
Z. Pflanzenernähr., Düng., Bodenkunde
62, 50-63 (1953)
- 20 LINSKENS, H.F., 1959 : Papierchromatographie in der Botanik,
Springer-Verlag, Berlin-Göttingen-Heidelberg,
2. Aufl. (1959)
- 21 MOGILEVKINA, I.D., 1964 : Fixation of ammonium in soil and method
of determining it, Soviet Soil Sci. 2,
185-196 (1964)
- 22 OLSEN, C., 1929 : On the determination of nitrogen in soils,
Compt. Rend. Trav. Lab. Carlsberg 17, No. 3
(1929)
- 23 RODRIGUES, G., 1964 : Fixed ammonia in tropical soils,
J. Soil Sci. 5, 264-274 (1964)
- 24 SCHACHTSCHABEL, P., 1961 : Bestimmung des fixierten Ammoniums im Boden,
Z. Pflanzenernähr., Düng., Bodenkunde 93,
125-136 (1961)
- 25 SCHWERTMANN, U., 1961 : Der Mineralbestand der Fraktion $< 2 \mu$ eini-
ger Böden aus Sedimenten und seine Eigen-
schaften, Z. Pflanzenernähr., Düng., Boden-
kunde 9b, 209-227 (1961)

- 26 SILVA, J.A., und
BREMNER, J.M., 1966 : Determination and isotope ratio analysis
of different forms of nitrogen in soils:
V. Fixed ammonium, Soil Sci. Soc. America
Proceed. 30, 587-594 (1966)
- 27 SINGH, S., und
BHANDERI, G.S., 1963 : A study on the amino compounds in acid
hydrolysates and aqueous leachates of
some soils in Rajasthan, J.Indian Soc.Soil
Sci. 11, 1-7 (1963)
- 28 SOWDEN, F.J., 1959 : Investigations on the amount of hexosamines
found in various soils and methods for their
determination, Soil Sci. 88, 138-143 (1959)
- 29 STEVENSON, F.J., 1954 : Ion exchange chromatography of the amino
acid in soil hydrolysates, Soil Sci. Soc.
America Proceed. 18, 373-377 (1954)
- 30 - " - , 1956 : Effect of some long time rotations on the
amino acid composition of the soil,
Soil sci. soc. America Proceed. 20,
204-208 (1956)
- 31 - " - , 1957 : Distribution of the forms of nitrogen in
some soil profiles, Soil Sci. Soc.
America Proceed. 21, 283-287 (1957)
- 32 - " - , 1957 : Investigation of aminopolysaccharides in
soils: I. Colorimetric determination of
hexosamines in soil hydrolysates, Soil Sci.
83, 113-122 (1957)
- 33 TRACEY, M.V., 1952 : The determination of glucosamine by
alkaline decomposition, Biochem. J. 52,
265-267 (1952)

Fleige, H., Meyer, B., u. Scholz, H.:

**Bilanz und Umwandlung der Bindungs - Formen
von Boden - und Dünger - Stickstoff (^{15}N) in einer
Acker - Parabraunerde aus Löß**

**Göttinger Bodenkundliche Berichte 18, 39 - 86
(1971)**

BILANZ UND UMWANDLUNG DER BINDUNGSFORMEN
VON BODEN- UND DÜNGER-STICKSTOFF (^{15}N)
IN EINER ACKER-PARABRAUNERDE AUS LÖSS

GLIEDERUNG

Seite

- 1 ÜBERBLICK
- 2 VERSUCHSANLAGE
 - 2.1 STANDORT
 - 2.2 VERSUCHS-DURCHFÜHRUNG
- 3 WITTERUNG IM UNTERSUCHUNGS - ZEITRAUM
- 4 N - VERLUSTE (MÖGLICHKEITEN, PROZESSE, BEGRIFFE)
 - 4.1 AUSWASCHUNG
 - 4.2 GAS-VERLUSTE
- 5 VERSUCHSERGEBNISSE
 - 5.1 GESAMT-N-BILANZ
 - 5.2 DÜNGER-N-HAUSHALT
 - 5.2.1 Dünger-N-Bilanz
 - 5.2.2 Verlauf der Dünger-N-Tiefenverteilung
 - 5.2.3 Dünger-N-Umverteilung in verschiedene N-Bindungs-Formen
 - 5.2.3.1 Fraktionierung
 - 5.2.3.2 Ergebnisse
 - 5.2.3.2.1 Parzelle 0
 - 5.2.3.2.2 Parzelle +
 - 5.3 MENGEN-GANG DER N-FRAKTIONEN DES BODENS
 - 5.3.1 Fraktionierung
 - 5.3.2 Ergebnisse
- 6 ZUSAMMENFASSUNG
- 7 LITERATUR

1 Ü B E R B L I C K

Parabraunerden aus Löß haben im mitteldeutschen Raum einen erheblichen Anteil an der Acker-Fläche. Unter den heutigen Bewirtschaftungs-Bedingungen wird von Seiten der Praxis beklagt, daß sich bei diesen Böden eine zunehmende Tendenz zu Ertrags-Depressionen bei zu feuchter Frühjahrs- und Sommer-Witterung bemerkbar macht. Abgesehen von der in zu feuchten Vegetations-Perioden geringen Sonnen-Einstrahlung ist die besondere Neigung der Parabraunerden zu Ertrags-Depressionen in nassen Jahren in erster Linie in der Struktur-Labilität der Ackerkrume zu suchen. Bei dem geringen Anteil belüftbarer Boden-Poren mindert der Wasser-Überschuß den Gas-Austausch. Dies kann zu einer direkten physikalischen Beeinträchtigung des Pflanzen-Wachstums führen. Andererseits zeigt sich, daß der Zusammenhang zwischen Witterung und Ertragsbildung auf diesen Böden auch insofern ein indirekter sein kann, als die Ungunst der bodenphysikalischen Bedingungen in nassen Jahren über die Beeinflussung der Boden-Mikroflora störend in den Stickstoff-Metabolismus des Bodens eingreift. Dies gilt sowohl für die Vermittlung des Dünger-Stickstoffs an die Pflanze als auch für das Angebot von Stickstoff aus den bodeneigenen Reserven.

Ein vermindertes Stickstoff-Angebot kann einerseits auf die Immobilisierung, andererseits auf erhöhte Verluste durch Auswaschung oder durch gasförmige Entbindung zurückgeführt werden. Eine quantitative Behandlung der N-Metabolik im Boden, ihrer Phänologie und Witterungs-Bedingtheit setzt daher einerseits Untersuchungen über die Umverteilung der verschiedenen N-Bindungs-Formen (N-Fraktionen), andererseits Messungen der N-Bilanz für die Kalkulation der Verlust-Größen voraus.

Eine zusammenfassende Darstellung über die Bilanzierung des Boden-N-Haushaltes ist von ALLISON (1) gegeben worden. Sie wird ergänzt durch neuere Arbeiten über den ¹⁵N-Haushalt desselben Autors (2) und anderer (5, 30). Zusammenfassungen über die Möglichkeiten und das Ausmaß gasförmiger N-Verluste sind von ALLISON (1, 2) und HAUCK (12) publiziert worden. Mit der Tieferverlagerung im Boden und der Auswaschung von N in

Nitrat- bzw. Ammonium-Form befassen sich unter anderem Arbeiten von ALLISON (1), PFAFF (16, 17), GLIEMEROTH (9, 10), RAY et al. (18) und OWENS (14). Über die Umwandlung von N-Bindungsformen im Boden und die dadurch hervorgerufene Immobilisation bzw. Mobilisation des Boden-Stickstoffs liegen dagegen bislang außer zahlreichen Einzel-Beobachtungen kaum systematische Untersuchungen vor (4, 7, 13, 19, 25, 26, 27).

Ziel der vorliegenden Arbeit ist, während einer Vegetations-Periode auf Löß-Parabraunerde den Mengen-Gang und die Umverteilung der einzelnen N-Fraktionen, die Gewinn- und Verlust-Größen des Boden-N und das Schicksal des zugeführten Dünger-Stickstoffs quantitativ zu verfolgen.

Dazu werden eine bewachsene und eine unbewachsene Boden-Tessera aus Löß-Parabraunerde miteinander verglichen. Bohrproben-Entnahmen zu verschiedenen Zeitpunkten sollen Daten über den jeweiligen Gesamt-N-Gehalt der durchwurzelten Boden-Decke, die N-Tiefen-Verteilung und die Verteilung des N auf die verschiedenen N-Bindungsformen liefern. Düngung mit markiertem Nitrat-N und die Ermittlung der ^{15}N -Verteilung auf die verschiedenen N-Fraktionen sollen Auskunft über die Verluste und die Umwandlung des Dünger-N geben und zur Interpretation der anderweitig nur schwer erfaßbaren Metabolik des bodenbürtigen N dienen. Die Methoden für die N-Fraktionierung und die gleichzeitige Erfassung der Verteilung des ^{15}N auf die einzelnen Fraktionen wurden in einer vorausgegangenen Mitteilung (8) geprüft.

3 VERSUCHSANLAGE

3.1 STANDORT

Untersuchungs-Objekt ist eine 1,8 m tief entkalkte Parabraunerde aus mächtigem grundwasserfernem Würm-Löß in Drüber, Kreis Einbeck, die bereits in anderen Arbeiten gründlich charakterisiert wurde (20, 21, 22, 23, 24).

Der Ap-Horizont ist 30 cm stark und die Mächtigkeit von Ap + Al beträgt zusammen 50 cm. Der durchschnittliche Ton-Gehalt beider Horizonte liegt

bei 10 %. In 50 cm Tiefe erfolgt der Übergang zum Bt-Horizont, der bei 60 cm voll ausgeprägt ist und bis 80 cm Tiefe ca. 26 % Ton enthält.

Weitere Daten zur Charakterisierung des Humus- und N-Gehaltes und der N-Verteilung im Boden-Profil liefert Tab. 1. Der niedrige Humus-Gehalt im Ap weist darauf hin, daß es sich bei diesem Acker-Standort um eine stärker nutzungsgeschädigte Parabraunerde handelt, welche die in der Einleitung dargestellten Erscheinungen in ausgeprägtem Maße zeigt. Die pH-Werte sind erst kürzlich durch eine Kalkung angehoben worden. Sie lagen zwei Jahre zuvor bei etwa 5.0.

Wie die Gehalte an C, N und N der einzelnen Fraktionen zeigen, weist der Ap einen hohen Homogenitäts-Grad auf. Mit zunehmender Tiefe nimmt der %-Anteil der an den Ton gebundenen N-Fractionen, "fixiertes Ammonium" und "nicht hydrolysierbarer organisch (heterocyclisch) gebundenes N" zu, während die Überwiegend in der freien Bio-Masse verankerten N-Fractionen "Amid-Aminozucker-N" und "Amino-N" abnehmen.

2.2 VERSUCHSDURCHFÜHRUNG

Nach dem Pflügen im Frühjahr 1968 wurden zwei 1 m-lange Stahl-Zylinder von 0.2 m² Querschnitts-Fläche in den Boden gedrückt.

Parzelle + : mit Sommer-Gerste bestellt
Aussaat-Termin: 8. IV. 68
Aussaat-Menge: entsprechend 350 kg/ha
Ernte-Zeitpunkt: 30.VII.68
Düngungs-Termin: 27.IV.68
Düngung: entsprechend 80 kg N/ha als K¹⁵NO₃ (31,5%¹⁵N), aufgelöst in Wasser entsprechen einer Niederschlagshöhe von 25 mm

Parzelle 0 : unbewachsen und frei von Unkraut gehalten.
Düngung: siehe Parzelle + !

Probenahme: 5.IV., 3.V., 17.V., 1.VI., 14.VI., 28.VI., 15.VII., 30.VII. 1968 mit dem Pürkhauer-Bohrstock (je 2 Einstiche) aus 0-10, 10-20, 20-30, 30-40, 40-60 und 60-80 cm Tiefe. Verschluß der Bohrlöcher durch Holzstäbe.

Die Umgebung der Zylinder wurde zur Vermeidung von Rand-Effekten ebenfalls eingesät.

Tab. 1 : Analysen-Daten der ausgewählten Löß-Parabraunerde

Hor.	cm	pH (nKCl)	C	C x 1.724	N total	N organ. geb.	Austausch- Ammonium- N	Fixiertes Ammonium N	Nitrat- N *)	Amid-/ Amino- zucker- N	Amino- N	Nichthydr. organ. (hetero- cycl.)geb. N
			%	%	%	%	in % des Gesamt - N					
Ap	0-10	6.0	0.78	1.35	0.09	0.07	0.42	10.7	0.36	27.0	43.0	13.6
	10-20	6.0	0.78	1.35	0.09	0.07		10.7	0.35	27.0	43.0	13.6
	20-30	6.0	0.78	1.35	0.09	0.07		10.7	0.35	27.0	43.0	13.6
A1	30-40	5.5	0.64	1.10	0.07	0.06		12.5	0.05	29.5	43.5	16.3
A1/Bt	40-60	5.5	0.46	0.80	0.05	>0.04		19.0	0.02	20.0	31.0	28.0
Bt	60-80	5.5	0.41	0.70	0.04	<0.04		26.0	0.08	20.0	31.0	26.0

*)3.5.68

1
4
5
1

3 WITTERUNG IM UNTERSUCHUNGS - ZEITRAUM

Die sich nur über eine Vegetations-Periode erstreckende Untersuchung kann nicht als repräsentativ für jedes Jahr betrachtet werden. Es kommt vielmehr darauf an, Umwandlungen der N-Formen und die N-Bilanz in Abhängigkeit von definierten Witterungs-Bedingungen darzustellen, d. h. die Zeitpunkte der Proben-Entnahme dem Witterungs-Verlauf anzupassen.

Tab. 2: Abweichungen von den Klima-Normalwerten in der Vegetations-Zeit 1968

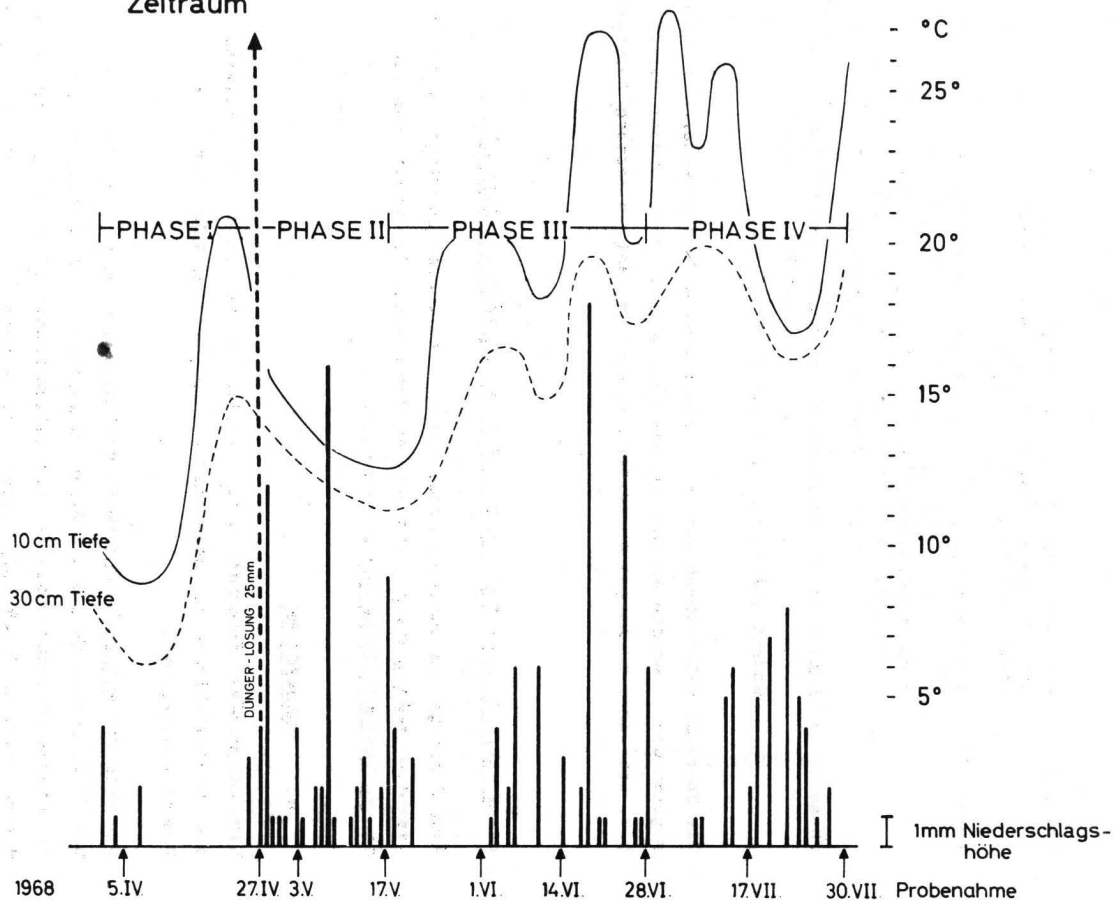
Monat	Temperatur(°C)	Niederschlagshöhe (mm)	Sonnenschein-Dauer (h)
April	+ 1.8	- 15 *)	+ 54
Mai	- 1.0	+ 2	- 35
Juni	+ 0.6	+ 9	- 30
Juli	- 0.9	- 28	+ 10

*) Durch Zufuhr der Düngung in gelöster Form entsprechend 25 mm Niederschlagshöhe betrug die effektive Abweichung auf den Parzellen + 10 mm.

Die Vegetations-Zeit für Sommer-Gerste war 1968 - wie Tab. 2 zeigt - gekennzeichnet durch einen gegenüber der Norm zu trockenen, warmen April, einen bei normaler Niederschlagshöhe zu kühlen Mai, einen etwas zu feuchten, aber normal temperierten Juni und einen zu trockenen, aber normal temperierten Juli.

Abb. 1 zeigt, daß sich die betrachtete Vegetations-Periode nach dem Gang der Niederschläge und der Boden-Temperatur in 4 Phasen gliedern läßt, die mit den in Absatz 5.3 dargestellten Phasen der N-Metabolik korrespondieren:

ABB. 1: Niederschläge, Boden - Temperaturen u. Witterungs - Phasen im Untersuchungs-Zeitraum



- PHASE I : Anfang bis gegen Ende April — warm, trocken
Boden-Erwärmung: 10 cm 8 auf 21°C
30 cm 6 auf 15°C
- Phase II : Ende April bis Mitte Mai — kühl, naß
zusätzliche Vernässung durch Dünger-Lösung (25 mm)
Boden-Temperaturen: 11 - 15°C
- Phase III : Mitte Mai bis Ende Juni — 1.H.: kühl - trocken
2.H.: warm - naß
Bodentemperaturen: von ca. 12°C oszillierend
ansteigend in 10 cm Tiefe bis maximal 28°C
in 30 cm Tiefe bis maximal 20°C
- Phase IV : Ende Juni bis Ende Juli — 1.H.: warm-trocken
2.H.: kühl - naß
Bodentemperaturen: minimal 17 bzw. 16°C

Die Bohrproben-Entnahmen wurden - soweit dies nach der Wetter-Vorhersage möglich war - an den Anfang und das Ende der einzelnen Phasen gelegt, bzw. bei einer zu langen Dauer der Phase in 14-tägigem Abstand durchgeführt.

4 N - V E R L U S T E (MÖGLICHKEITEN, PROZESSE, BEGRIFFE)

Abb. 2 bringt ein Sammel-Schema, das die Prinzipien und Begriffe der N-Umwandlungs-Vorgänge und die aus den Umwandlungs-Prozessen resultierenden Verlust-Möglichkeiten zusammenstellt.

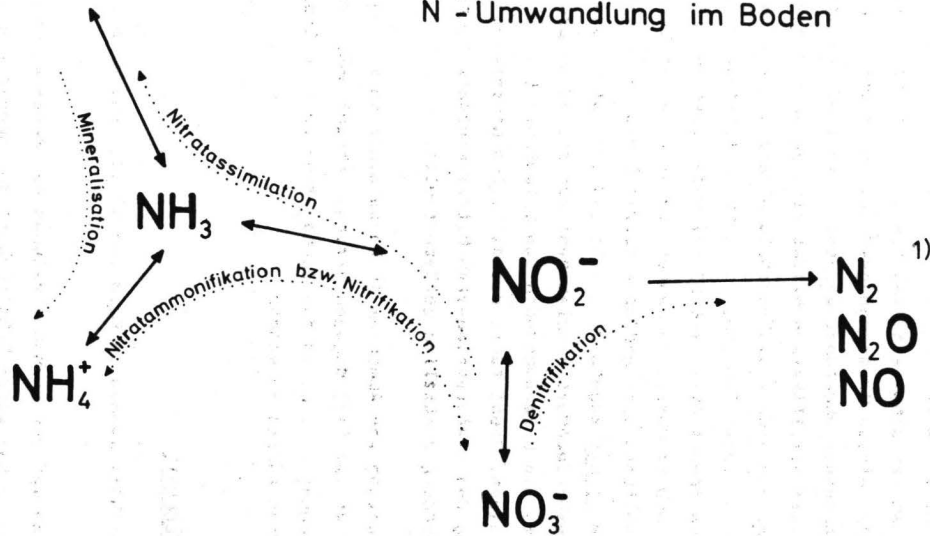
4.1 AUSWASCHUNG

Eine Lösungs-Verfrachtung, d.h. Aufstieg, Tieferverlagerung, Auswaschung, ist im wesentlichen nur beim Nitrat-, in geringem Maße auch beim Ammonium-N gegeben.

Die Höhe der Nitrat-Auswaschungs-Verluste wird in erster Linie von der Nitrifikations-Rate und der Wasser-Bilanz der Boden-Decke bestimmt. An unserem Untersuchungs-Standort gelten hinsichtlich des Wasser-Haushaltes die von HASE u. MEYER (11) mitgeteilten Ergebnisse von Böden mächtiger Löß-Decken: Für die Wasser-Haushalts-Bilanz ist die 2 m starke



ABB. 2: Möglichkeiten mikrobieller
N - Umwandlung im Boden



1) N - Assimilation nur durch Spezialisten
(z.B. Knöllchenbakterien)

Boden-Decke als Bilanz-Einheit zu betrachten. Sie fungiert als ein Wasser-Speicher, der im Zustand der Frühjahrs-Sättigung einen Wasser-Vorrat entsprechend 700 mm Niederschlags-Höhe enthält. Durch Evatranspiration gehen sowohl die sommerlichen Niederschläge von 400 mm als auch noch zusätzlich 50 mm aus dem Boden-Vorrat verloren. Trotzdem findet über Sommer eine fortlaufende Grundwasser-Spende von 60 mm statt. Im Winter sind es 80 mm, die in erster Linie aufgrund einer abwärts gerichteten Verdrängungs-Bewegung im wasserungesättigten Zustand zum Grundwasser abgeführt werden. - Während des Sommers - also in der Zeit starker Nitrifikation bildet sich in der Boden-Decke bei ca. 150 cm eine Wasser-Scheide aus: Unterhalb dieser läuft eine ständig abwärts gerichtete Wasser-Bewegung ab, während oberhalb im Wechsel der Witterungs-Phasen sowohl auf- wie absteigende Wasser-Bewegung und damit Nitrat-Transport herrschen können. Unter Pflanzen-Beständen scheint das im Sommer gebildete oder gedüngte Nitrat-N die Wasser-Scheide nicht zu passieren. Im Herbst zugeführtes Dünger-Nitrat wird jedoch entsprechend der Rate des Wasser-downward-displacement von ca. 60 cm pro Jahr bzw. pro Winter verlagert, wie Untersuchungen von GLIEMEROTH (9, 10) an Parabraunerden aus LÖB zeigen. Dabei führt die diffusive Nitrat-Ausbreitung zu einer Abflachung des tieferverlagerten Nitrat-Konzentrations-Peaks, wodurch die Auswaschung zusätzlich gefördert wird.

Die Tieferverlagerung von Ammonium in Parabraunerden ist nach Untersuchungen von RAY et al. (18) dagegen gering, scheint aber bei intensiver Bodenwasser-Bewegung - z. B. in den Sommer-Monaten nach Starkregen - zu meßbaren Verlusten führen zu können.

4.2 GAS-VERLUSTE

Gasförmige N-Verluste können in Form von a) NH_3 und b) NO , N_2O und N_2 auftreten.

a) NH_3 : Geringe Verlust-Chancen bestehen bei Böden mit hoher KAK und besonders bei einem hohen Gehalt an ammoniumfixierenden Tonmineralen, bei pH-Werten unter 5 bis 6, bei stets ausreichendem Wassergehalt und geringer Durchlüftung und hohen Nitrifikations-Raten. Demnach ist bei unserem Boden die Verlust-Chance für Ammoniak gering. Sie wäre

unter Hinweis auf Absatz 5.3 - wenn überhaupt - dann nur im Juli gegeben, wo a) die Nitrifikations-Raten rückläufig sind, b) die Mineralisation organisch gebundener N-Formen verstärkt abläuft und c) die Mengen an austauschbarem und fixiertem Ammonium zunehmen.

b) NO, N₂O, N₂ : Alle Prozesse, die zur gasförmigen Entbindung dieser 3 N-Formen führen, laufen über das Nitrit, das als metabolische Zwischenstufe eine zentrale Rolle spielt, selbst aber im Boden nur selten nachweisbar ist.

Unter den Teilprozessen der Boden-N-Metabolik, die über das Nitrit führen und auf dieser Stufe gestoppt werden können, sind die Vorgänge der Nitratreduktion und die Nitrifikation zu nennen.

1.) Die assimilatorische Nitratreduktion: Bei ihr wird das Nitrat von den Mikroorganismen als N-Quelle verwertet und über die Stufe des Nitrits zu Ammoniak reduziert. Dieser Prozeß wird von der Nitratammonifikation begleitet, bei der das gebildete Ammoniak nicht zur Produktion von Zellsubstanz herangezogen wird.

2.) Die dissimilatorische Nitratreduktion: Hierbei werden Nitrat (bzw. Nitrit) in erster Linie zu elementarem Stickstoff, in geringen Mengen auch zu NO und N₂O reduziert - Denitrifikation. Nitrat und Nitrit dienen als terminale Wasserstoff-Akzeptoren.

3.) Die Nitrifikation: Unter normalen Verhältnissen wird sämtliches durch Nitrosomonas gebildetes Nitrit durch Nitrobacter zu Nitrat umgewandelt. Hohe Ammonium-Konzentrationen wirken hemmend auf Nitrobacter und können so die Oxydation des Nitrits zum Nitrat einschränken.

Reaktionen des Nitrits:

Neben den biologischen Denitrifikations-Vorgängen, die bevorzugt zur direkten N₂-Entbindung führen, können - ausgehend vom Nitrit - folgende Reaktionen zu gasförmigen N-Verlusten führen (vgl. 1, 2, 3, 12):

1.) Disproportionierung des Nitrits: Bei pH-Werten > 7 ist das Nitrit im Boden weitgehend stabil. Im sauren Milieu kann dagegen eine rasche

Disproportionierung zu NO und HNO_3 bzw. N_2O und O_2 erfolgen. Man neigt heute zu der Auffassung, daß derartige gasförmige Verluste in Stickoxid-Form von geringer Bedeutung sind.

2.) Ammon-Nitrit-Reaktion: Hierbei reagiert Nitrit mit Ammonium zu N_2 . Die Geschwindigkeit der Umsetzung ist abhängig von Temperatur und Acidität. Höchste Wirksamkeit ist im pH-Bereich 5-6.5 bei Anwesenheit hoher Ammonium-Konzentrationen gegeben. Unter den hier aufgeführten abiologischen Reaktionen scheint die Ammon-Nitrit-Reaktion als einzige eine größere Bedeutung für gasförmige N-Verluste zu haben.

3.) Nach der Van-Slyke-Reaktion entsteht elementarer Stickstoff, wenn Nitrit mit einer α -Aminosäure reagiert, wobei das N_2 zu gleichen Teilen aus der α -Aminosäure und dem Nitrit stammt. Die NH_2 -Gruppe der α -Aminosäure wird oxidiert, während das Nitrit reduziert wird. Da die Van-Slyke-Reaktion nur bei pH-Werten < 5 und in Anwesenheit freier Aminosäuren auftritt, deren Menge im Boden äußerst gering ist, ist sie für die gasförmigen N-Verluste von untergeordneter Bedeutung.

In gleicher Weise reagieren Harnstoff und Amine mit Nitrit.

4.) Nitrit-Reaktion mit anderen organischen Verbindungen:

N_2O - und N_2 -Entbindung ist ferner bei der Reaktion von Nitrit mit Polyphenolen (Lignin, Tannin), Phenolen und Oxyphenolen und Huminsäuren festgestellt worden.

Stickstoff-Verluste über die wachsende Pflanze:

Die Höhe der gasförmigen Stickstoffverluste über die wachsende Pflanze wird als gering angesehen. Zwei Verlustgrößen sind bis heute bekannt:

1.) Die Ausscheidung von Ammoniak über die wachsende Pflanze:

Normalerweise wird Ammoniak immer in der wachsenden Pflanze gefunden. Bei einer Verzögerung der Kohlenhydratassimilation kann eine Anreicherung von Ammoniak die Folge sein, das dann über die Pflanzenwurzel ausgeschieden wird.

2.) Verluste von molekularem Stickstoff:

Es wird angenommen, daß angereichertes Nitrit in der Pflanze mit α -Aminosäuren über die Van-Slyke-Reaktion reagiert.

5 VERSUCHSERGEBNISSE

5.1 GESAMT-N-BILANZ

Tab. 3 zeigt, daß der zeitliche Gang des Gesamt-N-Gehaltes in den einzelnen Boden-Tiefen starken Schwankungen unterliegt. Diese werden in erster Linie von der horizontal inhomogenen Verteilung der organischen N-Bindungs-Formen verursacht und dadurch, daß jede der parallelen und zeitlich gestaffelten Probenahmen jeweils an einer anderen Stelle erfolgte. Besonders stark sind die Schwankungen unterhalb des Ap, wo infolge der nach unten zunehmenden Inhomogenität (Leitbahnen, Klüfte etc.) das Entnahme-Verfahren mit dem Bohrstock kein Durchschnitts-Ergebnis für die betreffende Boden-Tiefe liefern kann.

Lediglich die vorher ständig bearbeitete Ackerkrume (Ap : 0-30 cm) erscheint homogen genug, um durch Zusammenziehung der Ges.-N-Gehalte der drei Entnahme-Tiefen einen zeitlichen Gang der in ihr enthaltenen N-Mengen erkennen zu lassen.

Für beide Parzellen ist von Anfang Juni ab im Ap ein Abfallen der Ges.-N-Mengen festzustellen. Auf Parzelle 0 beträgt der Verlust ca. 190 kg N/ha, auf Parzelle + ca. 570 kg N/ha. Auf Parzelle + sind zum Ernte-Zeitpunkt 130 kg N/ha in der oberirdischen Pflanzen-Masse enthalten. Der Rest-Verlust des Bodens beträgt hier somit ca. 440 kg N/ha.

SCHEFFER u. MEYER (23) wiesen nach, daß der Humus-Verlust im Ap derselben Parabraunerde während desselben Sommers ca. 0.15 % des Bodens betrug. Bei einem C/N-Verhältnis von 9:1 in der organischen Substanz entspräche dies einer N-Freisetzung von etwa 440 kg/ha (!)

Welcher Art, Richtung und Zusammensetzung die Verluste aus dem Ap sind, ist im folgenden näher zu untersuchen.

Tab. 3 : Gesamt-N-Menge in der Boden-Decke in kg/ha

Tiefe (cm)	5.IV.	3.V.	17.V.	1.VI.	14.VI.	28.VI.	15.VII.	30.VII.
PARZELLE 0 :								
0 - 10	1334	1362	1324	1340	1285	1293	1305	1255
10 - 20	1296	1334	1330	1291	1257	1255	1303	1230
20 - 30	1346	1299	1336	1222	1273	1269	1263	1216
Summe	3976	3995	3990	3853	3815	3817	3871	3701
30 - 40	1154	1173	1119	1128	1058	1111	1164	1170
40 - 50	800	828	863	786	762	789	789	785
50 - 60	800	828	863	786	762	789	789	785
60 - 70	730	745	776	707	664	729	670	866
70 - 80	730	745	776	707	664	729	670	866
Ges.-Summe	7190	8314	8387	7967	7725	7964	7953	8173
PARZELLE + :								
0 - 10	1300	1328	1316	1328	1320	1208	1214	1149
10 - 20	1344	1275	1338	1374	1291	1186	1171	1133
20 - 30	1336	1403	1329	1330	1212	1167	1147	1155
Summe	3980	4006	3983	4032	3823	3561	3532	3437
30 - 40	1028	1066	964	1021	1024	919	1006	1021
40 - 50	854	804	836	768	744	771	675	770
50 - 60	854	804	836	768	744	771	675	770
60 - 70	702	732	771	666	636	649	628	681
70 - 80	702	732	771	666	636	649	628	681
Ges.-Summe	8120	8144	8161	7921	7607	7320	7144	7360

5.2 DÜNGER-N-HAUSHALT

5.2.1 Dünger-N-Bilanz

Das markierte Dünger-Nitrat-N (80 kg/ha) wurde am 27. IV. in einer Wasser-Menge gelöst zugeführt, die 25 mm Niederschlags-Höhe entsprach. Dadurch wurde bereits unmittelbar nach der Düngung eine Einwaschung in den Boden, vermutlich auch schon in tiefere Profil-Abschnitte verursacht.

Beiden Parzellen gemeinsam ist, daß von der Düngung bis zur Ernte jedoch markiertes N nur bis zur Tiefe von 60 cm nachgewiesen werden konnte. Eine Auswaschung in tiefere Abschnitte der Boden-Decke kann damit in diesem Versuchs-Jahr ausgeschlossen werden. Die Bilanz des Dünger-N-Haushaltes erstreckt sich demnach auf den Wurzel-Raum 0-60 cm Tiefe. Sie umfaßt wegen der fehlenden Auswaschung nur noch 3 (bei +) bzw. 2 (bei 0) Bilanz-Größen: Dünger-N-Gabe, gasförmige N-Verluste und N-Entzug durch die Pflanze.

In Tab. 4 sind die zu den 7 Meß-Zeitpunkten in den einzelnen Bodentiefen-Abschnitten vorliegenden Dünger-N-Mengen in kg/ha summiert.

Parzelle 0 :

Bereits eine Woche nach der Düngung (am 3.V.) sind 18 kg Dünger-N, entsprechend 22 % der Dünger-N-Gabe in Form gasförmiger Verluste verschwunden. Abb. 3 zeigt den weiteren Gang des N-Schwundes: Die gasförmigen N-Verlust-Raten nehmen langsam ab. Vom 1. VI. ab wird quasi ein Endzustand erreicht, bei dem ca. 50 % (40 kg N/ha) des Dünger-N im Boden erhalten bleiben. Das schwache zwischenzeitliche Wiederansteigen ist in erster Linie auf zufällige Fehler bei der Dünger-Verteilung zurückzuführen.

Parzelle + :

Die Bilanz zum Ernte-Zeitpunkt zeigt, daß 41 % (33 kg/ha) des Dünger-N in die oberirdische Pflanzen-Masse übergegangen sind, 8 % im Boden erhalten geblieben sind und 51 % in gasförmiger Form verloren gegangen sind. Damit haben die gasförmigen Verluste aus dem Dünger-N die gleiche Höhe wie auf der Parzelle 0 erreicht.

Tab. 4 : Dünger-N in der Bodendecke in kg/ha

Tiefe (cm)	3. V. 17. V.		1. VI. 14. VI. 28. VI.			15. VII. 30. VII.	
PARZELLE 0 :							
0 - 10	35.20	19.68	22.47	22.84	22.98	16.41	13.70
10 - 20	19.11	16.27	8.60	11.21	11.21	9.34	9.43
20 - 30	3.86	3.54	3.73	5.06	5.47	5.64	7.18
Summe	58.17	39.49	34.80	39.11	39.66	31.39	30.31
30 - 40	1.38	3.71	3.91	2.07	3.86	4.62	5.44
40 - 50	1.24	0.73	0.58	0.53	0.58	0.58	1.78
50 - 60	1.24	0.73	0.58	0.53	0.58	0.58	1.78
60 - 70	0	0	0	0	0	0	0
70 - 80	0	0	0	0	0	0	0
Ges.-Summe	62.03	44.66	39.87	42.24	44.68	37.17	39.31
PARZELLE + :							
0 - 10	23.39	2.11	3.26	3.26	3.54	3.58	3.99
10 - 20	8.64	2.57	2.21	0.97	1.56	1.65	1.65
20 - 30	6.89	5.14	3.26	1.38	0.74	0.74	0.69
Summe	38.92	9.82	8.73	5.61	5.84	5.97	6.33
30 - 40	3.52	4.96	3.47	0.77	0.48	0	0
40 - 50	0.58	1.45	0.91	0	0	0	0
50 - 60	0.58	1.45	0.91	0	0	0	0
60 - 70	0	0	0	0	0	0	0
78 - 80	0	0	0	0	0	0	0
Ges.-Summe	43.60	17.68	14.02	6.38	6.32	5.97	6.33

Der Differenz-Betrag zwischen den beiden Kurven-Zügen in Abb. 3 entspricht zum Ernte-Zeitpunkt dem Betrag an N, der durch den Pflanzen-Bestand entzogen worden ist. Dies gilt nicht für die frühen Abschnitte der Vegetations-Zeit. Bis zum 14. VI. kann der Kurven-Verlauf für die Parzelle + durch wechselnde stärkere oder schwächere N-Verluste gegenüber der Parzelle 0 und pflanzlichem N-Entzug geprägt sein. Erst vom 14. VI. ab, wo keine Dünger-N-Verluste durch gasförmige Entbindung oder pflanzlichen Entzug mehr auftreten, ist die Differenz gleich dem Entzugs-Betrag.

Es bleibt die Frage zu stellen, warum von diesem Zeitpunkt ab der Pflanzen-Bestand kein Dünger-N mehr aus dem Boden aufnimmt. Die Vermutung ist, daß sämtliches verbliebene Dünger-N aus der Nitrat-Form in andere N-Bindungs-Formen überführt worden ist, die von diesem Zeitpunkt an nicht mehr pflanzenverfügbar sind. Die Beobachtungen über die pflanzliche Ausschöpfungs-Quote von 41 % des Dünger-N decken sich mit den Untersuchungen von VIETS (28), PEARSON et al. (15) und ZAMYATINA et al. (30), nach denen im Freiland selten mehr als 50 % des Dünger-N in der Pflanze wiedergefunden wurden.

Fassen wir die Ergebnisse aus Absatz 5.1 mit denen der Dünger-N-Bilanz zusammen, so ergeben sich die in Tab. 5 zusammengestellten Daten.

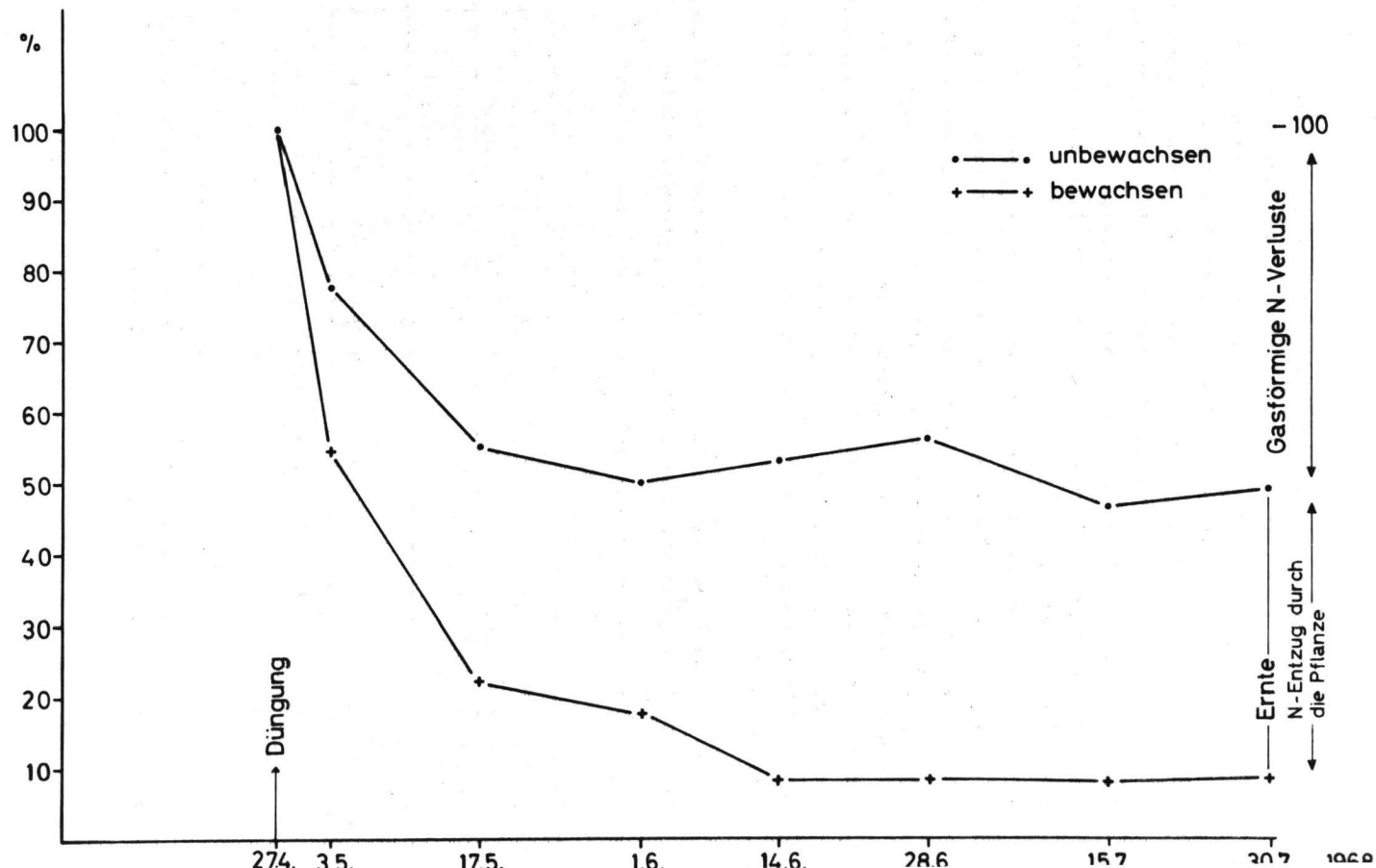
Tab. 5 : Beteiligung des Dünger-N an den Gesamt-N-Verlusten der Ackerkrume, Angaben in kg N/ha

PARZELLE	0	+	
N-Gesamt-Verlust	190	570	Herkunft
N-Entzug d. Pflanzen	-	97	Boden-N
		33	Dünger-N
N-Verluste *)	162	408	Boden-N
	28	32	Dünger-N

*) Überwiegend gasförmig, da nur geringe Verlagerungsbeträge an Nitrat

Auf der Parzelle + beträgt danach - abgesehen vom Entzug an N durch die Pflanzen - die Verlust-Menge an N rund das Dreifache der Verlust-Menge auf Parzelle 0, bezogen auf die Bilanz-Tiefe 0 - 30 cm (Ap).

ABB.3: Abnahme des Dünger-N im Boden (%)



Die Ursache ist in der schnelleren Austrocknung und besseren Durchlüftung (Aerobie) der bewachsenen, durchwurzelten Parzelle + zu suchen, die eine höhere Mineralisations-Quote bedingt.

Der Dünger-N beteiligt sich nur zu rund $1/4$ an der von den oberirdischen Pflanzen-Teilen aufgenommenen N-Menge, und nur zu $1/7$ bis $1/14$ an den gasförmigen N-Verlusten, die auf der bewachsenen Parzelle außerordentlich hoch sind.

Für einen Teil der sich daraus ergebenden Probleme wäre von Seiten der N-Fraktionierung eine Klärung zu erwarten. Zuvor ist jedoch die Frage der Tiefenverteilung des Dünger-N zu untersuchen.

5.22 Verlauf der Dünger-N-Tiefen-Verteilung

Man vergleiche hierzu die Tab. 4 und die Abb. 4 und 5 !

Parzelle 0 : In der Tiefe 40 - 60 cm bleibt die unmittelbar nach der Nitrat-Düngung erreichte ^{15}N -Konzentration bis fast zum Versuchs-Ende auf konstanter Höhe.

Die Tiefen-Abschnitte 20 - 40 cm lassen ein ständiges Ansteigen der Dünger-N-Mengen erkennen, das auf Einwaschung von Nitrat aus dem Oberboden zu erklären ist (vgl. Tab. 6).

Demgegenüber sind die beiden oberen Abschnitte des Ap (0 - 20 cm) durch starke Schwankungen ihrer Dünger-N-Mengen gekennzeichnet. Sie resultieren aus der Überlagerung von anfänglich starken gasförmigen N-Verlusten, aus der auf- und absteigenden Nitrat-N-Verlagerung und aus Fehlern bei der Dünger-Verteilung.

Parzelle + : Hier ist bis zum 17. V. in den oberen, bis zum 14. VI. in den unteren Boden-Abschnitten eine stetige Abnahme des Dünger-N festzustellen. Lediglich in der Bodentiefe zwischen 30 und 60 cm findet anfangs eine geringe Anreicherung durch Einwaschung von markiertem Nitrat aus der darüberliegenden Bodenschicht statt. - Von dem Zeitpunkt an, von dem ab die Pflanzen kein Dünger-N mehr aufnehmen, bleibt die ^{15}N -Konzentration in den einzelnen Boden-Schichten konstant, bzw. wird sie in den untersten Schichten gleich Null (Pflanzen-Entzug) und zwar vermutlich dort, wo sich das Dünger-N in Nitrat-Form erhalten konnte.

ABB. 4 : Tiefen - Mengen - Gang des Dünger - N. Unbewachsene Parzelle.

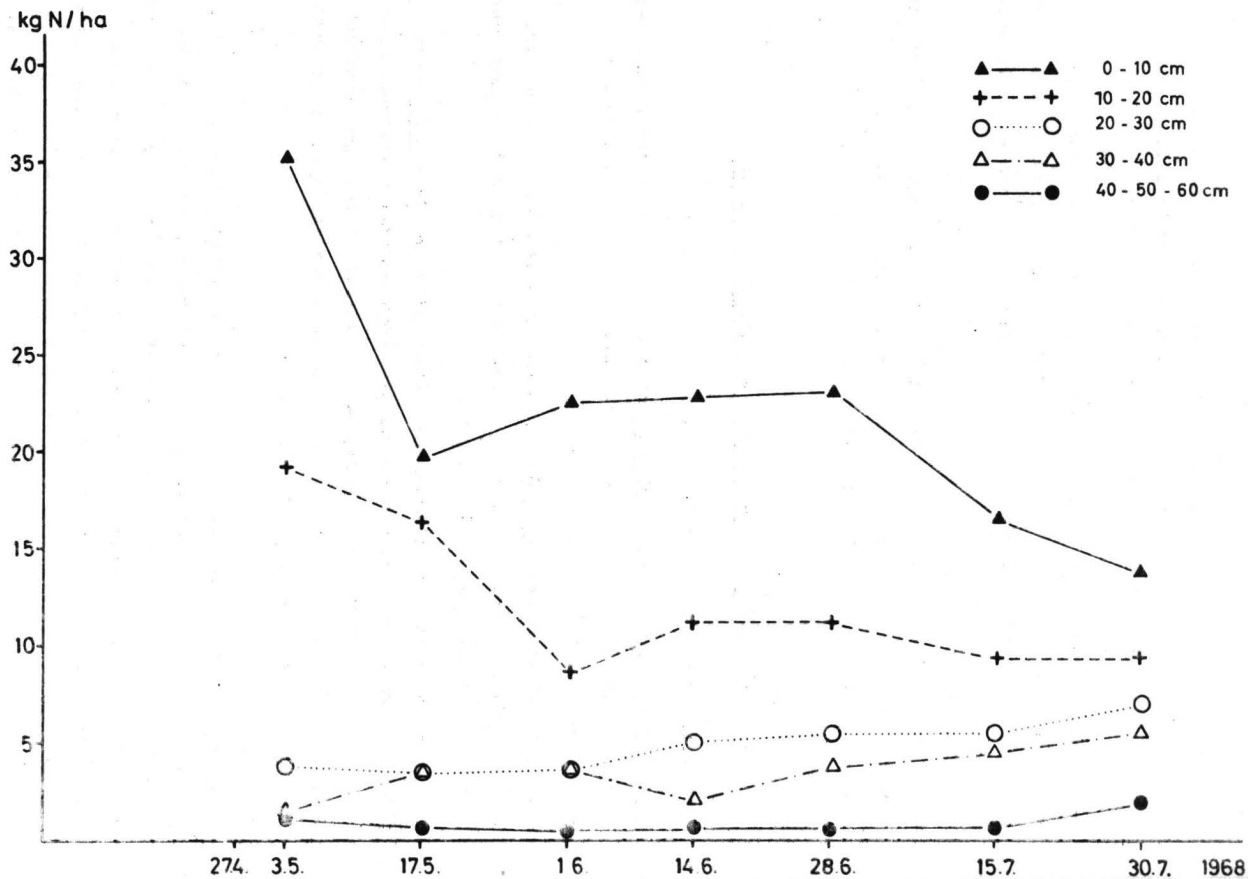
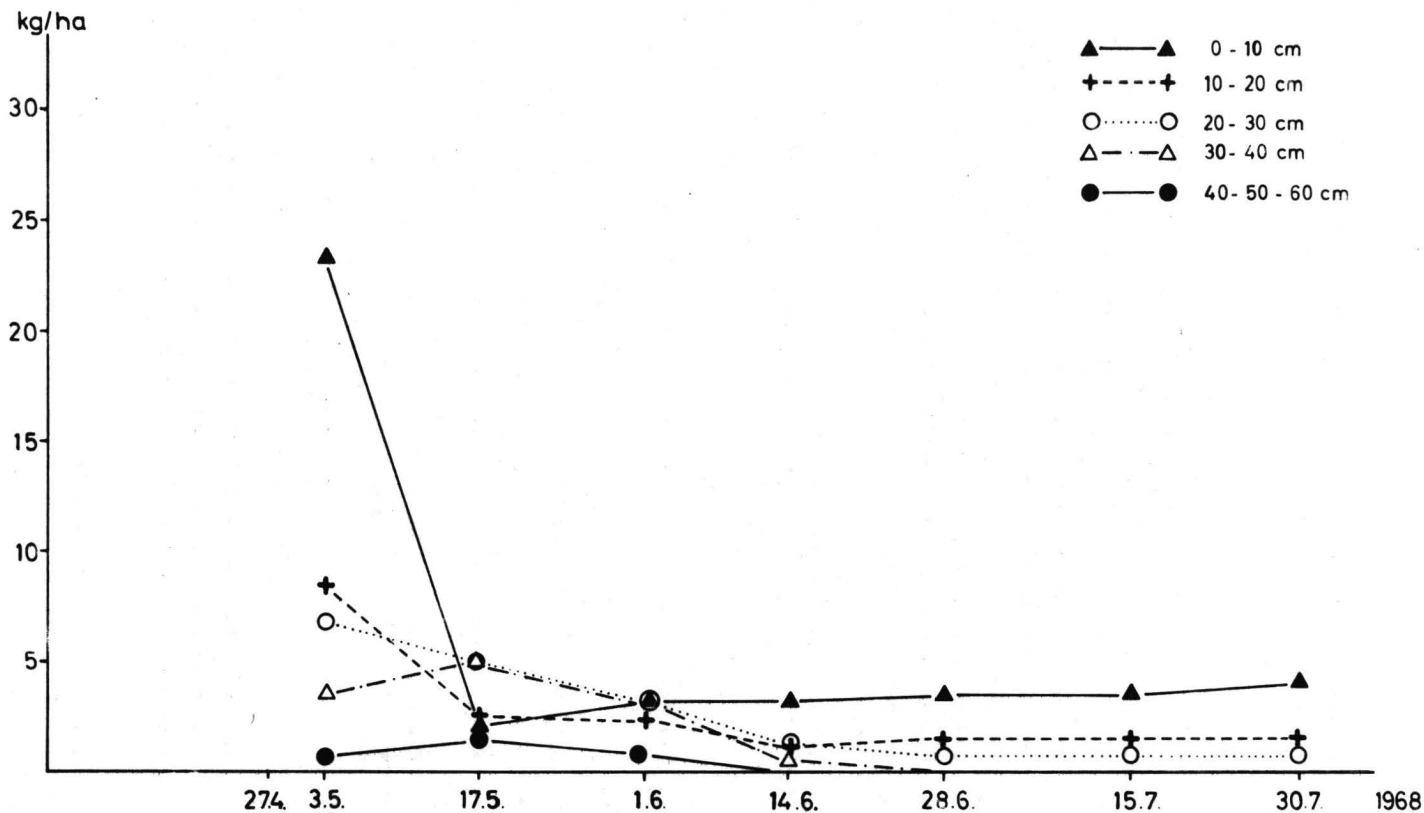


ABB. 5: Tiefen - Mengen - Gang des Dünger - N. Bewachsene Parzelle.



Es scheint, als ob der Immobilitäts- bzw. Erschöpfungs-Zustand des Nitrat-Dünger-N sich im Profil von oben nach unten zeitlich hinausschiebt.

5.2.3 Dünger-N-Umverteilung in verschiedene N-Bindungs-Formen

5.2.3.1 Fraktionierung

Aufgrund der mehrfachen Probenahme-Termine und der notwendigen Parallel-Entnahme mußte bei der Kleinheit der Parzellen das Entnahme-Volumen eingeschränkt werden. Bei einigen Fraktionen war die Nachweis-Genauigkeit für ^{15}N zu gering, da ihr Gesamt-N-Gehalt zu niedrig lag. Deshalb wurden bei der chemischen Fraktionierung (vgl. 8) für die massenspektrometrische Analyse (Index*) folgende N-Fraktions-Gruppen gebildet:

- 1.) AD*, enthaltend: AD Amid-N
AZ Aminosucker-N
ASd deaminiertes Amino-N
AM(a+f) austauschbares und fixiertes Ammonium-N
- 2.) AS*, enthaltend: AS Gesamt-Amino-N abzüglich ASd
(Amin-N)
Purin- und Pyrimidin-N (u.a.)
- 3.) OH*, enthaltend: OH nicht hydrolysierbares organisch (heterocyc-
lisch) gebundenes N
- 4.) Ni*, enthaltend: Ni Nitrat-(+ Nitrit-)-N, gelöst und austauschbar

Die Fraktion Ni wurde durch Differenz-Rechnung Ges.-Dünger-N minus $\sum \text{AD}^*, \text{AS}^*, \text{OS}^*$ ermittelt.

5.2.3.2 Ergebnisse

5.2.3.2.1 Parzelle 0

Tab. 6 gibt einen Überblick über die Umverteilung des Dünger-N in die vier Fraktions-Gruppen in den einzelnen Boden-Tiefen. Die Pedeo-Tessera - soweit sich in ihr ^{15}N nachweisen ließ - ist dabei in 2 Abschnitte

Tab. 6 : Umverteilung des Dünger-N (kg/ha) auf die 4 N-Fraktions-
Gruppen - Parzelle 0 (unbewachsen)

cm	N-FRAKTION	3. V.	1. VI.	28. VI.	30. VII.
0 - 10	Ni* AD* AS* OH*	28.9 5.5 0.9 0	12.3 6.2 4.0 0	5.0 5.2 11.8 1.0	4.4 3.1 4.5 1.7
10 - 20	"	13.9 4.7 0.5 0	5.4 2.4 0.7 0	4.8 4.6 1.0 0.8	4.9 2.3 0.6 1.7
20 - 30	"	0.8 3.0 0 0	2.5 0.9 0.3 0	2.9 1.7 0.6 0.2	3.5 2.1 0 1.6
Summe Ap 0 - 30	Ni* AD* AS* OH* Σ N	43.6 13.2 1.4 0 58.2	20.3 9.5 5.0 0 34.8	12.7 11.5 13.5 2.0 39.7	12.8 7.5 5.1 5.0 30.3
30 - 40	"	1.4 0 0 0	3.3 0.6 0 0	2.8 1.1 0 0	4.9 0.5 0 0
40 - 60	"	2.5 0 0 0	1.2 0 0 0	1.2 0 0 0	3.6 0 0 0
Summe "Unter- boden"	"	3.9 0 0 0	4.5 0.6 0 0	4.0 1.1 0 0	8.5 0.5 0 0
30 - 60	Σ N	3.9	5.1	5.1	9.0
Gesamt- Summe 0 - 60	Ni* AD* AS* OH* Σ N	47.5 13.2 1.4 0 62.0	24.7 10.1 5.0 0 39.9	16.6 12.6 13.5 2.0 44.7	21.3 8.0 5.1 5.0 39.3
N ₂ -Ver- lust	Rate	18	22	0	0
	Σ N	18	40	40	40

unterteilt: Den "Ap", 0-30 cm Tiefe (Ackerkrume, Pflugfurche), und den "Unterboden" (Al_1 - und $AlBt_1$ -Horizont), 30 - 60 cm Tiefe.

Man erkennt, daß die Dünger-N-Umverteilung auf die 4 Fraktions-Gruppen einen unterschiedlichen Tiefengang und eine unterschiedliche zeitliche Mengen-Entwicklung aufweisen.

Das im "Unterboden" auftretende ^{15}N liegt fast ausschließlich als eingewaschenes Ni^* vor. Nur im obersten Abschnitt des Unterbodens (30-40 cm) tritt ab Juni in geringen Mengen auch ^{15}N in Form von AD^* auf.

Im "Ap" sind alle 4 Fraktions-Gruppen vertreten, wobei besonders der langsame Übergang des ^{15}N in OH^* auffällt.

Ni*

Wie in Absatz 5.2.1 ausgeführt sind ab 1.VI. keine gasförmigen Dünger-N-Verluste mehr nachweisbar. Bis zu diesem Termin waren 50 % des gedüngten Ni^* gasförmig entbunden und nur noch 30 % in Form von Ni^* in der Tessera enthalten. Danach nimmt Ni^* nur noch wenig ab (weitere 10 % des Dünger-N) um dann zum Versuchs-Ende hin wieder anzusteigen (6 %).

Eine Remineralisierung von organisch gebundenem N^* gegen Versuchs-Ende als Ursache für den Wiederanstieg des Ni^* wäre denkbar, widerspricht jedoch der Tendenz des Gesamt- Ni des Bodens (vgl. Absatz 5.3), das in dieser Zeit um 50 % absinkt. Das für Ni^* gefundene Wiederansteigen mag deswegen auf Boden-Inhomogenitäten und entsprechende Fehler bei der Proben-Entnahme zurückzuführen sein.

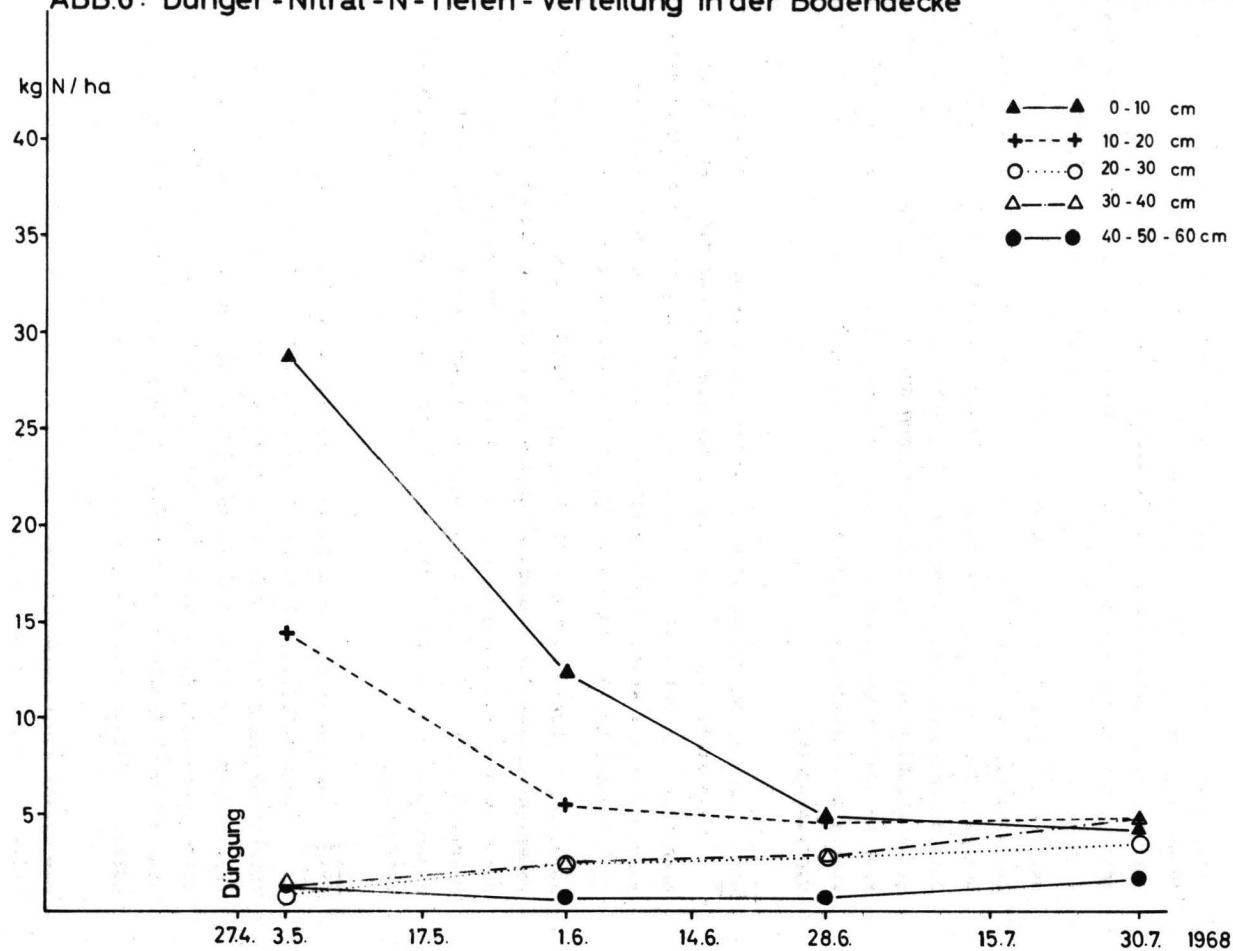
Wie Abb. 6 zeigt, ist in den oberen Abschnitten der Ackerkrume (0 - 20 cm) ein fortschreitendes Absinken der Ni^* -Mengen, im unteren Teil des Ap und im Unterboden ein generelles Ansteigen der Ni^* -Mengen zu beobachten. Es handelt sich dabei um eine Verlagerung des Nitrats mit dem abwärts verdrängten Boden-Wasser.

AD*

Bereits 7 Tage nach der Düngung erscheinen 16 % des gedüngten Ni^* in der Fraktions-Gruppe AD^* . Deren Gesamt-Menge in der Tessera bleibt bis Ende Juni etwa gleich und fällt zum Versuchs-Ende auf 10 % des gedüngten Ni^* ab. Erst mit der verstärkten Einwaschung von Ni^* in den Unterboden (siehe 1. VI.) tritt AD^* auch unterhalb des Ap auf, allerdings nur bis zur Tiefe von 40 cm.

Dies könnte als ein Hinweis gewertet werden, daß AD^* hier nicht selbst eingewaschen worden ist, sondern als ein mikrobielles Umbau-Produkt auf der Basis von eingewaschenem Ni^* gedeutet werden kann.

ABB.6: Dünger - Nitrat - N-Tiefen - Verteilung in der Bodendecke



Gewisse Erklärungs-Schwierigkeiten ergeben sich daraus, daß AD* neben organischen N-Bindungs-Formen auch die Fraktion $\text{NH}_4(\text{a+f})$ enthält. Somit können zeitliche Schwankungen der Fraktions-Gruppe AD* durch Schwankungen der Mengen an AM* verursacht sein. Ein gesonderter Nachweis der AM*-Fraktion war jedoch nicht möglich, da ihre Mengen unter der Erfassungs-Grenze des Massenspektrometers lagen.

Unter Hinweis auf die Tabellen 8, 9 und 10 in Absatz 5.3 sei hierzu bemerkt, daß das $\text{NH}_4(\text{f})$ des Bodens während der Versuchs-Zeit bis Ende Juni durchweg abnimmt und erst dann wieder leicht ansteigt. Das $\text{NH}_4(\text{a})$ tritt zugleich mit dem 2. Nitrat-Maximum nur einmal am 1. VI. mit einer starken Mengen-Zunahme in allen Boden-Tiefen mit dem Doppelten des Mai-Wertes in Erscheinung - ohne daß sich dies im Gang der AD* - Fraktions-Gruppe widerspiegelt.

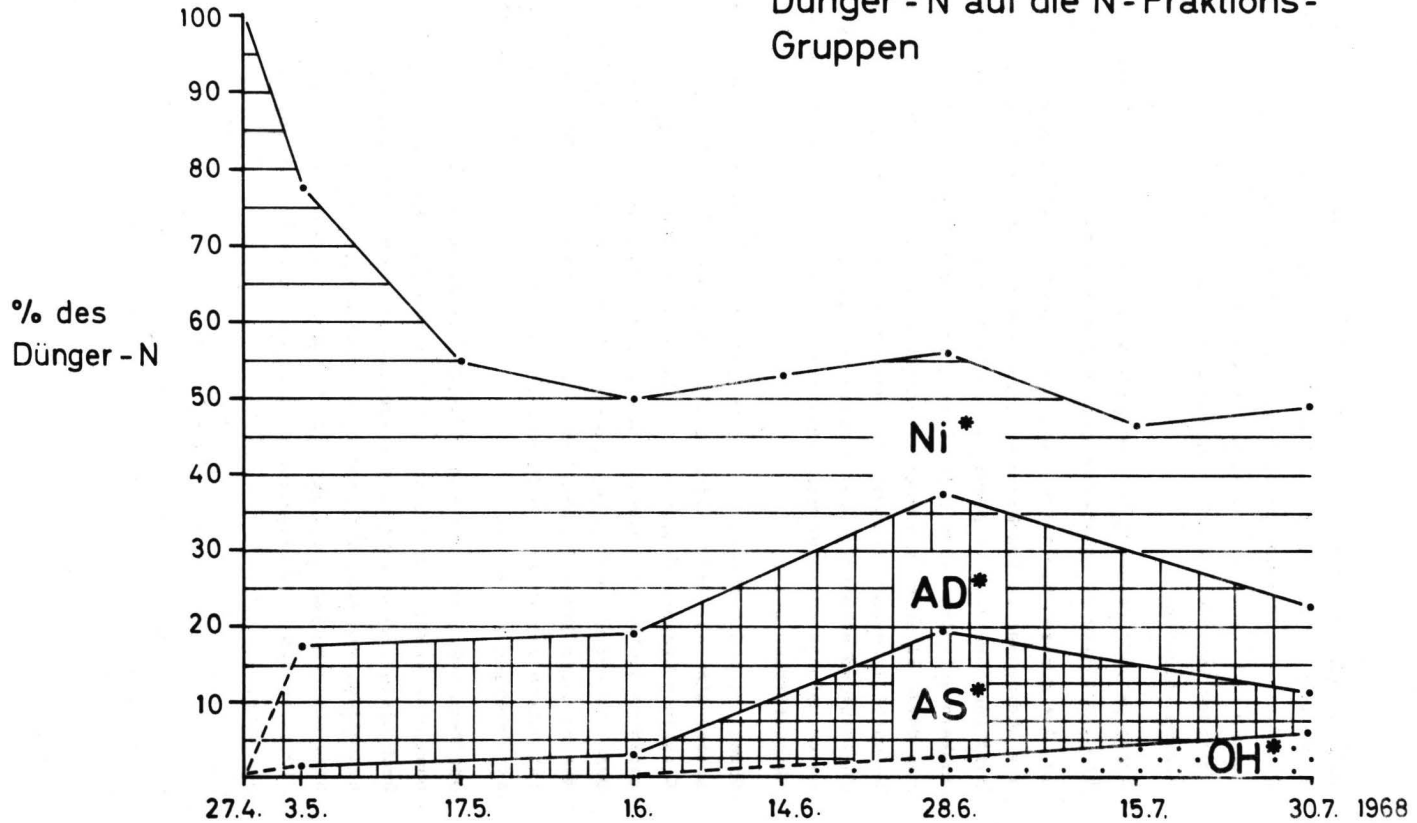
AS* Ein Einbau des Dünger-N in diese Fraktions-Gruppe findet nur im Ap statt und ist hier fast ausschließlich auf die oberen 10 cm beschränkt. In der Tiefe 10 - 20 cm liegt AS* während der gesamten Versuchs-Dauer nur knapp über der Nachweis-Grenze. Im unteren Teil des Ap (20 - 30 cm) war AS* nur am 1. VI. und 28. VI. nachzuweisen.

Bereits eine Woche nach der Ni^* -Düngung waren 1.8 % des Dünger-N in die Fraktions-Gruppe AS* eingebaut. Selbst zum Zeitpunkt der stärksten AS*-Mengen-Anreicherung am 28. VI. mit ca. 17 % des Dünger-N und dem Wiederabfall auf 6.4 % am Versuchs-Ende deckt sich das Gesamt-AS* der Boden-Decke annähernd mit den in den obersten 10 cm des Ap enthaltenen AS*-Mengen.

OH* Der Einbau des Dünger-N in nichthydrolysierbare organische (heterocyclische) N-Bindungs-Formen ist ebenfalls auf die Ackerkrume beschränkt. OH* ist erst Ende Juni nachzuweisen. Die Mengen-Anreicherung schreitet dann im Ap mit abnehmendem Tiefengradient in allen Tiefen des Ap fort. Am Versuchs-Ende ist in allen Ap-Abschnitten etwa dieselbe OH*-Menge vorhanden. Die Gesamt-Menge des OH* im Ap betrug zu dieser Zeit 6 % des Dünger-N.

Die Gesamt-Dünger-N-Mengen-Umverteilung in der Boden-Tessera der Parzelle 0 ist in Abb. 7 zusammenfassend dargestellt. Die im Text verwendeten %-Angaben, bezogen auf den Dünger-N, entsprechen dieser Abbildung.

ABB.7 : Umverteilung des Gesamt-
Dünger - N auf die N - Fraktions -
Gruppen



Diskussion: Stickstoff kann sowohl auf biologischem als auch abiologischem Wege in die organische Substanz des Bodens eingebaut werden. Die Mikro-Organismen können fast alle anorganischen Stickstoff-Verbindungen und Aminosäuren assimilieren. Abiologische Reaktionen können zwischen Ammonium, Nitrit, Aminosäuren und der organischen Matrix des Bodens ablaufen.

Weder bei AD* noch bei AS* ist eine exakte Aussage über die in diesen Fraktions-Gruppen dominierenden N-Bindungs-Formen zu machen.

Bei AD* dürften die Amide (Asparagin- und Glutaminsäure-Amide) überwiegen. Sie übernehmen in den Mikro-Organismen eine Speicher-Funktion. Aus ihnen wird nach Bedarf N transaminiert. Ein Teil des ^{15}N wird auch in den Aminosackern enthalten sein (7). Dies dürfte besonders bei pilzlicher Aktivität der Fall sein, die erst im Herbst hervortritt. Doch ist z. B. das N-Acetylglucosamin zusammen mit der Muraminsäure auch für den bakteriellen Zell-Aufbau notwendig. Die Fraktion AZ* dürfte daher - wenn auch in geringerem Umfange - in der Mai/Juni-Phase mit vorwiegend bakterieller Aktivität vertreten sein.

Obwohl sich AS* ebenfalls aus verschiedenen N-Bindungs-Formen zusammensetzt, sind die Aminosäuren als der dominierende und aktive Teil dieser Fraktions-Gruppe anzusehen, da die anderen N-Verbindungen nur einen geringen Prozentsatz vom Ges.-N-Gehalt des Bodens ausmachen. Da die Bildung von Purin- und Pyrimidin-Basen als Bestandteile von Nukleotiden den bakteriellen Aufbau-Prozeß organischer N-Bindungs-Formen begleitet, ist jedoch mit ihrer Beteiligung an der Festlegung von Dünger-N in der AS*-Fraktion zu rechnen.

Der Mengen-Gang der AD* und AS*-Fraktions-Gruppen im Ap bzw. auch im oberen Unterboden unterliegt bei jeder dieser Fraktionen Schwankungen. Doch bleibt, wenn man für die Profil-Tiefe die Summe aus beiden Fraktionen bildet, während der ganzen Vegetations-Periode ein Profil-Tiefen-gradient erhalten. Dies legt die Vermutung nahe, daß zumindest zwischen diesen beiden Fraktions-Gruppen enge metabolische Wechsel-Beziehungen bestehen.

Bei zusammenfassender Betrachtung fällt besonders die zeitliche Abfolge des Einbaus von Dünger-N in die organische Substanz auf. Trotz der starken Denitrifizierung in der Witterungs-Phase II, die durch hohe Dünger-N-Verluste gekennzeichnet ist, muß gleichzeitig eine biologische Nitrat-Assimilation ablaufen. Durch den starken Einbau des Dünger-N in die Amid-Fraktion wird zunächst ein N-Speicher aufgebaut. Mit zeitlicher Verzögerung läuft dann der Aufbau der Aminosäuren ab bis zum Erreichen eines Maximums. Die danach folgende Verringerung der AS*-Fraktions-Gruppe wird vom Umbau des Dünger-N in die nichthydrolysierbare heterocyclische N-Bindungs-Form begleitet. Es scheint gerechtfertigt, sich diese zeitliche, hauptsächlich mikrobiell bedingte Abfolge etwa in der folgenden Weise vorzustellen:

Nach der Nitrat-Assimilation und dem Einbau von markiertem N in die Amid-Gruppe besteht der nächste Schritt in einer Transaminierung zum Aufbau ^{15}N -markierter Aminosäuren: Bei alternder Mikroorganismen-Population setzt anschließend die Melanisierung, hauptsächlich von Tryptophan und Tyrosin ein, die in dieser Form dann nicht mehr in die hydrolysierbaren N-Fractionen eingehen.

Auch eine direkte Reaktion von Aminosäuren mit cyclischen Verbindungen kann für den Aufbau der OH*-Fraktion in Frage kommen (6). Beide Wege scheinen in erster Linie für die Anreicherung von markiertem N in der heterocyclischen Bindungs-Form verantwortlich zu sein. Daneben existieren weitere Möglichkeiten des Übergangs in nichthydrolysable N-Bindungs-Formen, die in diesem Zusammenhang erwähnt werden müssen:

- 1.) Einbau von $^{15}\text{NH}_4^+$, das aus ammonifiziertem $^{15}\text{NO}_3^-$ stammt,
- 2.) Reaktion von $^{15}\text{NO}_2^-$ mit der organischen Substanz des Bodens unter Bildung von Nitroso-Verbindungen (3).
- 3.) Bei der Hydrolyse von Bodenproben werden Anteile des Tryptophans und Tyrosins in melaninartige Körper überführt, so daß während der Fraktionierung von Proben, in denen diese beiden Aminosäuren angereichert waren, eine Umfraktionierung des Stickstoffs in die OH*-Fraktion eintreten kann.

Interessant für Fragen des bearbeitungsfreien Ackerbaus ist der Umstand, daß die AS*-Fraktion, die eine wichtige N-Transformator-Rolle spielt, aus dem Dünger-N nur in den oberen 10 cm gebildet wird. Bei fehlender

Durchmischung der oberen 30 cm durch den Pflug würde eine Tiefen-Anreicherung der gebildeten AS*-Fraktion bis zur Sohle des Ap unterbleiben. Bei weiteren Untersuchungen zur Frage des pfluglosen Ackerbaus wäre gerade eine eingehendere Klärung des Aminosäure-Metabolismus erforderlich.

5.2.3.2.2 Parzelle +

Da auf der bewachsenen Fläche bereits am 14. VI. anscheinend der End-Zustand in der ^{15}N -Gesamt-Menge des Bodens erreicht worden war, und der im Boden erhalten gebliebene Anteil des Dünger-N nur noch ca. 8 % ausmachte, wurde die Fraktionierung nur auf den Ernte-Zeitpunkt beschränkt. Infolge der in den einzelnen Boden-Tiefen noch vorhandenen geringen ^{15}N -Mengen konnten kaum noch gesicherte Werte ermittelt werden. Ein ^{15}N -Nachweis gelang nur noch in der AS*-Fraktions-Gruppe, die 3,5% des Dünger-N enthielt und in der OH*-Fraktion, die 4,5% des Dünger-N umfaßte. Der letztere Betrag ist annähernd gleich dem der unbewachsenen Parzelle.

Dieser Befund unterstreicht den in der Diskussion postulierten metabolischen Ablauf der N-Formen-Umwandlung, der im vorliegenden Fall - wie Tab. 7 zeigt - nur noch die relativ stabilen und spät gebildeten Anteile der durch Umfraktionierung erzeugten ^{15}N -Bindungs-Formen übrig gelassen hat.

Tab. 7 : Dünger-N-Umverteilung zum Ernte-Zeitpunkt (30.7.)
auf Parzelle + (bewachsen)

Tiefe cm	AS*	OH*
kg N/ha		
0 - 10	2.7	1.3
10 - 20	0	1.7
20 - 30	0	0.7
% des Dünger-N		
0 - 30	3.5	4.5

5.3 MENGEN-GANG DER N-FRAKTIONEN DES BODENS

In diesem Absatz soll untersucht werden, wie

- a) die in Absatz 5.1 festgestellten Gesamt-N-Verluste zustande kommen und ob
- b) die bei der Umverteilung des Dünger-N beobachteten Tendenzen auch für die N-Fractionen des Bodens und ihre zeitabhängige Umverteilung gelten.

5.3.1 Fraktionierung

Die Fraktionen wurden wie bei der Aufschlüsselung des düngerbürtigen N aufgetrennt, jedoch mit dem Unterschied, daß die Fraktionen AMa und AMf, austauschbares und fixiertes Ammonium getrennt von der Fraktions-Gruppe AD erfaßt wurden.

1. Fraktion : Ni Nitrat-N
2. Fraktion : AMa austauschbares Ammonium-N
3. Fraktion : AMf fixiertes Ammonium-N
4. Fraktions-Gruppe : AD AD Amid-N
AZ Aminosucker-N
ASd deaminiertes Amino-N
5. Fraktions-Gruppe : AS Amino-N
(Amin-N)
Purin- und Pyrimidin-N
(u.a.)
6. Fraktion : OH nichthydrolysierbares organisch (heterocyclisch)
gebundenes N

Zu denselben Zeitpunkten wie für das Dünger-N wurden von 10 zu 10 cm fortschreitend bis 80 cm Tiefe die oben genannten N-Fraktions-Mengen bestimmt.

5.3.2 Ergebnisse

Fraktion OH Diese Fraktion erweist sich während der Untersuchungs-Zeit als die am wenigsten veränderliche. Sie scheint aufgrund ihrer nicht erkennbaren Mengen-Veränderung kaum an der N-Umverteilung beteiligt zu sein. Auf eine tabellarische Darstellung kann daher verzichtet werden.

Die fehlende Mengen-Veränderung bedeutet jedoch nicht, daß langfristige Veränderungen unmöglich sind (vgl. 22), zumal die Umverteilung des Dünger-N zu Ende der Vegetations-Zeit einen - wenn auch nur geringfügigen - Einbau des ^{15}N in diese Fraktion erkennen ließ.

Die Gehalte an "OH" lassen in keiner Boden-Tiefe zwischen 0 und 80 cm Tiefe (Ackerkrume - Ap- und Unterboden-Al und AlBt₁) einen zeitlichen Mengen-Gang erkennen. Auch innerhalb jeder der beiden Tesserae und zwischen den beiden Tesserae treten in den einzelnen Boden-Tiefen kaum erkennbare Gehalts-Unterschiede auf. Die auf je 10 cm Boden-Abschnitt bezogene mittlere Menge an "OH" beträgt ca. 190 kg N/ha (minimal 160, maximal 225 kg).

Fraktions-Gruppen AD und AS Unterhalb der Ackerkrume, d. h. in Tiefen > 30 cm, lassen diese beiden Fraktions-Gruppen keinen zeitlichen Gang ihrer N-Mengen erkennen. Die Streuungen sind infolge der Inhomogenität des Unterbodens erheblich. Die Durchschnitts-Mengen in diesen Tiefen betragen in kg N/ha:

Tiefe (cm)	AD	AS
30 - 40	330	500
40 - 50	170	260
50 - 60	160	250
60 - 70	150	240
70 - 80	140	220

Eine Mengen-Umverteilung dieser beiden N-Fraktions-Gruppen erfolgt wie beim Dünger-N hauptsächlich im Bereich der Ackerkrume. In Tab. 8 sind die für bestimmte Zeitpunkte ausgewählten Summen-Werte für die Ackerkrume den mineralischen N-Fraktionen gegenübergestellt.

Tab. 8 : Gang der Mengen-Umverteilung der Boden-N-Fractionen im Ap, Nitrat-Mengen für Tiefe 0-80 cm angegeben, Dünger-N abgezogen, Angaben in kg N/ha.

Wittergs.-Phase	Gas-Verluste									
	Ni-Zunahme					Ni-Abnahme				
	Org. N-Zunahme					Org. N-Abnahme				
	I u. II		III			IV				
	5.IV.	D.	17.V.	D.	14.VI.	D.	28.VI.	D.	30.VII.	D.
PARZELLE 0										
Gas-Verluste (kalkuliert)		- 73								- 73
Ni - N	0	+ 78	78	+ 107	185	- 18	167	- 83	84	- 24
AMe - N	31	- 9	22	- 8	14	- 14	0	+ 12	12	
AMf - N	511	- 83	428	- 38	390	- 10	380	+ 42	422	
	- 14		+ 61		- 42		- 29			
AD - N	1098	- 58	1040	+ 16	1056	+ 23	1079	- 28	1051	- 100
AS - N	1813	+ 25	1838	- 43	1795	+ 19	1814	- 54	1760	
	- 33		- 27		+ 42		- 82			
D.		-120		+ 34		+ 0		- 111		- 197
PARZELLE +										
Gas-Verluste (kalkuliert)		- 78								- 78
Ni - N	0	+ 174	108	- 54	54	- 45	9	- 1	8	- 110
AMe - N	31	- 17	14	- 6	8	- 6	2	+ 2	4	
AMf - N	511	- 77	434	- 16	418	- 20	398	+ 22	420	
	+ 14		- 76		- 71		+ 23			
AD - N	1146	- 113	1033	- 10	1023	+ 10	1033	+ 28	1005	- 252
AS - N	1826	- 50	1776	- 22	1754	+ 40	1794	- 79	1715	
	- 163		- 32		+ 50		- 107			
D.		- 227		- 108		- 21		- 84		- 440

Betrachtet man in Tab. 8 die beiden organischen Fraktions-Gruppen zusammengenommen in ihrer Funktion als jahreszeitlich wechselnde N-Donatoren und -Rezeptoren und stellt sie den mineralischen N-Fraktionen als N-Austausch-Partner gegenüber, so läßt sich etwa folgende Tendenz erkennen: Auf beiden Parzellen treten Verluste besonders in den Witterungs-Phasen I und II bis Mitte Mai und in der Endphase IV ab Ende Juni auf. In dem dazwischen liegenden Zeit-Abschnitt III von Mitte Mai bis Ende Juni, in dem auf der Parzelle 0 das Dünger-N bevorzugt in organische N-Bindungs-Formen (AD* und AS*) übergeht, zeichnet sich auch in den AD- und AS-Fraktions-Gruppen des Bodens eine vorübergehende Zunahme ab. Als N-Quelle für diesen zwischenzeitlichen Wiederaufbau der beiden Fraktions-Gruppen können die bis dahin gebildeten mineralischen N-Fraktionen angesehen werden, die in dieser Zeit zurückgehen. Auf der unbewachsenen Parzelle erfolgt die Rückbildung eher als auf der bewachsenen Parzelle (fehlender pflanzlicher N-Entzug auf Parzelle 0 ?)

Insgesamt gesehen ist die Bilanz der Fraktions-Gruppen AD und AS in der Ackerkrume bis zur Ernte mit ca. 100 kg N (Parzelle 0) und ca. 250 kg N/ha (Parzelle +) negativ.

Fraktionen AM (a+f)

Bilanz-Tabelle 8 zeigt auf beiden Parzellen eine von Anfang April bis Anfang Juli fortlaufende Abnahme beider Fraktionen. Besonders die AMf-Fraktion scheint in der Anfangs-Phase als die wesentliche Quelle für die Nitratbildung zu fungieren (vgl. 29). Erst im Juli erfolgt durch Refixierung eine teilweise Wiederauffüllung der AMf-Fraktion. Dieser Vorgang findet unter gleichzeitiger starker Verringerung der Ni-, AD- und AS-Fraktionen statt. Die Auffüllung der Fraktion AMf kann daher sowohl auf Nitrat-Ammonifikation als auch auf N-Mineralisation beruhen. Die Tatsache, daß auf der Parzelle +, auf der kein Nitrat mehr verloren geht, ebenfalls eine Zunahme der AMf-Fraktion erfolgt, läßt vermuten, daß deren Wiederauffüllung bevorzugt auf Kosten von AD und AS erfolgt. Insgesamt steht den Verlusten bei Ni, AD und AS nur eine Vermehrung der Menge an AM (a+f) von 25-30 % der Verlust-Menge gegenüber, so daß in dieser Zeit mit erheblichen Gas-Verlusten an N in der Größenordnung von 80-100 kg N/ha in Phase IV zu rechnen ist (vgl. 5).

Tab. 9 : Zeitlicher Tiefen-Mengen-Gang des Austausch-Ammonium-N (Ama)
in kg N/ha

Tiefe(cm)	5.4.	3.5.	17.5.	1.6.	14.6.	28.6.	15.7.	30.7.
-----------	------	------	-------	------	-------	-------	-------	-------

PARZELLE 0

0 - 10	10,2	10,2	8,1	16,2	10,2	0	4,2	10,2
10 - 20	10,2	0	6,1	22,3	4,2	0	0	0
20 - 30	10,2	0	8,1	26,4	0	0	0	2,1
Σ_{Ap}	30,6	10,2	22,3	64,9	14,4	0	4,2	12,3
30 - 40	0	0	6,4	14,9	0	0	0	2,1
40 - 50	0	0	2,1	6,8	0	0	0	0
50 - 60	0	0	2,1	6,8	0	0	0	0
60 - 70	0	0	2,1	4,2	0	0	0	0
70 - 80	0	0	2,1	4,2	0	0	0	0
Σ	30,6	10,2	37,1	101,8	14,4	0	4,2	14,4

PARZELLE +

0 - 10	10,2	0	6,1	4,2	4,2	2,1	6,1	4,2
10 - 20	10,2	0	6,1	4,2	4,2	0	6,1	0
20 - 30	10,2	0	2,0	2,1	0	0	0	0
Σ_{Ap}	30,6	0	14,2	10,5	8,4	2,1	12,2	4,2
30 - 40	0	0	2,1	6,4	0	0	2,1	6,1
40 - 50	0	0	2,1	2,1	0	0	0	0
50 - 60	0	0	2,1	2,1	0	0	0	0
60 - 70	0	0	6,8	4,2	0	0	8,5	4,2
70 - 80	0	0	6,8	4,2	0	0	8,5	4,2
Σ	30,6	0	34,1	29,5	8,4	2,1	31,3	18,7

Tab. 10 : Zeitlicher Tiefen-Mengen-Gang des fixierten Ammonium-N (AMf)
in kg N/ha

Tiefe (cm)	5.4.	5.5.	17.5.	1.6.	14.6.	28.6.	15.7.	30.7.
------------	------	------	-------	------	-------	-------	-------	-------

PARZELLE 0

0 - 10	170	146	144	134	128	126	136	148
10 - 20	168	144	142	132	130	126	138	136
20 - 30	173	142	142	128	132	128	132	138
ΣA_p	511	432	428	394	390	380	406	422
30 - 40	170	147	142	140	132	132	149	149
40 - 50	183	158	158	147	145	155	153	153
50 - 60	183	158	158	147	145	155	153	153
60 - 70	208	196	189	167	170	170	183	185
70 - 80	208	196	189	167	170	170	183	185
Σ	1463	1287	1264	1162	1152	1162	1227	1247

PARZELLE +

0 - 10	170	168	146	134	138	130	134	138
10 - 20	168	177	146	142	142	132	130	140
20 - 30	173	163	142	144	138	134	134	142
ΣA_p	511	508	434	420	418	396	398	420
30 - 40	170	160	145	149	134	132	132	138
40 - 50	183	172	162	166	157	153	153	153
50 - 60	183	172	162	166	157	153	153	153
60 - 70	208	206	181	185	183	183	183	187
70 - 80	208	206	181	185	183	183	183	187
Σ	1463	1424	1265	1271	1232	1200	1202	1238

Die Bilanz-Tabelle gibt die zeitlichen Schwankungen der beiden AM-Fractionen nur unvollkommen wieder. Zur Ergänzung dienen die Tabellen 9 und 10. Das AMa zeigt am 17. V. und 1. VI. in allen Profil-Tiefen eine starke Mengen-Zunahme. Dabei ist der Zuwachs vom 17. V. zum 1. VI. im Ap größer als der gleichzeitigen Abnahme an AMf entspricht. Diese Erscheinung ist durch einen in dieser Zeit erfolgenden Mineralisations-Stoß zu erklären, bei dem Ammonium aus organischer Bindung freigesetzt wird. Er läuft der Nitrat-Bildung voraus.

Beim AMf (Tab. 10) ist in allen Profil-Tiefen der für die Ackerkrume typische jahreszeitliche Gang zu erkennen: Eine Abnahme bis Ende Juni und ein Wiederansteigen im Juli. Bei der Parzelle 0 setzt die Mengen-Zunahme im Unterboden bereits Mitte Juni ein. Das Wiederansteigen auch im Unterboden kann aus der während dieser Zeit ablaufenden starken N-Mineralisierung im Ap in Form von Ammonium aus der AD- und AS-Fraktions-Gruppe, z. T. wohl auch über die Nitrat-Ammonifikation erklärt werden, setzt dann aber eine Ammonium-Tiefenverlagerung aus dem Ap voraus (vgl. hierzu 18).

Fraktion Ni

Parzelle 0 : Bis zum 3. V. sind hier bis 80 cm Tiefe 96 kg bodenbürtiges Nitrat-N pro ha angereichert und zum Teil in den Unterboden verlagert worden. Dieser erste Beobachtungs-Abschnitt setzt sich aus einer witterungsbedingten Phase (I) der Nitrifizierung bis zum 27. IV. und einer anschließenden Phase (II) der gasförmigen N-Entbindung unter feuchten, denitrifizierenden Milieu-Bedingungen im Boden zusammen. Bis zum 3. V. erfährt das Dünger-Nitrat-N Verluste in Höhe von ca. 22 %. Gleiches kann für das bodenbürtige Nitrat angenommen werden. Das bedeutet, es müßten ca. 120 kg Nitrat-N gebildet worden sein, von denen etwa 24 kg durch Gas-Verluste verschwunden sind. Als Quelle für die Nitrat-Bildung in dieser Zeit kommt in erster Linie die Fraktion AMf in Betracht (s. o.).

Tab. 11 : Zeitlicher Tiefen-Mengen-Gang des Nitrat-N (Ni) in kg N/ha

Tiefe (cm)	5.IV.	3.V.	17.V.	1.VI.	14.VI.	28.VI.	15.VII.	30.VII.
------------	-------	------	-------	-------	--------	--------	---------	---------

PARZELLE 0

0 - 10	0	19,8	11,4	44,5	35,6	31,5	17,3	17,9
10 - 20	0	30,8	26,6	45,3	41,7	35,8	31,5	21,5
20 - 30	0	21,1	23,8	44,2	37,6	33,6	33,5	26,3
$\sum A_p$	0	71,7	61,8	134,0	114,9	100,9	82,3	65,7
30 - 40	0	11,4	11,8	28,6	23,7	29,1	26,8	18,5
40 - 50	0	0	0	5,1	11,7	9,4	6,5	0
50 - 60	0	0	0	5,1	11,7	9,4	6,5	0
60 - 70	0	6,6	2,1	0	10,6	8,5	0	0
70 - 80	0	6,6	2,1	0	10,6	8,5	0	0
$\sum$	0	96,3	77,8	172,8	183,2	165,8	122,1	84,2

PARZELLE +

0 - 10	0	40,6	14,2	4,1	4,1	0	0	0
10 - 20	0	36,5	14,2	8,1	8,1	0	4,2	0
20 - 30	0	38,6	32,5	24,4	16,2	0	14,2	0
$\sum A_p$	0	115,7	60,9	36,6	28,4	0	18,4	0
30 - 40	0	21,2	21,3	8,5	17,0	8,5	10,6	0
40 - 50	0	6,3	4,2	4,2	0	0	0	0
50 - 60	0	6,3	4,2	4,2	0	0	0	0
60 - 70	0	12,7	8,5	0	4,2	0	0	4,2
70 - 80	0	12,7	8,5	0	4,2	0	0	4,2
$\sum$	0	174,9	107,6	53,5	53,8	8,5	29,0	8,4

Im zweiten Teil der Phase II vom 3. V. bis 17. V. werden weitere 28 % des Dünger-N (= 22 kg N/ha) gasförmig entbunden. Trotz dieser durch Reduktions-Prozesse ausgelösten Erscheinungen scheint die Nitrat-Bildung im Boden nicht völlig zum Erliegen zu kommen, denn die Nitrat-N-Differenz ist kleiner als den gasförmigen N-Verlusten entsprechen müßte.

Von Mitte Mai bis zum Zeitpunkt des maximalen Nitrat-N-Gehaltes im Boden am 14. VI. werden noch einmal 107 kg Nitrat-N gebildet. Als Quelle hierfür treten jetzt besonders die Amid/Aminozucker und Aminosäure-Fraktions-Gruppen in den Vordergrund, während die bereits stärker ausgeschöpften Ammonium-Fractionen nur noch wenig abnehmen.

Zum Versuchs-Ende hin nimmt die Nitrat-N-Menge um insgesamt 100 kg/ha ab. Der Verbleib dieser Mengen ist unklar. Der Nitrat-Stickstoff dürfte nur zu einem sehr kleinen Teil in fixiertes Ammonium übergehen. Die bewachsene Parzelle zeigt nämlich, daß bei fehlendem Nitrat die Speisung der AM-Fractionen überwiegend aus der organischen N-Bindungs-Form heraus erfolgt. Da eine Nitrat-Auswaschung in dieser Zeit kaum in Frage kommen dürfte, wären andere Erklärungs-Möglichkeiten für die Nitrat-Verluste zu erwägen, wobei unter den jetzt trockenen Witterungs- und Boden-Verhältnissen ebenfalls an gasförmige N-Verluste zu denken ist (vgl. hierzu CARTER et al. 5).

Parzelle + : Auf ihr ist - vermutlich infolge besserer Durchlüftung aufgrund der Durchwurzelung - die erste Phase der Nitrifizierung stärker ausgeprägt. Schon hierzu werden - im Gegensatz zur Parzelle 0 - neben dem fixierten Ammonium erhebliche N-Mengen aus den Fraktions-Gruppen AD und AS freigesetzt. Vom 3. V. ab nimmt die Nitrat-Menge trotz fortschreitender Nitrifizierung fortlaufend ab, weil der heranwachsende Pflanzen-Bestand mehr Nitrat-N entzieht als nachgeliefert wird. Mit der Wurzel-Entwicklung verlagert sich der Entnahme-Punkt fortlaufend nach unten, was z. B. in der Veränderung des Ni-Tiefen-gradienten erst im Ap und dann im Unterboden zum Ausdruck kommt.

Zusammenfassend läßt sich die N-Metabolik des Bodens anhand der Umverteilung der N-Fractionen während der Vegetations-Zeit der Sommergerste (6. IV. bis 30. VII. 1966) gemäß den in Absatz 3 behandelten Witterungs-Phasen I bis IV in folgende Abschnitte gliedern:

PHASE I : Anfang bis gegen Ende April.

Überführung von fixiertem Ammonium in Nitrat
(1. Nitrat-Maximum), Mineralisierung organischer
N-Bindungs-Formen relativ gering

PHASE II: Ende April bis Mitte Mai.

Denitrifikation von Boden- und Dünger-Nitrat unter gasförmiger N-Entbindung (N_2), bei reduzierter Nitrifizierung, Nitrat-Tiefenverlagerung und weiterer Abnahme von austauschbarem und fixiertem Ammonium. N-Mineralisierung aus organischen Bindungs-Formen gegen Ende bei Parzelle 0 mäßig, Parzelle + stark, gleichzeitig Angebots-Stoß an Austausch-Ammonium.

PHASE III: Mitte Mai bis Ende Juni.

Parzelle 0: Durchlaufen des 2. Nitrat-Maximums und Nitrat-Tiefenverlagerung, Abnahme des austauschbaren und fixierten Ammoniums. N-Mineralisierung aus organischen Bindungs-Formen bis Mitte Juni fortlaufend, dann mit abnehmender Nitrifikation Wiederaufbau organischer N-Bindungs-Formen (vgl. Abb. 7).
Parzelle +: Wie Parzelle 0, aber durch laufenden Nitrat-Entzug durch den Pflanzen-Bestand kein 2. Nitrat-Maximum.

PHASE IV: Ende Juni bis Ende Juli.

Fortschreitende Abnahme des Nitrats und Aufzehrung des tiefer verlagerten Nitrats. Zunahme des austauschbaren und fixierten Ammoniums und Ammonium-Tieferverlagerung (?) unter starker Mineralisierung organischer N-Bindungs-Formen (vgl. Abb. 7 und Tab.8).

Vergleicht man abschließend die Gesamt-Verlust-Bilanzen in Tab. 5 mit Tab. 8 so stimmt auf Parzelle 0 - wenn man den Nitrat-Abzug für den Unterboden berücksichtigt - der Gesamt-N-Verlust mit dem Fraktions-Summen-N-Verlust annähernd überein. Bei Parzelle + liegt dagegen der für das Gesamt-N ermittelte Verlust um 65 kg N/ha höher als sich aus der Fraktions-Summen-N-Differenz ergibt. Dies kann durch methodische Fehler, wahrscheinlicher aber durch eine unzureichende Kalkulation der gasförmigen N-Verluste bedingt sein, die ja lediglich aufgrund des Vergleichs mit den Dünger-N-Verlusten eingesetzt wurden.

6 Z U S A M M E N F A S S U N G

Auf einer Parabraunerde aus mächtigem grundwasserfernem Löss wurde während der Vegetations-Periode 1968 die N-Metabolik der Bodendecke 0 - 80 cm unter Sommergerste (Parzelle +) und im unbewachsenen Zustand (Parzelle 0) untersucht.

Ermittelt wurde der zeitliche Mengen-Gang und die Tiefen-Verteilung des Gesamt-N, der Ammonium-, Nitrat-, Amid-/Aminozucker-, Aminosäure-N- und der nichthydrolysierbaren organisch (heterocyclisch) gebundenen N-Fraktion. Ferner wurde das metabolische Schicksal von markiertem Dünger-Nitrat verfolgt, indem in zeitlicher Abfolge die Umverteilung des Gesamt-Dünger-N auf die genannten N-Bindungsformen ermittelt wurde.

Die Verluste an bodenbürtigem Stickstoff sind auf der Parzelle + mit 400 kg N/ha im Ap-Horizont etwa 3 mal so hoch wie auf Parzelle 0. Die Ursache hierfür ist in der stärkeren Aerobie der durchwurzelten Parzelle + zu suchen.

Vom Dünger-N (80 kg N/ha), im April zugefügt, gehen auf beiden Parzellen ca. 50 % gasförmig verloren und zwar vorwiegend in der zweiten feuchten Witterungs-Phase zwischen Ende April und Mitte Mai. Auf Parzelle 0 bleibt der Rest bis zum Ernte-Zeitpunkt erhalten, während auf Parzelle + ca. 40 % in die oberirdische Pflanzen-Masse übergehen und nur 8 % im Boden erhalten bleiben. Das Dünger-N ist nur zu 25 % an der von den Pflanzen aufgenommenen N-Menge beteiligt.

Der Dünger-Stickstoff verteilt sich lediglich auf eine Boden-Tiefe bis 60 cm. Auf der Parzelle 0 findet in 20 bis 40 cm eine Dünger-N-Anreicherung durch Nitrat-Einwaschung aus dem Oberboden statt.

Auf Parzelle 0 liegen zu Ende Juli von dem im Boden erhalten gebliebenen Ausgangs-Dünger-N noch 26 % als Nitrat-N, 10 % als Amid-/Aminozucker-N, 6 % als Amino-N und 6 % als nichthydrolysierbares organisch (heterocyclisch) gebundenes N vor. Die Umwandlung vollzieht sich im Ap-Horizont. Nur Nitrat-N und die Fraktions-Gruppe Amid-/Aminozucker-/Ammonium-N tritt vorübergehend auch im Unterboden auf.

Parzelle + zeigt zum Ernte-Zeitpunkt, daß sich die verbliebenen 8 % vom Dünger-N zu 3,5 % auf Amino- und zu 4,5 % auf die Fraktion "nicht-hydrolysierbares organisch (heterocyclisch) gebundenes N" verteilen.

Die N-Umverteilung folgt einer mikrobiologischen Umbaukette, bei der nach der Nitrat-Assimilation zuerst Amide, dann Aminosäuren (hauptsächlich in den obersten 10 cm) und zum Schluß heterocyclische N-Verbindungen melanisierter Aminosäuren (Tryptophan, Tyrosin) gebildet werden. Der Auf- und Abbau der Aminosäure- inklusive Amid-Fraktions-Gruppe während der Vegetations-Zeit weist diese beiden als die "aktiven" organischen N-Bindungs-Formen aus.

Die bodenbürtigen N-Fraktionen folgen in ihrer Umverteilungs-Tendenz dem düngerbürtigen N. Die Umverteilungs-Prozesse lehnen sich dabei weitgehend an die während der Versuchs-Periode durchlaufenen 4 Witterungs-Phasen an: In der trockenen ersten April-Hälfte und von Mitte Mai bis Ende Juni werden 2 Nitrifikations-Phasen (Maximum ca. 180 kg Nitrat-N/ha im Juni) durchlaufen. N-Quelle für die Nitrat-Bildung sind zuerst die Ammonium-, später die Amid-/Amino-N-Fraktions-Gruppen. In der dazwischen liegenden feucht-kühlen Phase von Ende April bis Mitte Mai treten im reduzierenden Boden-Milieu bei verminderten Nitrifikations-Raten starke gasförmige N-Verluste (ca. 75 kg N/ha) unter Inanspruchnahme des vorher gebildeten Nitrats auf. - Mit dem Abklingen der 2. Nitrifikations-Phase im Juni wird der Vorrat an organischen N-Bindungs-Formen vorübergehend partiell regeneriert. - Im Juli erfolgt

bei der unter Normal-Bedingungen wechselnden Austrocknung und Wiederbefeuchtung des Bodens unter starker gasförmiger N-Entbindung (2. Verlust-Phase) ein ausgeprägter Rückgang des Nitrat-N und eine auffällige Reduktion der aktiven organischen N-Bindungs-Formen. Deren Mineralisierung führt zur Wiederauffüllung der durch Nitrat-Bildung beanspruchten Fraktionen "austauschbares" und "fixiertes Ammonium", die jedoch zu Ende der Beobachtungs-Periode noch nicht abgeschlossen war.

Abgesehen vom Nitrat-N, das vorübergehend tiefer verlagert wird, spielen sich die dargestellten Vorgänge bilanzmäßig erfaßbar hauptsächlich im Ap-Horizont ab.

7 L I T E R A T U R

- 1 ALLISON, F.E., 1955 : The enigma of soil nitrogen balance sheets, *Advances Agron.* 7, 212-250 (1955)
- 2 - " - , 1966 : The fate of applied nitrogen to soils, *Advances Agron.* 18, 219-258 (1966)
- 3 BREMNER, J.M., und NELSON, D.W., 1968 : Chemical decomposition of nitrite in soils, *Transact. 9th Internat. Congr. Soil Sci., Adelaide*, II, 495-503 (1968)
- 4 BROADBENT, F.E., und NAKASHIMA, T., 1965 : Plant recovery of immobilized nitrogen in greenhouse experiments, *Soil Sci. Soc. America Proceed.* 29, 55-60 (1965)
- 5 CARTER, J.N., BENNETT, D.L., und PEARSON, R.W., 1967 : Recovery of fertilizer nitrogen under field conditions using nitrogen-15, *Soil Sci. Soc. America Proceed.* 31, 50-56 (1967)
- 6 CASSEBAUM, H., 1958 : Beziehungen zwischen Redoxpotential und Dehydrasenwirkung von Chinonen und Isotinen, *Z. Elektrochemie* 62, 426-436 (1958)
- 7 CHENG, H.H., und KURTZ, L.T., 1963 : Chemical distribution of added nitrogen in soils, *Soil Sci. Soc. America Proceed.* 27, 312-316 (1963)

- 8 FLEIGE, H.,
MEYER, B., und
SCHOLZ, H., 1971 : Fraktionierung des Bodenstickstoffs für
N-Haushalts-Bilanzen,
Göttinger Bodenkundl.Ber. 17(1971) (im Druck)
- 9 GLIEMEROTH, G., 1959 : Stickstoffverlagerung über Winter auf
einem Lößlehm in Abhängigkeit von Form,
Menge, Termin und Verteilung der Herbst-
düngung, Z. Pflanzenern..Düng.,Bodenkunde
85, 20-31 (1959)
- 10 - " - , 1959 : Stickstoffverlagerung über Winter in Ab-
hängigkeit von der Wasserführung eines
Lößlehm Bodens, Z. Acker- u. Pflanzenbau
107, 129-146 (1959)
- 11 HASE, D., und
MEYER, B., 1969 : Feuchte-Jahresgang, Wasserbewegungen und
-Bilanzen in dicken Würmlößdecken und
ihren holozänen Böden (Parabraunerde,
Grieserde, Feuchtschwarzerde) bei unter-
schiedlichem Grundwasserstand im Raum
Niedersachsen, Göttinger Bodenkundl.Ber.
11, 85-183 (1969)
- 12 HAUCK, R.D., 1968 : Soil and fertilizer nitrogen - a review
of recent work and commentary, Transact.
9th Internat. Congr. Soil Sci., Adelaide,
II, 475-486 (1968)
- 13 OVERREIN, L.N., 1967 : Immobilization and mineralization of
tracer nitrogen in forrest raw humus.
I. Effect of temperature on the inter-
change of nitrogen after addition of
urea-, NH_4^- and $\text{NO}_3^- \text{N}^{15}$, Plant and Soil 27,
1-20 (1967)
- 14 OWENS, L.D., 1960 : Nitrogen movement and transformations in
soil as evaluated by a lysimeter study
utilizing isotopic nitrogen,
Soil Sci. Soc. America Proceed. 24,
372-376 (1960)
- 15 PEARSON, R.W.,
JORDAN, H.V., et al.
1961 : Residual effects of fall- and spring
applied nitrogen fertilizer on crop yields
in the southern United States, U.S.D.A.
Tech. Bull. 1254, 1-19 (1961)
- 16 PFAFF, C., 1949 : Lysimeterversuche, Z. Pflanzenern.,Düng..
Bodenkunde 43, 93-118 (1949)
- " - , 1962 : Einfluß der Beregnung auf die Nährstoff-
auswaschung bei mehrjährigem Gemüsebau,
Gartenbauwiss. 27, 27-39 (1962)

- 18 RAY, H.E.,
MacGREGOR, J.M., u.
SCHMIDT, E.L., 1957 : Movement of ammonium nitrogen in soils,
Soil Sci. Soc. America Proceed. 21,
309-312 (1957)
- 19 REID, A.S.J.,
WEBSTER, G.R., und
KROUSE, H.R., 1969 : Nitrogen movement and transformation
in soils, Plant and Soil 31, 224-237
(1969)
- 20 SCHEFFER, K., und
MEYER, B., 1970 : Physikalisch-pedohydrologische Verän-
derungen einer grundwasserfernen Para-
braunerde aus mächtigem Jungwürm-Löß
durch Tiefumbruch. Göttinger Bodenkundl.
Ber. 16 (1970) (im Druck)
- 21 - " - : Umgestaltung des Phosphat-Haushaltes
einer Parabraunerde aus mächtigem Löß
durch Tiefumbruch, Göttinger Bodenkundl.
Ber. 16 (1970) (im Druck)
- 22 - " - : Veränderungen des N- und K-Haushaltes
einer Parabraunerde aus mächtigem Würm-
Löß durch Tiefumbruch, Göttinger Boden-
kundl. Ber. 16 (1970) (im Druck)
- 23 - " - : Zum Humushaushalt einer ungestörten und
tief umgebrochenen Löß-Parabraunerde
unter Ackernutzung, Göttinger Bodenkundl.
Ber. 16 (1970) (im Druck)
- 24 - " - : Vergleich der Erträge, Nährstoffaufnahmen,
Wuchsleistungen und Wurzelentwicklungen
einer normalen und tief umgebrochenen
Parabraunerde, Göttinger Bodenkundl. Ber.
16 (1970) (im Druck)
- 25 STEWART, B.A.,
PORTER, L.K., und
JOHNSON, D.D., 1963 : Immobilization and mineralization of
nitrogen in several organic fractions
of soil, Soil Sci. Soc. America Proceed.
27, 302-304 (1963)
- 26 - " - : The availability of fertilizer nitrogen
immobilized during decomposition of straw,
Soil Sci. Soc. America Proceed. 27,
656-658 (1963)
- 27 STOJANOVIC, B.J. und
BROADBENT, F.E., 1956: Immobilization and mineralization rates
of nitrogen during decomposition of plant
residues in soil, Soil Sci. Soc. America
Proceed 20, 213-218 (1956)

- 28 VIETS, F.G., 1960 : Recovery of fertilizer nitrogen on irrigated and dryland soils of the western United States, Transact 7th Int. Congr. Soil Sci., Madison (Wis.), III, 486-493 (1960)
- 29 WELCH, L.F., und
SCOTT, A.D., 1960 : Nitrification of fixed ammonium in clay minerals as effected by added potassium, Soil Sci. 90, 75-85 (1960)
- 30 ZAMYATINA, V.B.,
BORISOVA, N.I.,
et al. 1968 : Investigations on the balance and use of ¹⁵N-tagged fertilizer nitrogen by plants in soils, Transact. 9th Int. Congr. Soil Sci., Adelaide, II, 513-521 (1968)

Kickuth, R., Schwarz, R., u. Steubing, L.:

Wasserhaushalt von *Scirpus lacustris* L.

**(Arbeiten zur Beziehung Wasserhaushalt höherer
Pflanzen – Vererdung und Aufbereitung von
Schlämmen)**

(gefördert durch die Fritz Thyssen Stiftung)

**Göttinger Bodenkundliche Berichte 18, 87–181
(1971)**

Inhaltsverzeichnis

	Seite
A. <u>E I N L E I T U N G</u>	90
B. <u>U N T E R S U C H U N G S G U T U N D</u> <u>M E T H O D I K</u>	94
I. <u>K L I M A K A M M E R V E R S U C H E</u>	94
a) <u>Vorkultur</u>	94
b) <u>Weiterkultur</u>	95
II. <u>F R E I L A N D V E R S U C H E</u>	105
a) <u>Vorkultur</u>	105
b) <u>Weiterkultur</u>	105
III. <u>K L I M A K A M M E R - U N D F R E I L A N D V E R S U C H E</u>	108
a) <u>Bezugsgrößen für die Transpiration</u>	108
b) <u>Bonitur der Binsen</u>	108
c) <u>Zusätzliche Untersuchungen</u>	109
d) <u>Methoden der Darstellung</u>	110
C. <u>V E R S U C H S E R G E B N I S S E</u>	114
I. <u>K L I M A K A M M E R V E R S U C H E</u>	114
a) <u>Vorkultur in Leitungswasser mit</u> <u>HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung und Sand</u>	114
b) <u>Weiterkultur in 10-fach verd.</u> <u>HOAGL.-A. u. AZ-Lösung</u>	114

	Seite
c) <u>Weiterkultur in zunehmend durch</u> <u>KH_2PO_4 entharmonis. 10-fach verd.</u> <u>HOAGL.-A. und AZ-Lösung</u>	119
d) <u>Vorkultur in harmonischer und</u> <u>10-fach verd. HOAGL.-A. und AZ-</u> <u>Lösung, die zunehmend durch</u> <u>KH_2PO_4 entharmonisiert wird</u>	121
e) <u>Weiterkultur in unveränderter Vor-</u> <u>kulturlösung</u>	130
1. Einfluß der verschiedenen Auf- zuchtmedien auf die Transpira- tion	130
2. Beziehungen zwischen osmot. Drucken von Nährlösungen und darin wachsenden Pflanzen (osm. Wert), ihrer Transpira- tion u. ihren Wassergeh.	137
3. Zusätzliche Untersuchungen	145
II. <u>VERSUCHE IM FREIEN</u>	146
D. <u>DIE ALLGEMEINE STEL-</u> <u>LUNG VON SCIRPUS LACU-</u> <u>STRIS L.</u>	157
E. <u>LITERATURVERZEICHNIS</u>	173

A. E I N L E I T U N G

Seit einigen Jahren sind verschiedene höhere Wasserpflanzen unter bis dahin unbekannten Aspekten in einen Brennpunkt des praktischen und wissenschaftlichen Interesses gerückt. So will man beispielsweise mit bestimmten Wasserpflanzen eine Reinigungswirkung in verschmutzten Gewässern erzielen - sei es durch Eliminierung von Ballast- und Schadstoffen oder durch Verminderung der Keimzahl - und zum anderen die Trocknung und Vererdung von besonders schwierigen industriellen Schlämmen erreichen. Im ersten Fall hat sich *Scirpus lacustris* L. bisher als am leistungsfähigsten erwiesen, im letzteren *Phragmites communis* (SEIDEL (1966), SEIDEL und KICKUTH (1967), SEIDEL et al. (1967), BITTMANN und SEIDEL (1967) und KICKUTH (1969)). Wie andere Pflanzen kann auch *Scirpus* aus dem Nährmedium Ionen aufnehmen. Daneben besitzt sie die besonders interessante Fähigkeit, dem Wasser hochtoxische organische und anorganische Verbindungen der unterschiedlichsten Konstitution zu entziehen.

Kalium- und Phosphationen ist als wichtigen Ballastkomponenten vor allem unserer Zivilisationsgewässer eine besondere Bedeutung beizumessen.

Beide stellen wichtige Eutrophierungskomponenten verschmutzter Gewässer dar, an deren Entfernung der Praxis viel gelegen ist (SEIDEL, 1966).

Ist es für *Phragmites* wünschenswert, die Trennung der festen und flüssigen Bestandteile von schwer trocknenden Schlämmen mit Hilfe eines möglichst intensiven Wasserentzuges durch Pflanzen zu beschleunigen, so ist für *Scirpus lacustris* genau das Gegenteil der Fall: Wegen der engen Verknüpfung von Wasser- und Ionenhaushalt in Pflanzen muß eine Entsalzung von Gewässern im Zusammenhang mit der Transpiration gesehen werden. Die Eliminationsleistung von *Scirpus lacustris* wird dann umso bedeutender, wenn sie, bezogen auf die Menge der aufgenommenen Salze, möglichst wenig transpiriert und sich so "wassersparend" verhält.

Wir stellen den folgenden Kapiteln eine Übersicht in Form eines Schaltplanes über die von uns durchgeführten Versuche in zwei Klimakammern (Vorkultur: V.N.: A-F, Weiterkultur: V.N.: a-f) und im Freiland mit Angabe der Versuchsdauer und -nummer (= V.N.) voran (Abb. 1).

WEITERKULTUR: 2 KLIMAKAMMER, bzw. FREILAND		K L I M A K A M M E R		FREILAND	
VERSUCHS-NUMMER	A. a	B. b	C. c	D. d	E. e
31	31	31	31	31	31
30	30	30	30	30	30
29	29	29	29	29	29
28	28	28	28	28	28
27	27	27	27	27	27
26	26	26	26	26	26
25	25	25	25	25	25
24	24	24	24	24	24
23	23	23	23	23	23
22	22	22	22	22	22
21	21	21	21	21	21
20	20	20	20	20	20
19	19	19	19	19	19
18	18	18	18	18	18
17	17	17	17	17	17
16	16	16	16	16	16
15	15	15	15	15	15
14	14	14	14	14	14
13	13	13	13	13	13
12	12	12	12	12	12
11	11	11	11	11	11
10	10	10	10	10	10
9	9	9	9	9	9
8	8	8	8	8	8
7	7	7	7	7	7
6	6	6	6	6	6
5	5	5	5	5	5
4	4	4	4	4	4
3	3	3	3	3	3
2	2	2	2	2	2
1	1	1	1	1	1

Abb.: 3

Abb. 1: Übersicht in Form eines Schaltplanes über die von uns durchgeführten Versuche. Vorkultur in der 1. Klimakammer bzw. im Freiland (Versuchsnummer: V.N.: A-F). Weiterkultur in der 2. Klimakammer bzw. im Freiland (V.N.: a-f).

Sprühtanks (nur erwachsene Pflanzen): ☐

Lochdeckelgefäße:

erwachsene Pflanzen: ☐ junge Pflanzen: ☒

Alle % Angaben ohne nähere Kennzeichnung beziehen sich auf den KH_2PO_4 -Gehalt in den

Lösungen.

Starke Linien: Harmonische Lösungen:

a) normal konzentrierte HOAGL.-ARN u. AZ-Lösung: Gehalt an KH_2PO_4 : 0,1 %

Gesamtionenkonzentration: 0,2 %

b) 10-fach verdünnte HOAGL.-ARN. u. AZ-Lösung:

Gesamtkonzentration: 0,02 %

Dünne Linien: Unharmonische Lösungen

U = Umstellung der Konzentration

SWM = Schnellwägemethode

B. U N T E R S U C H U N G S G U T U N D

M E T H O D I K

Unsere Versuche führten wir durch mit Binsen (*Scirpus lacustris* L.) aus der Versuchsanlage der "Gelsenwasser" in Haltern und aus Versuchsbecken der Limnologischen Arbeitsgruppe Dr. Seidel in Krefeld.

I. KLIMAKAMMERVERSUCHE: Vom 12. 11. 1968 - 18. 4. 1969

a) Vorkultur (1. Klimakammer):

Für die ersten Versuche (V.N.: A-C) in der Klimakammer schnitten wir die alten Halme der Binsen zurück, pflanzten die Rhizome in große Plastikwannen mit Quarzsand und zogen neue Halme aus Knospen heran. Ab Sandoberfläche etwa 15 cm Leitungswasser mit Zusatz von HOAGLAND-ARNON und AZ-Lösung. Diese Lösung erneuerten wir jede Woche. Aufzucht bei 25° C, 70 % rel. Luftfeuchte und 6-stündiger Dunkelperiode im Wechsel mit 18-stündiger Belichtung (SCHOSER, 1966).

In späteren Versuchen, in denen wir feststellen wollten, ob die Transpiration durch das Aufwachsen der Binsen in unterschiedlichen Nährlösungen beeinflusst wird, wählten wir andere Aufzuchtbedingungen (V.N.: D und E):

Nachdem wir die an den Wurzeln und Rhizomen hängende Erde sorgfältig abgewaschen hatten, ließen wir nach dem Zurückschneiden der alten Halme junge Sprosse in 12 verschiedenen zusammengesetzten Nährlösungen ohne Quarzsand heranwachsen. Dabei gingen wir aus von einer normal konzentrierten HOAGLAND-ARNON und AZ-Lösung (0,2 % Gesamtionenkonzentration) in der ersten Aufzuchtwanne. In der zweiten Wanne standen die Pflanzen in einer 10-fach verdünnten HOAGLAND-ARNON und AZ-Lösung (0,02 % Gesamtionenkonzentration) mit einem KH_2PO_4 -Anteil von 0,001 %. Für die restlichen 10 Wannen wählten wir letztere als Grundnährlösung und entharmonisierten sie aufsteigend jeweils durch Hinzufügen von 0,01, 0,02, 0,05, 0,1, 0,2, 0,5, 1,1, 2,2, 4,4 % KH_2PO_4 .

Wir belüfteten ständig alle Nährlösungen mit einer Preßluftpumpe und erneuerten die Lösung jede Woche.

Nach drei Wochen Aufzucht war die erste Sproßfolge ausgewachsen und konnte für die anschließenden Transpirationsversuche verwendet werden.

b) Weiterkultur (2. Klimakammer, V.N.: a-e):

Für die Transpirationsmessungen wird in den Klimakammerversuchen die Gefäßwägemethode verwendet, im Freien zusätzlich die Momentanmethode.

Damit wir die Wirkung einer Nährlösung mit dauernd konstanter Zusammensetzung vergleichen konnten mit einer, die sich in der Versuchszeit durch die Pflanzen selbst verändert, verwendeten wir die Gefäßwägemethode in zwei Variationen:

1. Hydroponikstandkultur:
(veränderliches Ionenangebot)

Behälter aus Kunststoff (PVC), sog. Lochdeckelgefäße, die bis auf die Öffnung für den Binsenhalm gasdicht abgeschlossen sind. Der Gewichtsverlust des Gefäßes entspricht der transpirierten Wasserdampfmenge. Gasdichter Abschluß des Halmes durch ein 0,3 mm starkes, sehr elastisches und weiches Paratuch[®] mit einer Öffnung, durch die bei Versuchsbeginn die glatten Halme geführt werden (Abb. 2). Die Zahl der Pflanzen pro Gefäß beträgt zwei, weil wir wegen der Wägenauigkeit gezwungen waren, relativ kleine Gefäße zu verwenden.

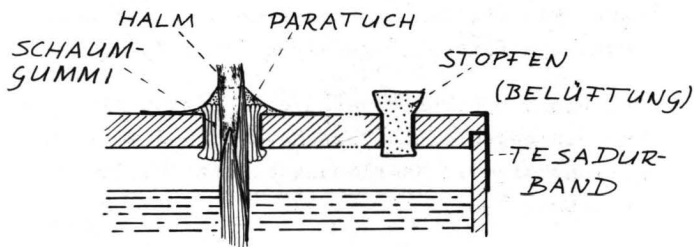


Abb. 2: Abdichtung des Lochdeckelgefäßes

In der ersten Versuchsreihe (V.N. a) kultivierten wir Binsen in je 4 Lochdeckelgefäßen mit belüfteten und unbelüfteten 10-fach verdünnten HOAGL.-ARN. und AZ-Lösungen. Die unbelüfteten Gefäße öffneten wir nur kurz, damit sich eventuell entstandener Unterdruck ausgleichen konnte, da dieser die Transpiration vermindern kann (WÖSTMANN, 1942). Die Lösungen wechselten wir während der ganzen Versuchszeit nicht aus.

Später (ab V.N. b) werden die Nährlösungen wöchentlich erneuert und mit einer Preßluftpumpe im Abstand von zwei Tagen 10 Minuten lang belüftet. Bestimmung des Gewichtsverlustes täglich auf einer Präzisionswaage (Sartorius).

2. Sprühtankkultur: (konstantes Ionenangebot)

Wir bauten den von SCHEFFER und KICKUTH (1964) ausführlich beschriebenen Sprühtank für unsere Zwecke um.

Sechs Binsenhalme werden im Deckel eines Sprühtanks wie bei den Lochdeckelgefäßen mit Schaumgummi und Paratuch[®] gehalten (Abb. 3).

Bei einer höheren Besatzdichte hätten sich die Wurzeln gegenseitig "beschattet" und wären ungleichmäßig mit Nährlösung benetzt worden (WOLPERS, 1965).

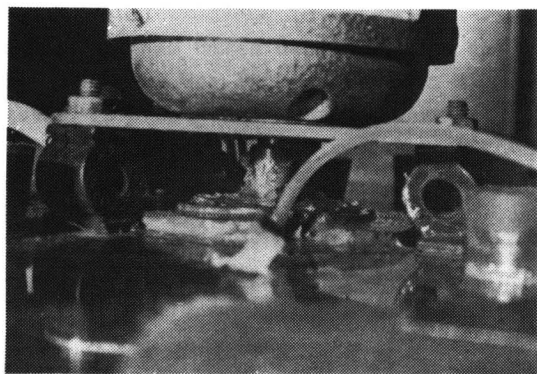
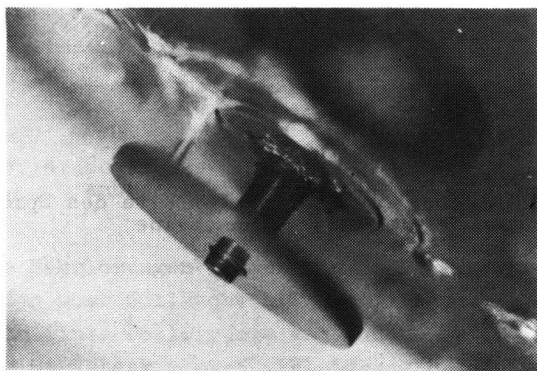
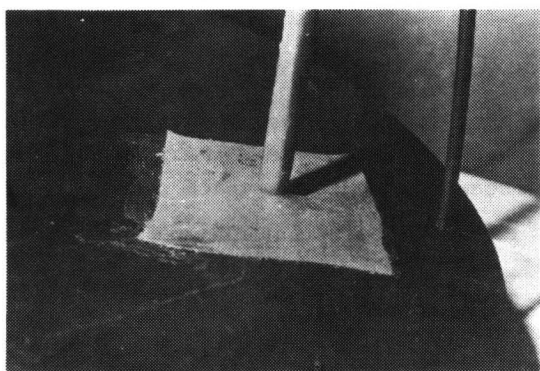


Abb. 3: Deckel eines Sprühtanks mit Binsenhalbm

Abb. 5: Ausschnitt von der Oberseite des Sprüh-
tankdeckels mit Motor, Achse und Nähr-
lösungsschlauch

Abb. 6: Ausschnitt von der Unterseite des Sprüh-
tankdeckels mit Sprühscheibe

Das schwierige Abdichten der Motorachse gelang durch Silikongummischeiben, in die Löcher für die rotierende Motorachse gestanzt waren und durch Spezialfett für KPG-Rührer, das die entstandene Kammer zwischen Gummischeiben und Sprühtankdeckel füllt (Abb. 4 und 5).

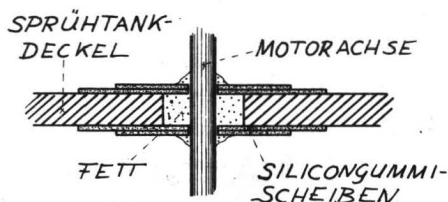


Abb. 4: Schematischer Schnitt durch die Motorachsendichtung

Die Nährlösungen werden aus 25 l PVC-Vorratsgefäßen über Schläuche mit 2 mm lichter Weite mittels einer Dosierpumpe zugeführt. So erhielt jeder Sprühtank gleich viel Lösung pro Zeiteinheit.

Mit Hilfe eines durch den Tankboden geführten Trichters kann bei Probenentnahmen die von den Wurzeln tropfende Nährlösung gesondert von der an die Wand gesprühten aufgefangen werden (Abb. 7).

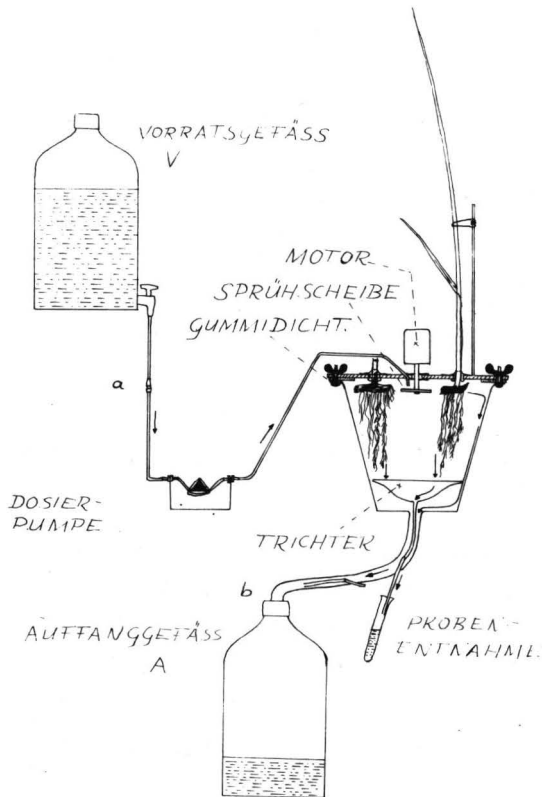


Abb. 7: Schema der Sprühtankversuchsanordnung

Zur Wägung wird in Abständen von ein bis drei Tagen gleichzeitig der Zufluß bei a und der Abfluß bei b gesperrt. Vorrats- (V) und Auffanggefäß (G) wogen wir auf einer Plattenwaage (Bizerba) mit einem maximalen Bereich von 30 kg. Bei einem Wägevorgang wogen wir jeweils viermal, bildeten den Mittelwert und korrigierten diesen durch Vergleich mit einem Standardgewicht: Durch die Transpiration der Pflanzen nahm die Summe der Gewichte von V und A ständig ab. Die Abnahme entspricht der Transpiration in der Zeiteinheit.

Die Versuchsreihe läuft über zwei Wochen, weil sich erst dann Schwankungen im Totvolumen zwischen V und A ausgleichen. Deshalb war es auch nicht sinnvoll, öfters als einmal am Tag zu wiegen.

In drei Blindversuchen, bei denen anstelle der Binsen Glasstäbe im Deckel der Sprühtanks steckten, überprüften wir das System auf Dichtigkeit. Es ergab sich ein mittlerer Wasserverlust von 8,7 g in 14 Tagen, das sind gegenüber dem Verlust durch die Transpiration der Binsen etwa 2,9 %, die wir bei der Auswertung der Versuche abzogen.

Eine Versuchsreihe bestand aus 12 Lochdeckelgefäßen und bis zu 8 Sprühtanks.

3. Klima

Die Weiterkultur führten wir bei einer Temperatur von 23°C , einer relativen Luftfeuchte von 55 % und einer Beleuchtung von 5000 Lux (Hg-Dampf-Hochdrucklampe) in Pflanzenhöhe bei einem 18-stündigen Tag- und 6-stündigen Nachtrhythmus aus. Diese drei Bedingungen wurden konstant eingehalten.

Die Evaporation bestimmten wir mit einer WILD'schen Waage (Nacht: 23,4, Tag: 39,8 Mittel: $34,5\text{ mg/dm}^2 \cdot \text{min}$) und einem PICHE-Evaporimeter (weiße Scheiben, 3 cm Durchmesser, Mittel: $34,9\text{ mg/dm}^2 \cdot \text{min}$), (Abb. 8).

4. Nährlösungen

Ausgangsnährlösung: 10-fach verdünnte HOAGLAND-ARNON und AZ-Lösung (0,02 % Gesamtionenkonzentration). Diese wird zunehmend durch 0,005, 0,01, 0,02, 0,05, 0,1, 0,2, 0,5, 1,0, 2,0, 4,0 % KH_2PO_4 entharmonisiert.

Zusätzlich Verwendung einer harmonischen, normal konzentrierten HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung (0,2 % Gesamtionenkonzentration; V.N. c-e).

Der Gebrauch dieser 2 harmonischen und 10 unharmonischen Nährlösungen bei den einzelnen Versuchsgliedern vor und nach der Umstellung der Konzentration ist aus Abb. 1 zu ersehen.

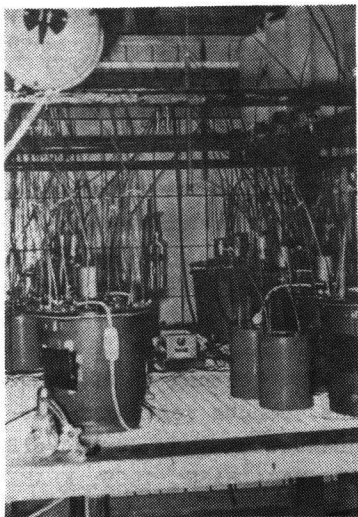


Abb. 8: Gesamtansicht der Versuchsklimakammer:
Vorratsgefäße, Dosierpumpe, Sprühtanks,
Auffanggefäße, Lochdeckelgefäße, Tempe-
ratur- und Luftfeuchtefühler, PICHE-
Evaporimeter

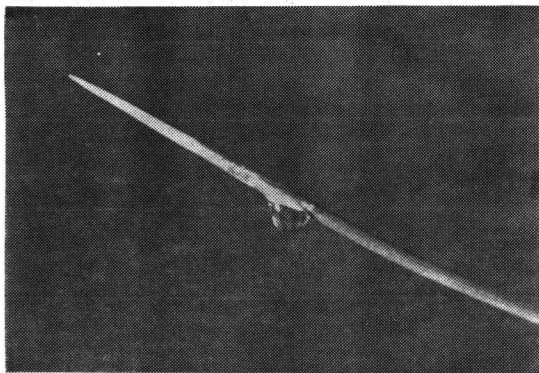


Abb. 15: Guttationswasser an einer Binsenhalmspitze

II. FREILANDVERSUCHE: Vom 21. 7. - 26. 7. 1969

a) Vorkultur (V.N.: F):

Plastikwannen mit Leitungswasser (Zusatz von HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung).

b) Weiterkultur (V.N.: f):

1. Hydroponikstandkultur

4 Lochdeckelgefäße: Messung in Abständen von 1/2 bis 1 Stunde. Schutz vor zu starker Erwärmung durch Sonnenbestrahlung durch weißes Papier (FRANCO und MAGALHAES, 1965; KRAMER, 1949).

2. Momentanmethode

Balkentorsionswaage (Hartmann und Braun)
Ablesen in 2- und 4-minutigen Abständen. Zwischen den Wägungen steht Windschutzkasten offen.

Transpirationsbestimmung bei:

Scirpus lac.: Halmspitze (20 cm), -mitte
 (20 cm), -basis (Rest), Blatt

Taraxacum officinale	}	Blätter
Convolvulus sepium		
Betula pendula		

3. Nährlösungen

4 Lochdeckelgefäße:

22. 7.: Gleiche Nährlösung wie bei Vorkultur
ab 23. 7.: 1 Gefäß behält die Nährlösung der
Vorkultur bei, bei den restlichen
3 um 10.40 h (23. 7.). Konzentra-
tionsänderung durch Zusatz von 0,1,
0,2, 0,5 % KH_2PO_4 (Abb. 1)

4. Klima

Temperatur ($^{\circ}\text{C}$)	}	selbstregistrierende Geräte
Rel. Luftfeuchte (%)		
Globalstrahlung		
(cal. . cm^{-2} . min^{-1})		
Beleuchtungsstärke (Lux):	}	stündliches Ablesen
Luxmeter		
Evaporation: 2 PICHE-Evaporimeter		
($\text{mg} \cdot \text{dm}^{-2} \cdot \text{min}^{-1}$)		
WILD'sche Waage		
($\text{kg} \cdot \text{m}^{-2} \cdot 24 \text{ h}^{-1}$)		
(selbstregistrierend)		

Die Übereinstimmung der von den beiden PICHE-Evaporimetern und der WILD'schen Waage erhaltenen Werte war gut: Von 9.30 h bis 21 h verdunsteten am 22. 7. die beiden PICHE-Geräte im

Mittel $31,3 \text{ g/dm}^2$ gegenüber $29,7 \text{ g/dm}^2$ bei der WILD'schen Waage in 24 Stunden.

Für die Bestimmung des Transpirationsverlaufes wählten wir sehr heiße, windstille Tage mit maximalen Temperaturen von 32° C (22. 7. 1969) und 34° C (23. 7. 1969) (WALTER, 1960).

22. 7. 1969 (Abb. 26)

Bestrahlungsstärke schwankt sehr durch Wolken. Maximale Bestrahlungsstärke: $1,1 \text{ cal/min} \cdot \text{cm}^2$ um 13.00 Uhr. Um eine Stunde verschoben folgt das Maximum der Lufttemperatur mit 32° C , um vier Stunden das Minimum der relativen Luftfeuchte mit 49 %. Die Maxima von Lufttemperatur und Evaporation fallen um 14.00 Uhr zusammen.

23. 7. 1969 (Abb. 30)

Ein nahezu wolkenloser, windstillere Tag. Maximale Bestrahlungsstärke $1,25 \text{ cal/min} \cdot \text{cm}^2$ um 12.30 h. Das Maximum der Lufttemperatur mit 34° C und das der Evaporation mit $107,5 \text{ mg/dm}^2 \cdot \text{min}$ fallen um 14.00 h zusammen, das Minimum der relativen Luftfeuchte folgt um 16.00 h mit 42 %.

III. KLIMAKAMMER- UND FREILANDVERSUCHE

a) Bezugsgrößen für die Transpiration:

Die Transpiration beziehen wir

1. auf die Oberfläche: $\text{mg/dm}^2 \cdot \text{min.}$

Da der Binsenhalm annähernd einen Kegel darstellt (r (= Radius) sehr klein gegenüber h (= Höhe) und s (= Seitenlänge)), berechnen wir die Binsenoberfläche als Kegelmantel:

$$\text{Mantelfläche} = r \cdot \pi \cdot s$$

Für die Blätter von *Scirpus*, *Convolvulus*, *Betula* berücksichtigen wir nur die einfache Blattfläche, weil alle (*Scirpus* und *Betula*) oder nahezu alle (*Taraxacum* und *Convolvulus*) Stomata auf der Blattunterseite liegen.

2. Auf das Frischgewicht der Halme am Ende einer Versuchsreihe: $\text{mg/g} \cdot \text{min}$ und $\text{g/g Frischgewicht} \cdot 24 \text{ h.}$

b) Bonitur der Binsen:

Unterschiedlich vergilbte Pflanzen entfernen wir aus den Gefäßen und verfolgen, wie sich dadurch der Gewichtsverlust/Zeiteinheit ändert. Bei nur wenig an der Halmspitze vertrockneten Pflanzen wird nur die Oberfläche der völlig grünen Teile berechnet. Mehr als zur Hälfte von der Spitze her vergilbte Pflanzen werden für die Berechnung der

Transpiration vernachlässigt. Für die Bestimmung des osmotischen Wertes, des Wassergehaltes und Sukkulenzgrades verwenden wir nur völlig grüne Pflanzen.

c) Zusätzliche Untersuchungen:

1. Spaltöffnungen

Die Arbeitsanleitung zur Bestimmung der Spaltöffnungszahl nach der Kollodiumabdruckmethode entnehmen wir dem "Pflanzenökologischen Praktikumsbuch" von STEUBING (1965). Von gleichalten Pflanzen werden 12 cm von der Spitze entfernt mit Kollodium (2 %ige Zelloidinlösung in einem Alkohol-Äthergemisch) je zwei Abdrücke von der Halmoberfläche jeder Pflanze entnommen. Unter einem Mikroskop zählten wir mit Hilfe eines Planquadrates gleiche Flächen von $0,686 \text{ mm}^2$ aus und rechneten auf 1 mm^2 um. Schnitte durch Spaltöffnungen mit Hilfe eines Kryotoms.

2. Osmotische Werte

Nach einer in dem oben genannten Buch angegebenen Methode bestimmten wir den osmotischen Wert der Pflanzen. Die Halme töteten wir in gut verschlossenen Glasgefäßen ab (30 min im kochenden Wasserbad) und preßten dann mittels kleiner Plastiktüten die Halme aus. Die Preßsäfte

bewahrten wir im Tiefkühlfach bis zur Bestimmung des osmotischen Wertes mit dem Halbmikroosmometer von Dr. KNAUER auf.

d) Methoden der Darstellung

Die von uns gemessene Transpiration bei Scirpus vergleichen wir mit der von anderen Pflanzen. Entsprechend einem Vorschlag von KICKUTH geschieht das zunächst zweckmäßig in einer graphischen Darstellung eines Ereignisfeldes, das sämtliche uns aus der Literatur bekannten und verwertbaren Daten umfaßt. In das Gesamt ereignisfeld werden die Partialfelder einiger ökologischer Gruppen eingezeichnet: Mesophyten, Xerophyten, Psammophyten, Hydrophyten, Halophyten und Waldschattenkräuter. Auch die Meßwerte für Scirpus ergeben zur Abszisse der verschiedenen Meßbedingungen ein spezielles Ereignisfeld für diese Pflanzen.

Nach KRAMER und KOZLOWSKI (1960) und HYGEM (1953) sind die wichtigsten Umweltfaktoren, die die Transpiration beeinflussen, in der folgenden Reihenfolge:

1. Luftfeuchte, 2. Temperatur, 3. Licht, 4. Wind, 5. verfügbares Wasser.

Nach WALTER (1960): 1. Höhe des Wassernachschubes, 2. Sonnenstrahlung, 3. Wind (von relativ geringer Wirkung).

Luftfeuchte und Temperatur lassen sich als Sättigungsdefizit vereinigen (z. B. KRAMER und KOZLOWSKI, 1960).

Beispielsweise beträgt bei 20°C und 60 % relativer Luftfeuchte der Dampfdruck von gesättigter Luft bei 20°C 17,52 mmHg. Bei einer relativen Feuchte von 60 % ist die Luft zu 60 % gesättigt und ihr Dampfdruck daher 60 % des Sättigungsdampfdruckes = 10,52 mmHg. Das Sättigungsdefizit der Luft bei 20°C und 60 % relativer Feuchte beträgt daher $17,52 - 10,52 = 7,0$ mmHg. Um nicht in einer dritten Koordinate die ebenfalls sehr wichtige Beleuchtungsstärke einzeichnen zu müssen, und da die Transpiration sowohl mit dem Sättigungsdefizit als auch mit der Beleuchtungsstärke proportional wächst, tragen wir diese beiden Größen in der Abszisse als Produkt auf, und können dadurch zwei-dimensional topologisch darstellen.

Die Temperatur der Pflanzenteile, die sich oft von der der Luft unterscheidet, können wir mangels Angaben in der Literatur nicht berücksichtigen.

Die Beleuchtungsstärke wird in der Literatur kaum angegeben, wenn, dann in recht unterschiedlichen Dimensionen oder mit den verschiedensten Bestrahlungsquellen erzeugt. Die Angaben in den verschiedenen Dimensionen werden nach einer Tabelle

von NUERNBERCK (1961) umgerechnet. Man erhält so nur Annäherungen, da die verschiedenen Strahlungsquellen unterschiedlich zusammengesetztes Licht aussenden und eigentlich nur monochromatisches Licht untereinander vergleichbar wäre (NUERNBERCK, 1961).

In Fällen, in denen in ähnlichen Breiten und zu gleicher Jahreszeit wie bei unseren Versuchen Ergebnisse vorliegen, aber direkten Angaben über die Beleuchtungsstärke sondern nur Tageszeit und Grad der Bewölkung, setzen wir jeweils die Beleuchtungsstärke ein, die wir an hochsommerlichen Tagen im Juli gemessen hatten. Um Lux in $\text{cal/cm}^2 \cdot \text{min}$ umrechnen zu können, überprüften wir die Angaben von TURNER (1958) und stellen die Abhängigkeit dieser beiden Dimensionen durch Messung mit einem Luxmeter und einem Globalstrahlungsmeßgerät in einer Kurve dar (Abb. 9).

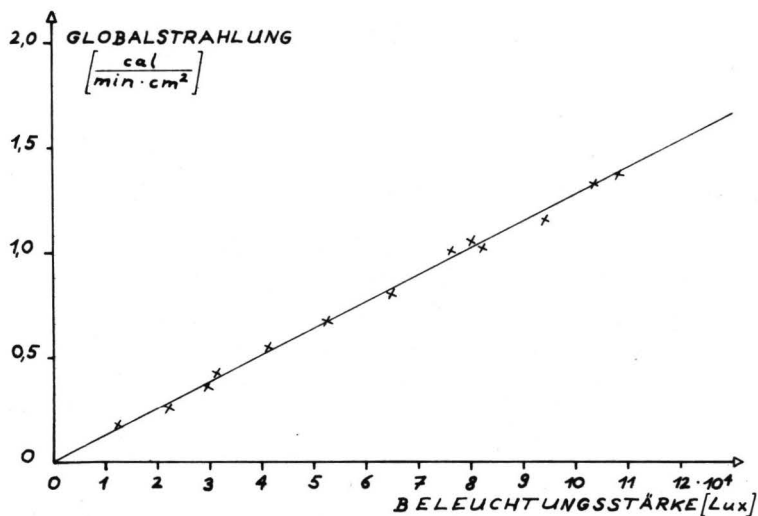


Abb. 9: Eichkurve für die Abhängigkeit der Bestrahlungsstärke in Lux von der am 22. und 23. 7. 1969 im Freien gemessenen Globalstrahlung

C. VERSUCHSERGEBNISSE

In den ersten Versuchen stellten wir fest, daß die Binsen selbst noch bei einem Durchfluß von 2,4 Liter/Tag durch die Sprühtanks und einer relativen Luftfeuchte von 55 % (T: 23° C) wuchsen und in einer für uns meßbaren Menge transpirierten. Wir hielten in allen folgenden Versuchen einen Durchfluß von 3,3 l/24 h bei. Wie schon WOLPERS (1965) bei Phaseolus beschrieb, entwickelte sich auch bei uns das Wurzelwerk in den Sprühtanks wesentlich besser als in den Lochdeckelgefäßen; besonders auffallend war die stärkere Bildung von langen Wurzelhaaren.

Wir fanden, daß etwa zur Hälfte von der Spitze her vergilbte Pflanzen nur noch so gering transpirierten, daß nach ihrem Entfernen überhaupt kein Knick in der Gewichtsabfallkurve entstand.

I. KLIMAKAMMERVERSUCHE

- a) Vorkultur in Leitungswasser mit HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung und Sand (V.N.: A-C):
- b) Weiterkultur in 10-fach verdünnter HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung (V.N.: a und b):

Da wir die Lochdeckelgefäße gasdicht abschließen mußten, andererseits in unseren Parallelversuchen mit Sprühtanks die Binsensrhizome sehr gut belüftet

wurden, wollten wir feststellen, wie sich der Verschuß über längere Zeit auf die Transpiration und das Wachstum auswirkt. In Abb. 10 sind die Ergebnisse dargestellt.

Die Transpiration bleibt in den ersten neun Tagen in allen Gefäßen gleich. In den folgenden sinkt die Transpiration der unbelüfteten Binsen ständig und beträgt einen Monat nach Versuchsbeginn nur noch 58 % der belüfteten. Das Wachstum blieb bei den unbelüfteten Gefäßen von Anfang an zurück. Nach 12 Tagen hatte sich die Oberfläche der unbelüfteten nur um 3 % vergrößert gegenüber 14 % bei den behandelten. Dann änderten sich die Oberflächen nicht mehr, da die Binsen ausgewachsen waren.

Am 20. Tag fingen drei unbelüftete Pflanzen an, von der Spitze her gelb zu werden, bei den belüfteten war dies bei keiner der Fall.

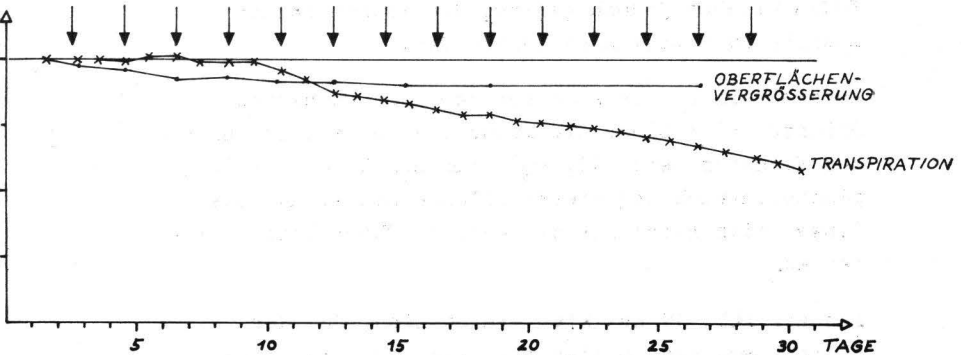


Abb. 10: Transpiration und Oberflächenentwicklung von Binsen in 8 Lochdeckelgefäßen, von denen 4 jeden zweiten Tag belüftet wurden (= ↓).
Transpiration und Oberflächenentwicklung der Binsen in den belüfteten Gefäßen = 100 %

Ein Versuch mit 3 Sprühtanks ($S_1 - S_3$) und 4 Lochdeckelgefäßen ($L_1 - L_4$) ergab folgende Transpirationswerte im Mittel von 7 Tagen (V.N.: b; Abb. 11):

Sprühtanks: 4,2; 3,7; 5,7 $\text{mg/dm}^2 \cdot \text{min}$

Lochdeckelgefäße: 3,9; 5,4; 3,3; 4,0 $\text{mg/dm}^2 \cdot \text{min}$

Sofort fällt die sehr geringe Transpiration/Flächeneinheit auf und die prozentual erheblichen Schwankungen der einzelnen Versuchsglieder. Auch entspricht die Höhe der Transpiration nicht immer der Größe der pflanzlichen Oberfläche.

Die Schwankungen der Einzelwerte eines Versuchsgefäßes blieben jedoch gering, die Transpiration stellte im Mittel eine Gerade dar.

Anders verhielt es sich bei der noch wachsenden Pflanze. Hier sinkt die Transpiration mit zunehmendem Wachstum (Abb. 11, L_4). Ein Blick auf die Oberflächenentwicklung dieser Pflanze zeigt, daß das Sinken sich nicht auf die gesamte Oberfläche beziehen muß.

Aus der Abb. 11 ist klar ersichtlich, daß der schnell aus dem basalen Meristem der Pflanze gewachsene Halmteil noch wesentlich weniger transpiriert als der übrige.

Um diesen Unsicherheitsfaktor zu eliminieren, verwendeten wir möglichst ausgewachsene Pflanzen.

Zusätzlich bezogen wir noch auf das Frischgewicht, wobei sich jedoch die Größen der Oberflächen- und Frischgewichtstranspirationen entsprechen.

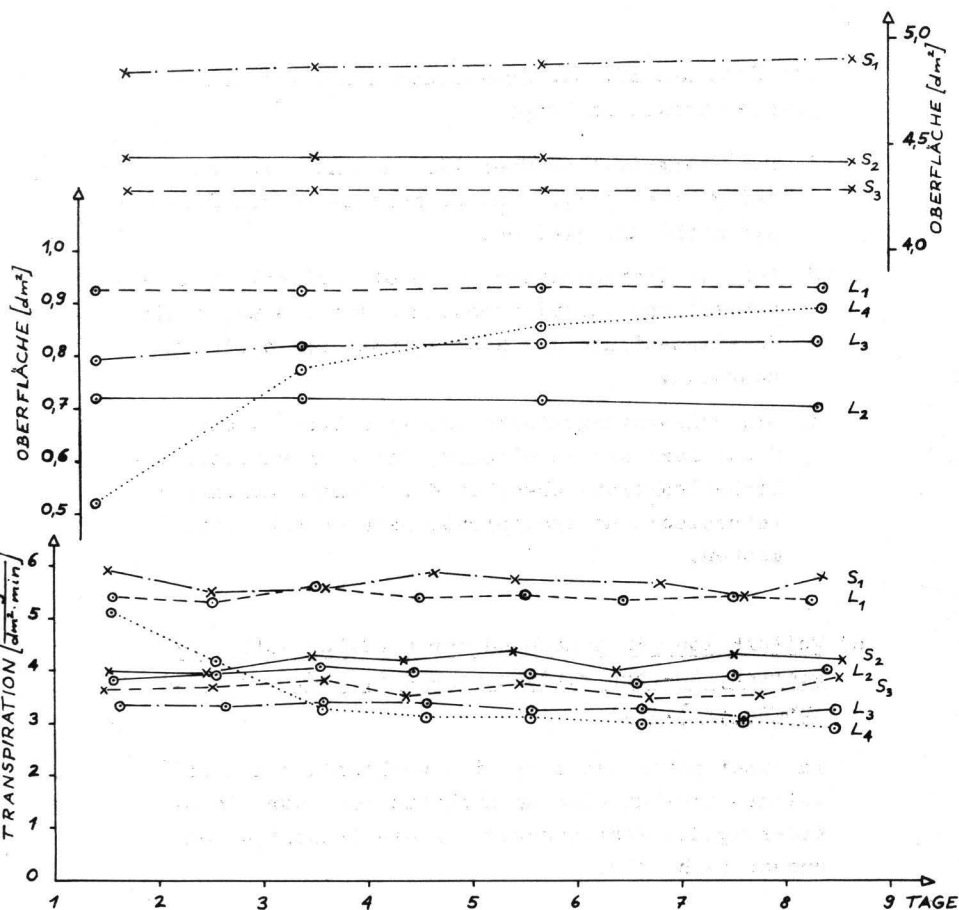


Abb. 11: Transpiration und Oberflächenentwicklung von Binsen in drei Sprühtanks ($S_1 - S_3 = X$) und vier Lochdeckelgefäßen ($L_1 - L_4 = \odot$) im Verlauf von sieben Tagen

Als Ursachen für die Schwankungen der Versuchsglieder kommen in Frage:

1. Die Transpiration/Oberflächeneinheit ist auch bei gleichaltrigen und gleichaussehenden Pflanzen nicht die gleiche.
 2. Auf die Transpiration haben offensichtlich unterschiedliche Vorkulturbedingungen, besonders die Zusammensetzung des Nährmediums, einen Einfluß ausgeübt.
 3. Die Beleuchtungsstärke ($0,075 \text{ cal/cm}^2 \cdot \text{min} \hat{=} 5\,000 \text{ Lux}$) ist so niedrig, daß sich unterschiedliche Reaktionsschwellen der Stomata durch unterschiedliche Transpirationsraten bemerkbar machen.
- c) Weiterkultur in zunehmend durch KH_2PO_4 entharmonisierten, 10-fach verdünnten HOAGL.-ARN. und AZ-Lösungen (V.N.: c):

In einer neuen Versuchsreihe wollten wir klären, welchen Einfluß eine sprunghafte Konzentrationsänderung der Nährlösungen auf die Transpiration ausübt (Abb. 12).

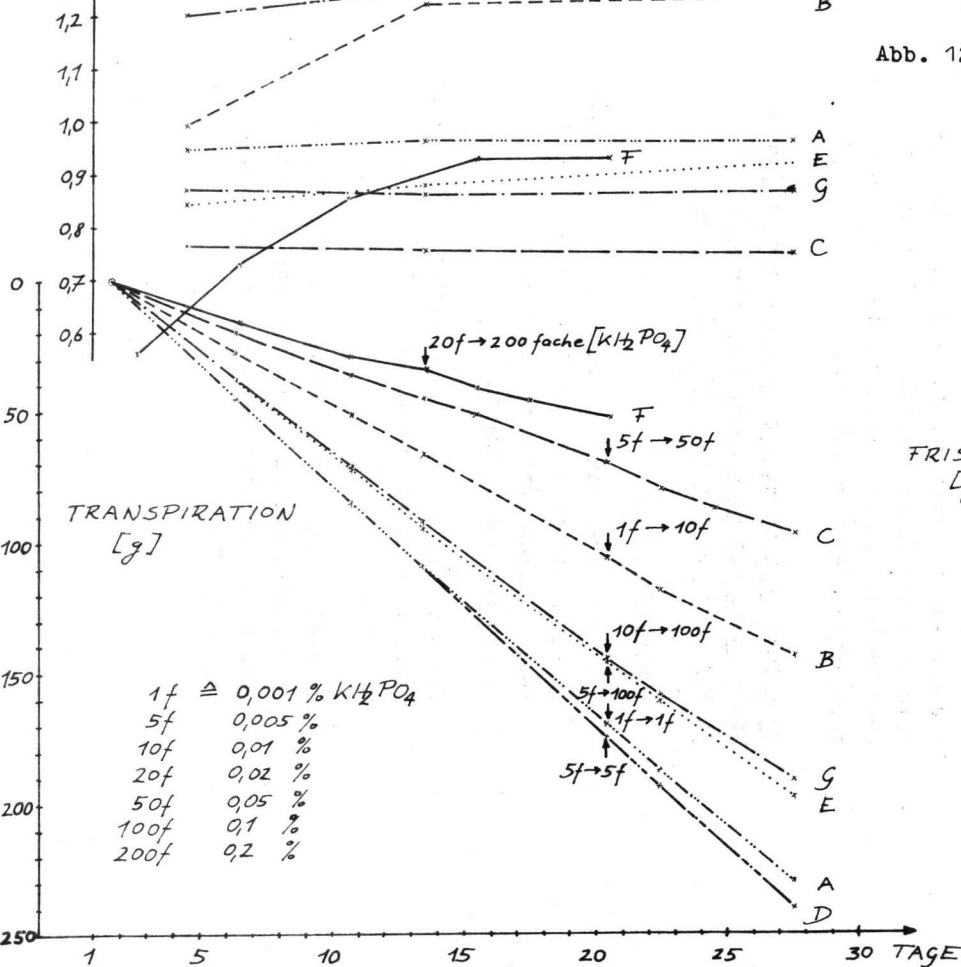
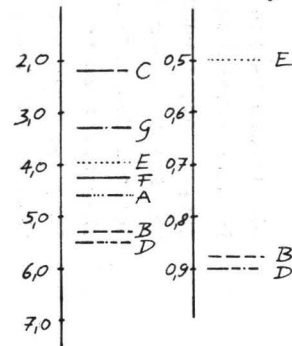


Abb. 12: Gewichtsabfallkurven von Lochdeckelgefäßen (A-G) mit Binsen und deren Oberflächenentwicklung in verschiedenen konzentrierten Nährlösungen. Umstellung der Konzentration am 20. bzw. 13. Tag ($\downarrow$). Bestimmung des Frisch- und Trockengewichtes am 27. Tag

FRISCHGEWICHT [g] TROCKENGEWICHT [g]



Die Transpiration änderte sich nicht, nur beim letzten Versuchsglied F (0,2 % KH_2PO_4), einer jungen, stark wachsenden Pflanze, ist ein leichter Knick in der Gewichtsabfallkurve zu finden, der bei den parallel laufenden Sprühtankversuchen nicht zu verzeichnen ist. In einer Darstellung der Transpiration, bezogen auf die Oberfläche, käme dieser Anstieg der Transpiration nicht zum Ausdruck, weil die Oberfläche des jungen Halmes ständig wuchs. Trotz der ansteigenden Oberfläche wird aber der Gewichtsabfall des Gefäßes/Zeiteinheit kleiner, um erst nach dem Umstellen der Konzentration wieder zu steigen.

- d) Vorkultur in harmonischer und 10-fach verdünnter HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung, die zunehmend durch KH_2PO_4 entharmonisiert wird (V.N.: D und E):

1. Wachstumsversuche (V.N.: D):

Wir verfolgten während der Aufzucht das Längenwachstum von zwei Sproßfolgen an der jungen Spitze gleichaussehender Rhizome in 11 verschiedenen Nährlösungen.

Für die Darstellung der Ergebnisse wählten wir Dosiseffektkurven nach MITSCHERLICH (Abb. 13 und 14).

Harmonisch ist nur die normal konzentrierte HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung und die 10-fach verdünnte. Als Maßstab für die Entharmonisierung wird eingeführt:

Phosphatanteil der verschiedenen
Lösungen in g/l

Ca-Anteil der harmonischen HOAGL.-
ARN. und AZ-Lösung in g/l

= q

Nach sieben Tagen haben sich in der ersten Sproß-
folge bei 0,001, 0,02 und bei 0,5 % KH_2PO_4 Opti-
ma des Längenwachstums herausgebildet, bis sich
um den 19. Tag ein Optimum bei 0,05 % KH_2PO_4 her-
ausgebildet hat (Abb. 13).

Zu jedem Zeitpunkt wird jedoch das Längenwachstum
übertroffen von dem in der normal konzentrierten,
harmonischen HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung. Das
Wachstum bleibt also bei einer unharmonischen
0,2 %igen KH_2PO_4 -Lösung weit hinter dem einer
harmonischen gleicher Gesamtionenkonzentration
zurück. Das Optimum des Wachstums wird in Rich-
tung auf eine weniger stark entharmonisierte
Lösung verschoben. Es ist darauf hinzuweisen, daß
das Wachstum bereits von der verdünnten harmoni-
schen Lösung zur ersten entharmonisierten
(0,01 %) hin abfällt. In diesen beiden Lösungen
war das Längenwachstum am 19. Tag abgeschlossen,
ebenso bei 0,2, 0,5 und 1,0 % KH_2PO_4 , während
es bei 0,02, 0,05 und 0,1 % erst am 23. Tag zum
Stillstand kam. Am längsten hielt es in der nor-
mal konzentrierten HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung an,
nämlich 25 Tage.

Abb. 13: Dosiseffektcurven: Das Längenwachstum
(linear in der Ordinate aufgetragen)
der ersten Sproßfolge in zunehmend durch
 KH_2PO_4 entharmonisierten Nährlösungen
(logarithmisch in der Abszisse aufgetra-
gen) im Verlauf von 25 Tagen

○ = harmonische Lösungen
x = entharmonisierte Lösungen

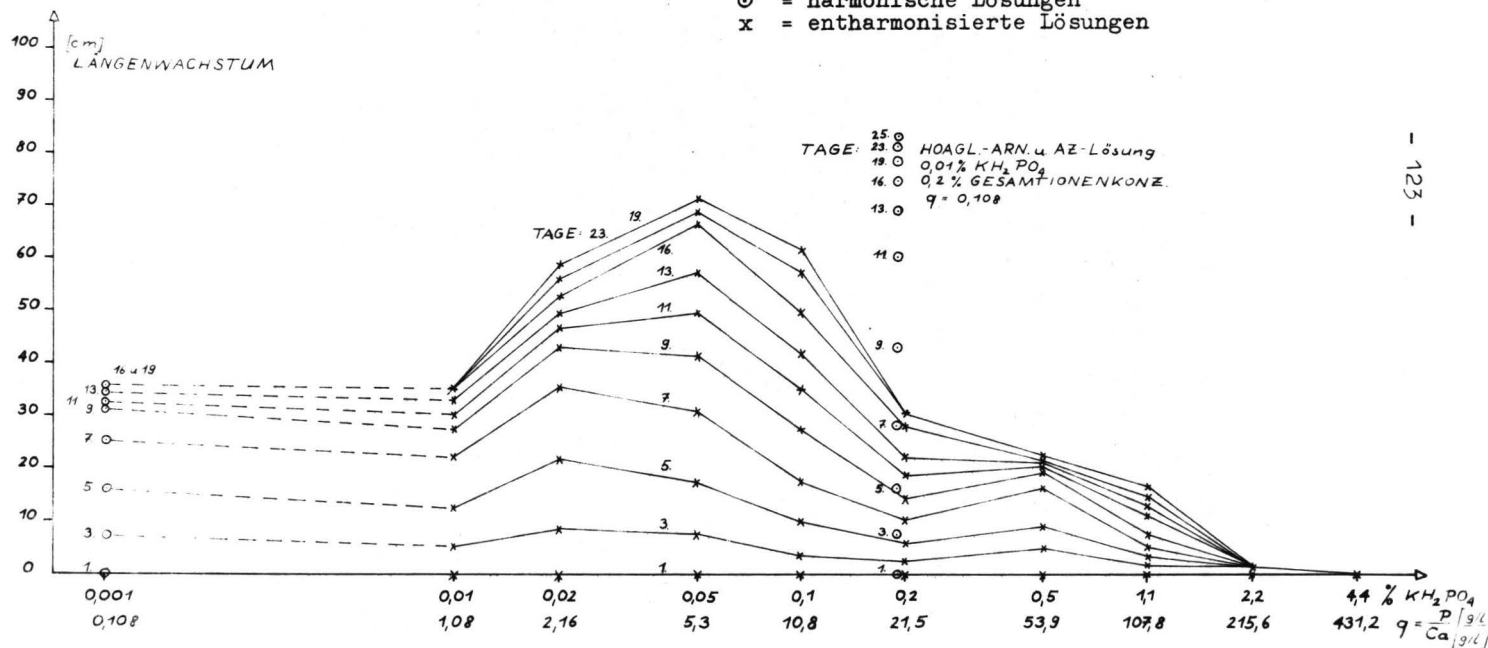
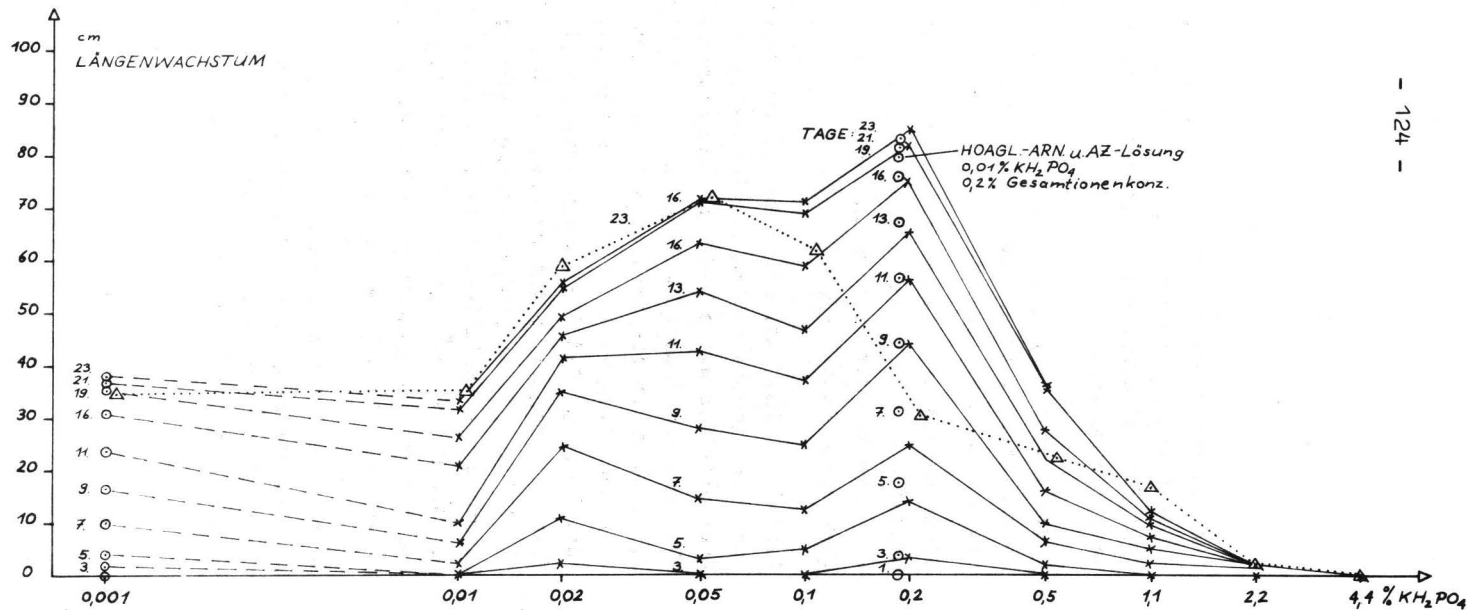


Abb. 14: Dosiseffektkurven der zweiten Sproßfolge.
Der Kurvenverlauf der ersten Sproßfolge
nach Beendigung ihres Längenwachstums
ist punktiert eingezeichnet (.... Δ )



Ausgewachsene Halme vertrockneten in einer 1 %igen KH_2PO_4 -Lösung nicht, in der 2 %igen trat dies allmählich ein, in der 4 %igen schon am gleichen Tag.

Junge Knospen dagegen blieben in der 2 %igen Lösung grün, wuchsen aber kaum, in der 4 %igen starben auch sie schnell ab.

Gleichzeitig mit dieser ersten Sproßfolge beobachteten wir auch das Längenwachstum der zweiten, die aus der weiterwachsenden Rhizomspitze hervorging (Abb. 14).

Auffallend ist hier die Verschiebung des Optimums nach rechts zu 0,2 %, also der gleichen Konzentration wie die der harmonischen HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung. Im Bereich von 0,1 bis 0,5 % überholt die zweite Folge die erste im Wachstum. Insgesamt ist das Wachstum jetzt schneller, so daß die Binsen etwa zur gleichen Zeit ihr Längenwachstum beenden. Es hat offensichtlich eine Adaptation an die unharmonischen Lösungen stattgefunden, besonders im Bereich von 0,1 bis 0,5 %. Bei 1,1 % wurde das Längenwachstum der ersten Sproßfolge im Mittel der drei Pflanzen nicht mehr erreicht.

In den ersten Stunden nach den Dunkelperioden hing am Übergang des rohrförmigen Halmes in die flache Spitze Guttationswasser in Form von Tropfen (Abb. 15), das im Laufe des Vormittags

wieder verschwand. Etwa nach einer Woche bildete sich an den Halmspitzen ein weißer, fester Überzug in konzentrierteren KH_2PO_4 -Lösungen (0,1 und 0,2 % KH_2PO_4), nicht aber bei Pflanzen in harmonischen oder solchen mit geringem KH_2PO_4 -Gehalt (Abb. 16).

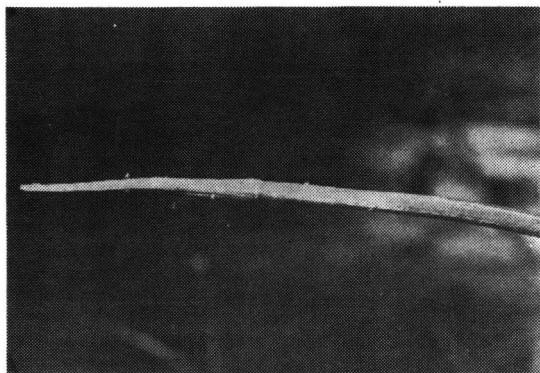


Abb. 16: Guttationswasserrückstand an einer Binsenhalmspitze aus einer 0,2 %igen KH_2PO_4 -Nährlösung

Zu erwähnen ist, daß sich bei Pflanzen in der 0,5 %igen KH_2PO_4 -Lösung Epidermisausstülpungen bildeten.

2. Einfluß der verschiedenen Aufzuchtmedien auf
die Zahl der Stomata: (V.N.: D)

Da die Stomata auf der Halmoberfläche bei *Scirpus* nicht eingesenkt liegen, bildeten sich die Umrisse der Spaltöffnungen gut auf dem Kollodiumhäutchen ab, nicht jedoch der Zentralspalt selbst.

Die mit dieser Abdruckmethode bestimmten Spaltöffnungszahlen/mm² sind in der Abb. 17 bis zu einer Konzentration von 1,1 % KH_2PO_4 dargestellt, ihre Mittelwerte wurden miteinander verbunden.

Bis zu einer Konzentration von 0,2 % KH_2PO_4 standen uns je fünf Halme der ersten Sproßfolge, bei 0,5 % nur drei, von der 1,1 %igen Lösung zwei zur Verfügung.

Die einzelnen Werte schwankten zum Teil stark, sowohl von derselben Pflanze als auch von verschiedenen Pflanzen derselben Konzentration. Bei der Konzentration 0,5 und 1,1 % zeigten sich besonders große Unterschiede in der Stomatazahl, am geringsten waren sie bei der normal konzentrierten HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung, in der die Binsen auch die wenigsten Stomata aufwiesen. In Sprossen aus der 0,02 %igen Lösung fanden wir die nächst niedrige Spaltenzahl.

Betrachtet man analog den Längenwachstumskurven die niedrige Spaltöffnungszahl und die geringen Schwankungen der Einzelwerte in der HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung als Optimum, so ist dieses bei den unharmonischen Lösungen auch hier zugunsten einer weniger entharmonisierten verschoben, ohne aber die geringe Stomatazahl und Schwankungsbreite der HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung zu erreichen.

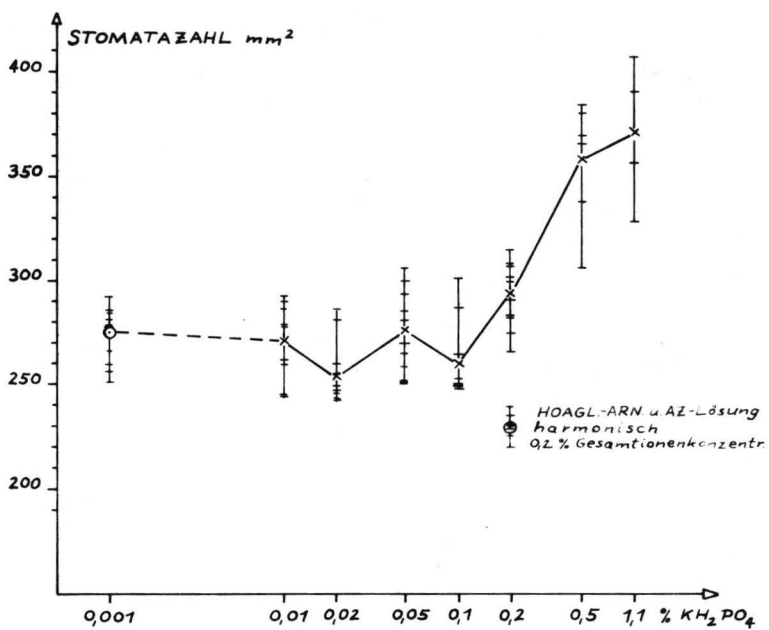


Abb. 17: Spezifische Stomatazahl von Binsenhalmen in harmonischen (⊙) und unharmonischen (x) Nährlösungen verschiedener KH₂PO₄-Konzentrationen

- e) Weiterkultur in unveränderter Vorkulturlösung:
(V.N.: d und e):

1. Einfluß der verschiedenen Aufzuchtmedien auf
die Transpiration

Nachdem die erste Sproßfolge in den verschiedenen harmonischen und unharmonischen Nährlösungen voll herangewachsen war, ließen wir sie unter Beibehaltung derselben Nährmedien in Sprühtanks und Lochdeckelgefäßen zum Vergleich zehn Tage lang transpirieren (V.N.: d).

In den Lochdeckelgefäßen stieg die Transpiration mit zunehmender KH_2PO_4 -Konzentration an und erreicht ihren höchsten Wert bei 0,2 % KH_2PO_4 (Abb. 18). Dieselbe Tendenz ergab sich bei den Sprühtanks, die Pflanzen transpirierten jedoch in allen Lösungen stärker, und der Anstieg war bei den unharmonischen Lösungen steiler als bei denen der Lochdeckelgefäße. So lag die Transpiration bei den Sprühtankbinsen in der 0,01 %igen KH_2PO_4 -Lösung um 43 %, in der 0,2 %igen um 53 % höher als bei denselben Lösungen in den Lochdeckelgefäßen. Die verdünnte und die normale HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung wiesen trotz unterschiedlicher Konzentration eine etwa gleich große Erhöhung der Transpiration (0,5 und 0,6 mg/g . min) auf.

Abb. 18: Transpirationsvergleich bei Binsen in
 Sprühtanks (▨) und Lochdeckelgefäßen
 (□) in harmonischen (⊕) und in durch
 KH_2PO_4 entharmonisierten Lösungen

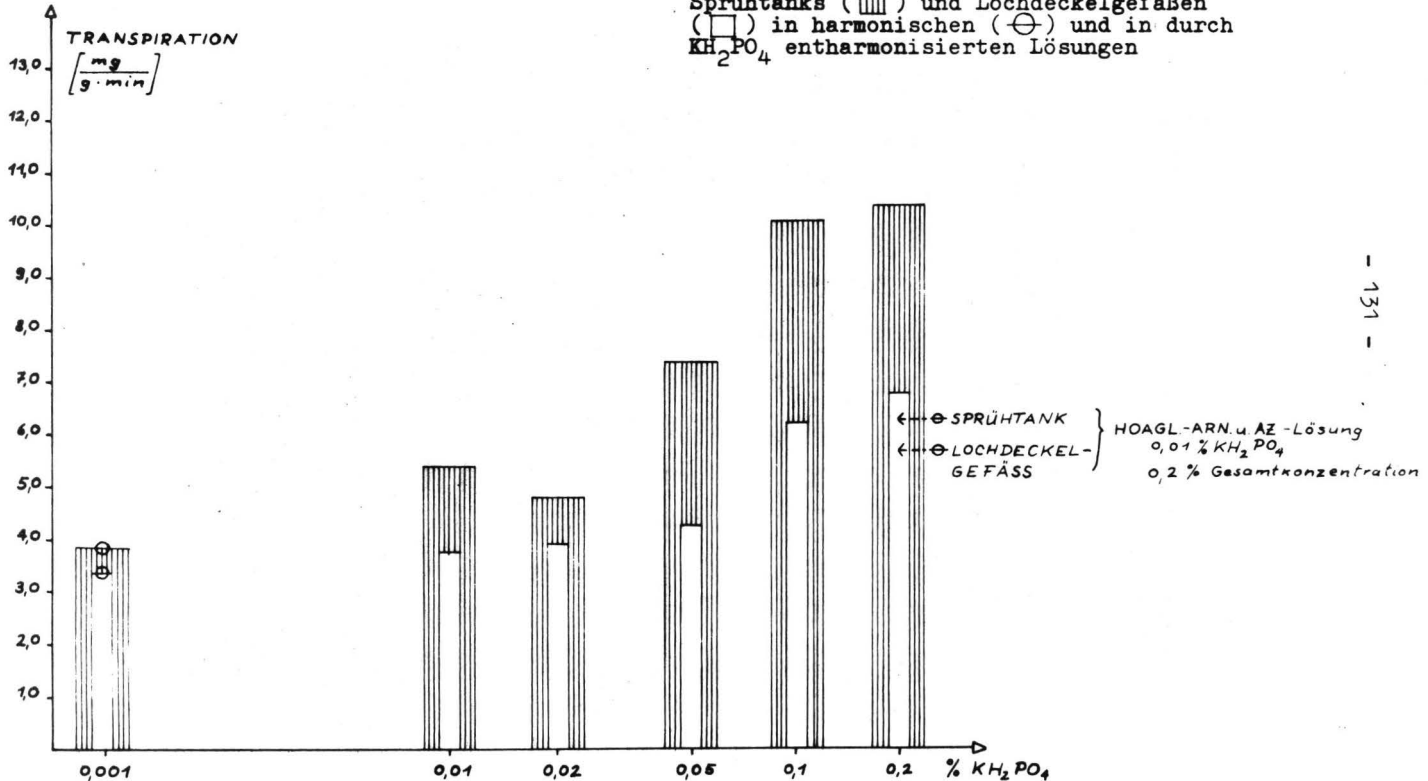
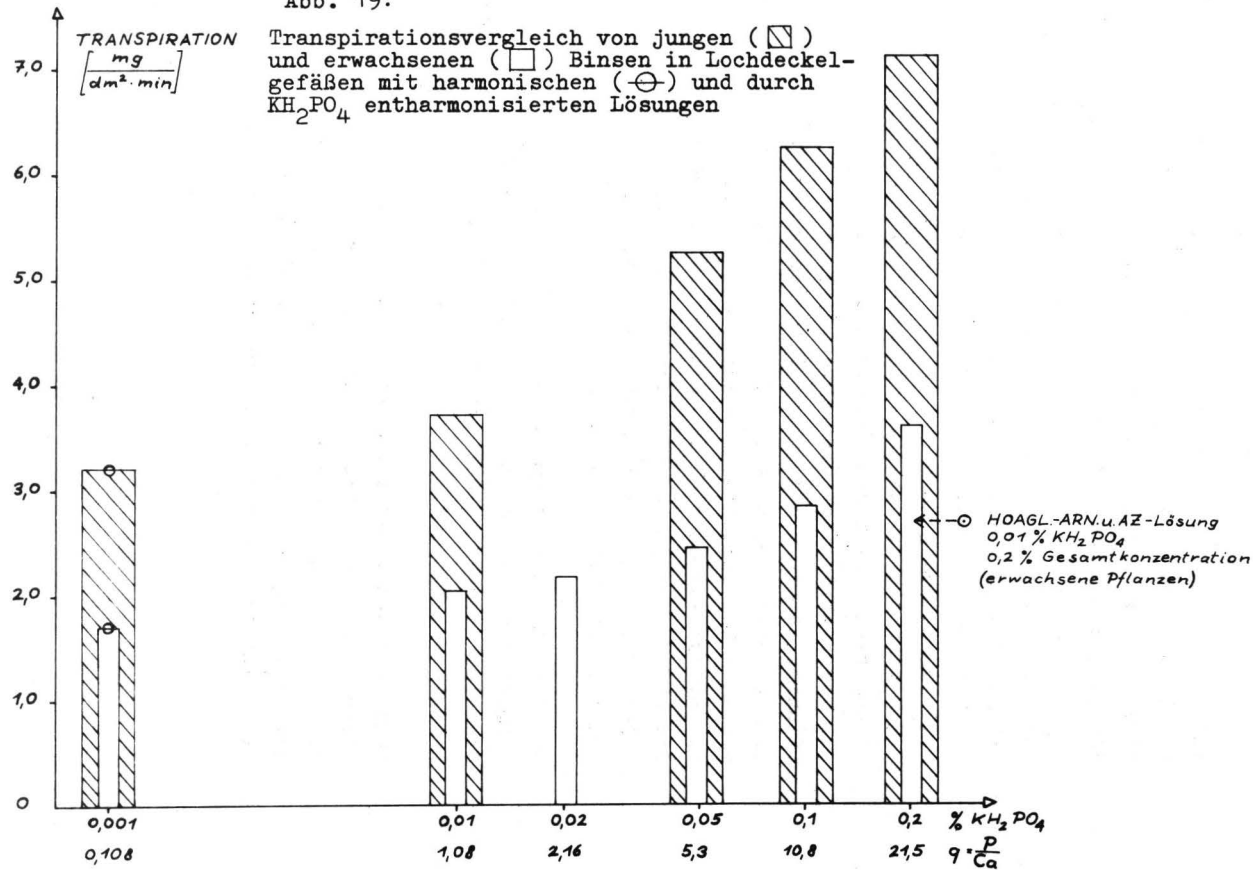


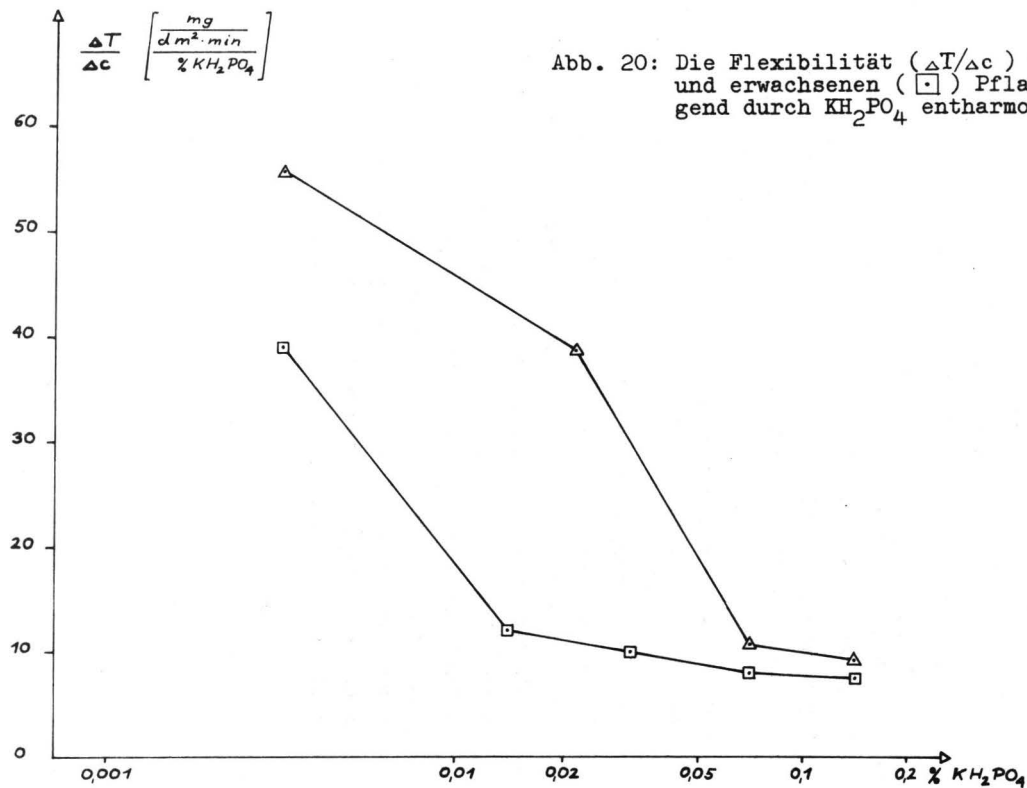
Abb. 19:



Aus einem früheren Versuch (V.N.: c, Abb. 12) hatten wir den Eindruck gewonnen, daß junge Pflanzen (eine Woche alt) "empfindlicher" auf Änderungen des Nährmediums reagieren als ausgewachsene, und deshalb ließen wir in einem Parallelversuch junge Pflanzen in Lochdeckelgefäßen transpirieren (Abb. 19). Diese transpirierten, bezogen auf die Oberfläche, in der 0,01 %igen Lösung um 81 %, in der 0,2 %igen um 129 % mehr als erwachsene. Die Änderung der Transpiration nach der Konzentration, ein Maß für die Flexibilität (responsibility) der Pflanze, ist also bei jungen Pflanzen größer als bei erwachsenen (Abb. 20). Sowohl bei alten als auch bei jungen Binsen sinkt die Flexibilität mit zunehmender KH_2PO_4 -Konzentration. Da der Abfall bei jungen Pflanzen steiler ist, nähert sich die Flexibilität beider Altersgruppen bei 0,05 bis 0,2 % einander an.

Bei jungen Pflanzen genügt also schon eine geringere Erhöhung der KH_2PO_4 -Konzentration, um dieselbe Steigerung der Transpiration zu erzielen wie bei älteren.

Nach zehn Tagen änderten wir die Konzentrationen aller im Versuch stehenden Lösungen (s. Abb. 1: V.N.: d). Bei den erwachsenen Pflanzen trat auch jetzt keine signifikante Änderung der Transpiration ein. Das abweichende Verhalten

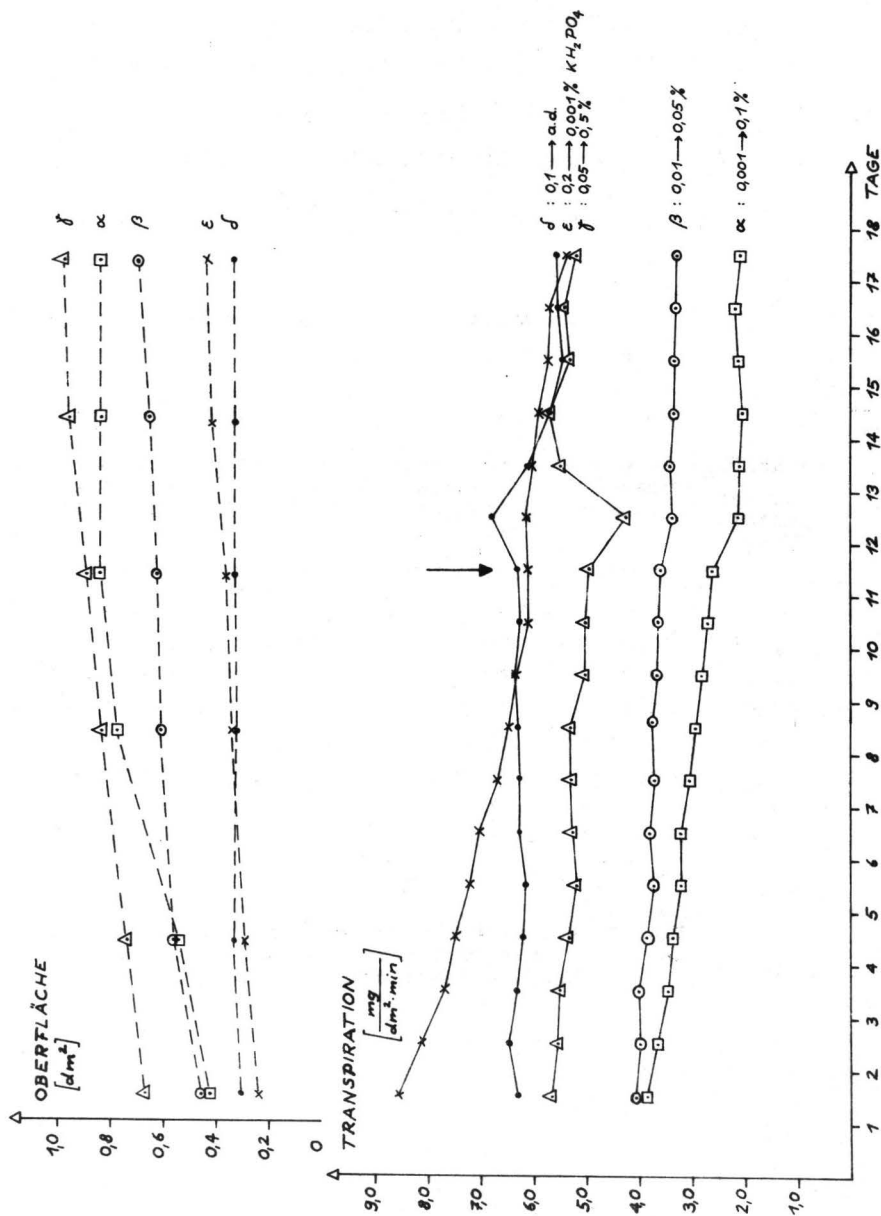


j u n g e r Pflanzen ist in Abb. 21 dargestellt. Da fast alle Binsen noch wuchsen, schien die Transpiration wieder scheinbar zu sinken. Diese Tatsache erschwerte uns die Beurteilung der Transpirationsänderung nach dem Umstellen der Konzentration am 11. Tag.

Bei den Versuchsgliedern α ($0,001 \rightarrow 0,1 \%$) und β ($0,01 \rightarrow 0,05 \%$ KH_2PO_4) sank die Transpiration am 12. Tag, ebenso bei γ ($0,05 \rightarrow 0,5 \%$), aber wesentlich stärker. Bei γ erhöhte sich die Transpiration an den folgenden Tagen gegenüber der vor der Änderung. Eine leichte Steigerung der Transpiration am 11. Tag zeigte sich bei ε ($0,2 \rightarrow 0,001 \%$), eine stärkere bei δ ($0,1 \% \rightarrow \text{a.d.}$), die aber schon am folgenden Tag wieder absank.

Insgesamt verhielten sich auch hier jüngere Pflanzen gegenüber erwachsenen flexibler, und es erwies sich der starke Einfluß der Vorkulturbedingungen auf die Transpiration. Es bestand nämlich bei gleich alten Pflanzen, die im selben Nährmedium aufgewachsen waren, eine wesentlich größere Übereinstimmung der Transpiration - bezogen auf die Oberfläche - als in früheren Versuchen, bei denen die Erde bei der Aufzucht an den Wurzeln belassen wurde.

Abb. 21: Der Transpirationsverlauf und die Oberflächenentwicklung junger Pflanzen vor und nach der Umstellung der harmonischen und durch KH_2PO_4 entharmonisierten Lösung



2. Beziehungen zwischen osmotischen Drucken
von Nährlösungen und darin wachsenden
Pflanzen (osmotischer Wert), ihre Trans-
piration und ihren Wassergehalt

(V.N.: d und e)

Die folgende Tabelle zeigt die Ergebnisse dieser Messungen:

$\% \text{KH}_2\text{PO}_4$ vor der Umstellung	nach der Umstellung	osmotischer Wert des Pflanzen- saftes in atm	Transpiration $\text{mg/dm}^2 \cdot \text{min}$	Wassergehalt in % des Trocken- gewichtes
0,001	0,001	10,775	1,7	544
0,02	0,2	10,98	2,16	571
0,05	0,5	11,26	2,45	579
0,1	a.d.	11,04	2,5	584
0,2	0,001	12,23	3,6	638

Tab. 1: Abhängigkeit des osmotischen Wertes der
Transpiration und des Wassergehaltes vom
 KH_2PO_4 -Gehalt der Nährlösung

Da wir die Konzentrationen nach zehn Tagen umgestellt hatten und es schwierig abzuschätzen war, wie sich die sprunghaften Änderungen auf die osmotischen Werte und den Wassergehalt der Binsen ausgewirkt hatten, bestimmten wir nochmals in einem neuen Versuch (V.N.: e) die Transpiration, den osmotischen Wert und den Wassergehalt von Binsen bei denselben Aufzucht- und Ausgangskonzentrationen wie oben, ohne umzustellen.

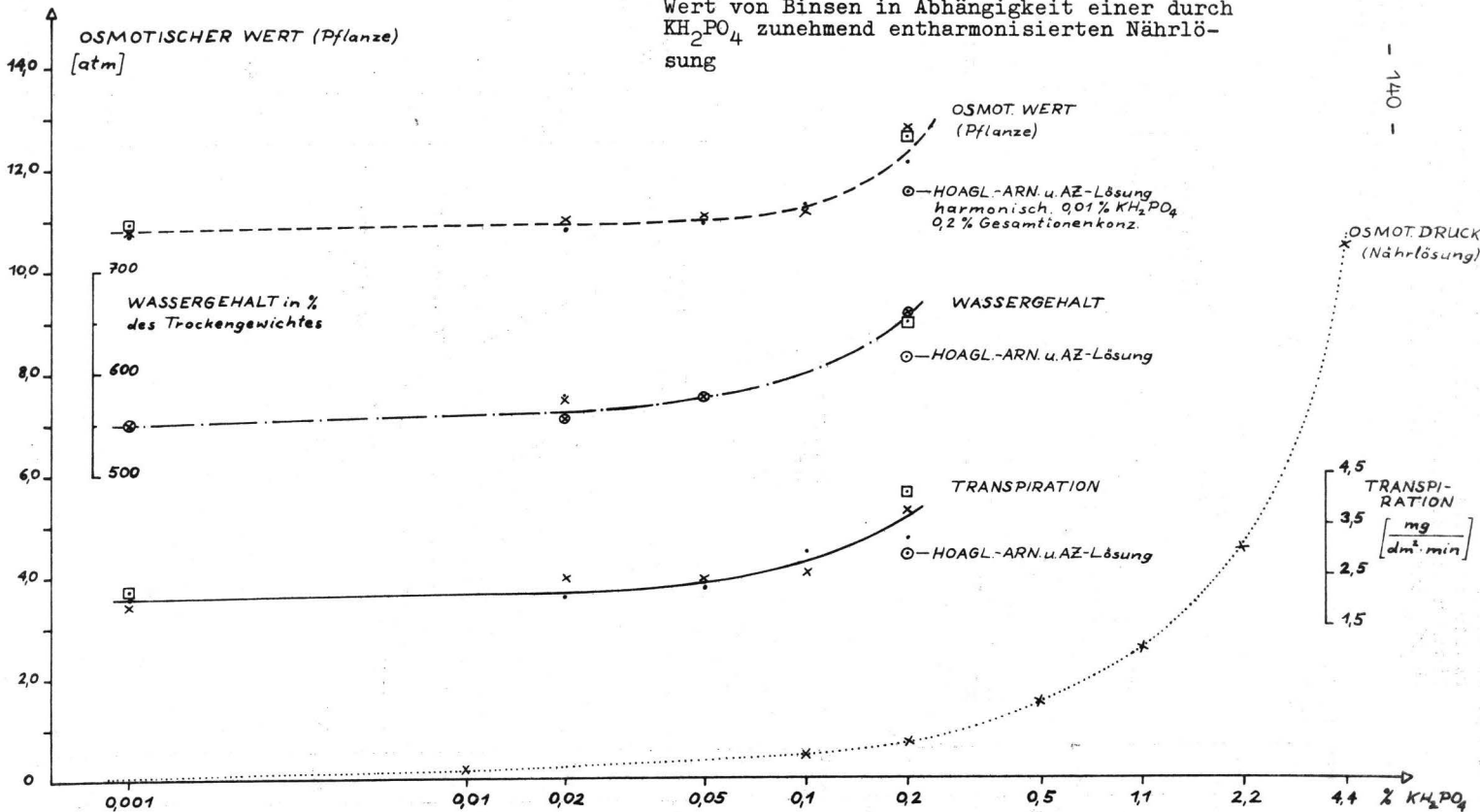
Aus der Abb. 22 ist zu sehen, daß mit steigender KH_2PO_4 -Konzentration der osmotische Druck in der Nährlösung wächst, und zwar etwa in gleichem Maße wie der osmotische Wert der Pflanzen, ihr Wassergehalt und ihre Transpiration.

Deutlicher sind diese Abhängigkeiten in der Abb. 23 zu erkennen, in der der osmotische Druck der Nährlösungen in der Abszisse aufgetragen wird. Wassergehalt, Transpiration und osmotischer Wert der Halme steigen mit zunehmendem osmotischen Druck immer steiler an. Auch hier stimmen osmotischer Wert und Wassergehalt von Pflanzen aus einer unharmonischen 0,2 %igen KH_2PO_4 -Lösung mit denen aus einer normal konzentrierten HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung nicht überein. Bei den Binsen der unharmonischen Lösung fanden wir im Mittel

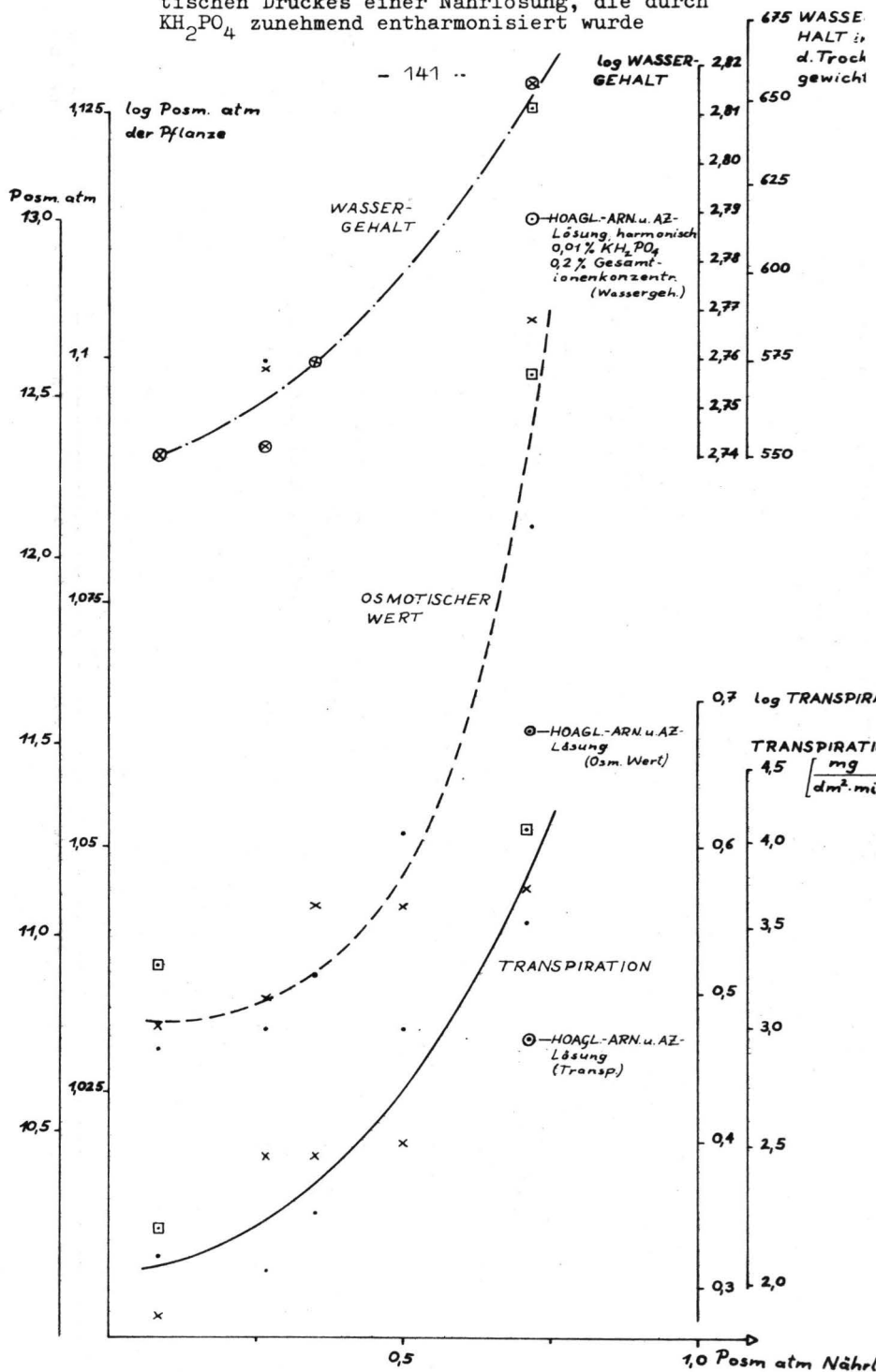
einen Wassergehalt von 652 in % des Trockengewichtes, bei denen der harmonischen 613. Die "Kaliumpflanzen" haben also einen um 6 % höheren Wassergehalt.

Mit steigendem osmotischen Wert der Sprosse wird die Zunahme des Wassergehaltes ständig geringer. Ähnlich verhält sich auch die Transpiration (Abb. 24). Sie steigt mit dem Wassergehalt (bis 600 %) zunehmend steiler an, von da an etwa linear (Abb. 25).

piration, Wassergehalt und osmotischer Wert von Binsen in Abhängigkeit einer durch KH_2PO_4 zunehmend entharmonisierten Nährlösung



ration von Binsen in Abhängigkeit des osmotischen Druckes einer Nährlösung, die durch KH_2PO_4 zunehmend entharmonisiert wurde



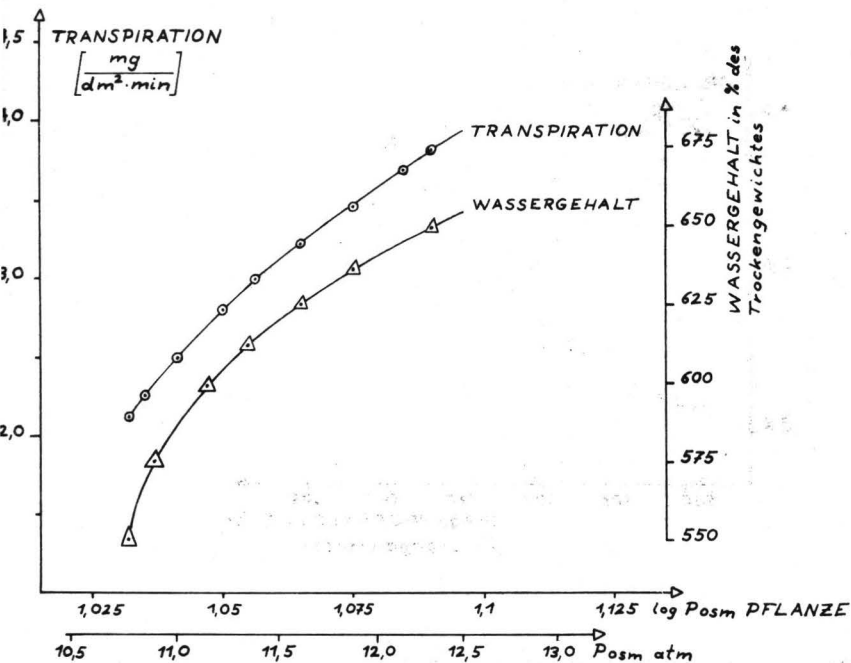


Abb. 24: Die Transpiration und der Wassergehalt in Abhängigkeit vom osmotischen Wert der Binsen

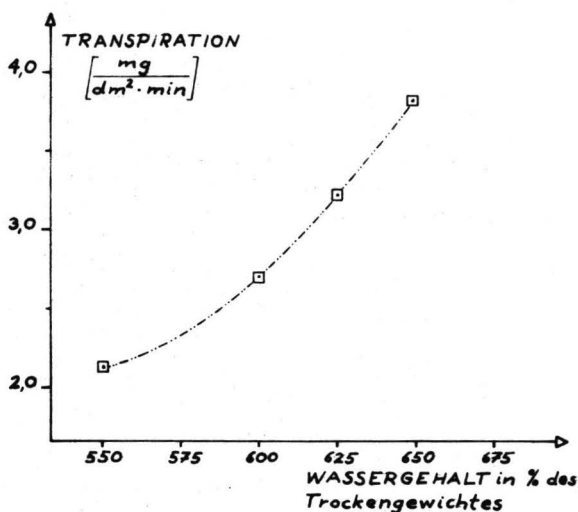


Abb. 25: Die Abhängigkeit der Transpiration vom Wassergehalt der Binsen

Ein Vergleich aller erhaltenen Daten über die osmotischen Werte in Pflanzen, die zugehörigen Transpirationen und Wassergehalte mit denen in obiger Tabelle zusammengestellten bringt folgendes Ergebnis:

Dadurch, daß die Pflanzen nach der Umstellung der Konzentrationen sechs Tage lang in der neuen standen, hat sich erstaunlich wenig geändert: So hat der osmotische Wert von Pflanzen, deren Lösung von 0,02 auf 0,2 % KH_2PO_4 geändert wurde, mit 11 atm keineswegs den osmotischen Wert der in der 0,2 %igen KH_2PO_4 -Lösung aufgewachsenen (ca. 12,3 atm) erreicht. Auch der Wassergehalt mit 571 % und die Transpiration mit 2,16 mg/dm² · min liegen im Bereich der Werte von Binsen, die in der 0,02 %igen Lösung aufgewachsen waren. Etwas erhöht haben sich die Daten der Binsen aus der von 0,05 auf 0,5 % KH_2PO_4 verstärkten Nährlösung, erreichen aber nicht einmal die der in der 0,2 %igen Lösung herangezogenen. Umgekehrt haben sich der osmotische Wert, der Wassergehalt und die Transpiration von Binsen, deren Lösung von 0,2 auf 0,001 % und von 0,1 auf a.d. herabgesetzt wurde, kaum vermindert.

Auch von Pflanzen, die im ursprünglichen Aufzuchtmedium (Leitungswasser mit HOAGL.-ARN. und AZ-Nährlösung und Sand; V.N.: A-C) aufgewachsen waren, und deren Transpiration, bezogen auf die Oberfläche, bei scheinbar gleichartigen Pflanzen doch recht unterschiedlich war, hatten wir die osmotischen Werte bestimmt. Es zeigte sich kein Zusammenhang mit den osmotischen Drucken der bei den Transpirationsversuchen verwendeten Nährlösungen, weder vor noch nach der Konzentrationsänderung. Auffällig war jedoch, daß die

Pflanzen sehr verschiedene osmotische Werte aufwiesen, von 11,41 bis 15,96 atm und daß mit steigendem osmotischen Wert auch die Transpiration zunahm. So transpirierte eine Pflanze mit einem osmotischen Wert von 11,41 atm $3,38 \text{ mg/dm}^2 \cdot \text{min}$, eine andere mit 15,96 atm $6,38 \text{ mg/dm}^2 \cdot \text{min}$.

3. Zusätzliche Untersuchungen

Außerdem bestimmten wir bei Binsenhalmen, die in harmonischer normal konzentrierter HOAGL.-ARN. und AZ-Lösung aufgewachsen waren, den von DELF (1911) eingeführten Grad der

$$\text{Sukkulenz} = \frac{\text{Gesamtwassergehalt}}{\text{Transpirierende Oberfläche}} \quad (\text{g/dm}^2)$$

und die Oberflächenentwicklung nach HUBER (1924)

$$= \frac{\text{transpirierende Fläche}}{\text{Frischgewicht der oberirdischen Teile}} \quad (\text{dm}^2/\text{g})$$

Das Mittel von drei Messungen ergab:

	Halm	Blatt	
Sukkulenzgrad:	4,34	3,3	(g/dm ²)
Oberflächenentwicklung:	0,2	0,35	(dm ² /g)

II. VERSUCHE IM FREIEN

a) Tagestranspirationskurven

1. Ergebnisse für den 22. 7. 1969 (Abb. 26 bis 28)

Insgesamt folgt die Transpiration der Binsen in den vier Gefäßen mit gleichen Lösungen der Evaporation, besonders gut in den Morgen- und Abendstunden. Der relativ hohen Transpiration bis 10.30 h folgt ein starker Abfall, der wesentlich stärker ist als das Sinken der Evaporation in dieser Zeit. Um die Mittagszeit steigt die Transpiration wieder an, aber nicht in dem Maße wie die Evaporation. In der Abb. 28 kommt zum Ausdruck, daß die Vormittagstranspiration um 10.30 h bezogen auf das Frischgewicht, die höchsten Tageswerte bringt.

2. Ergebnisse für den 23. bis 26. 7. 1969

(Abb. 29 bis 33)

Die Transpiration der Binsen sinkt in den durch unterschiedliche KH_2PO_4 -Mengen entharmonisierten Lösungen im Gegensatz zum Kontrollgefäß (B) ab, nach einer halben Stunde jedoch transpirieren sie wieder etwa so viel wie die Binsen im Gefäß (Abb. 30). Die starke Transpiration des Versuchsgliedes D (0,5 % KH_2PO_4) ragt mit $46,4 \text{ mg/dm}^2 \cdot \text{min}$ im Meßzeitraum von 12.40 h bis

Tagessverlauf der Bestrahlungsstärke, der Lufttemperatur, relativen Feuchte, Evaporation und Transpiration der Binsen in vier Lochdeckelgefäßen am 22.7.69.

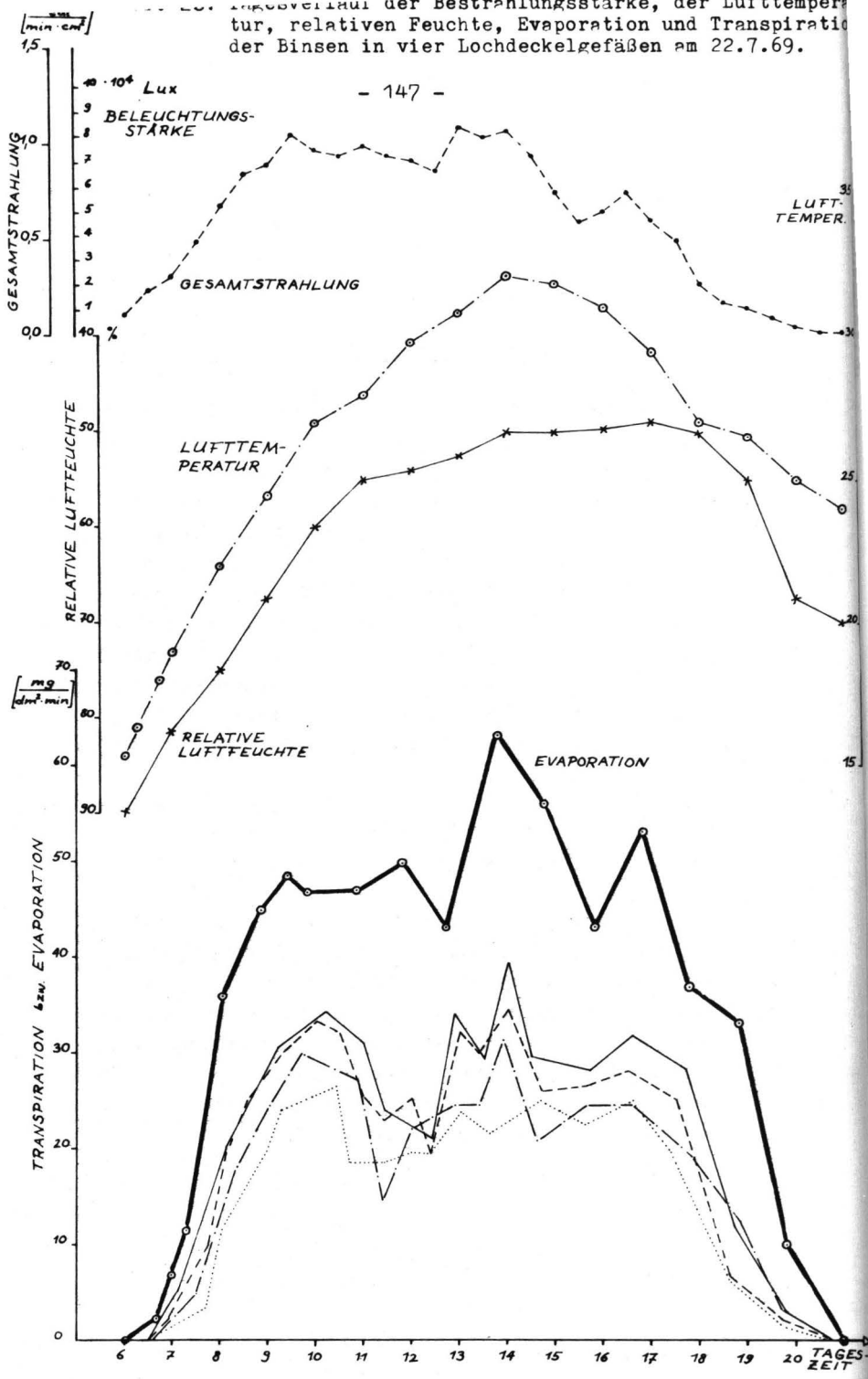


Abb. 27: Tagesverlauf der Evaporation und Transpiration (Mittel von vier Kurven) in $\text{mg}/\text{dm}^2 \cdot \text{min}$ bei Binsen in Lochdeckelgefäßen. Zum Transpirationsvergleich die Werte von *Taraxacum officinale* (□) und *Scirpus* (⊗) nach der Schnellwägemethode

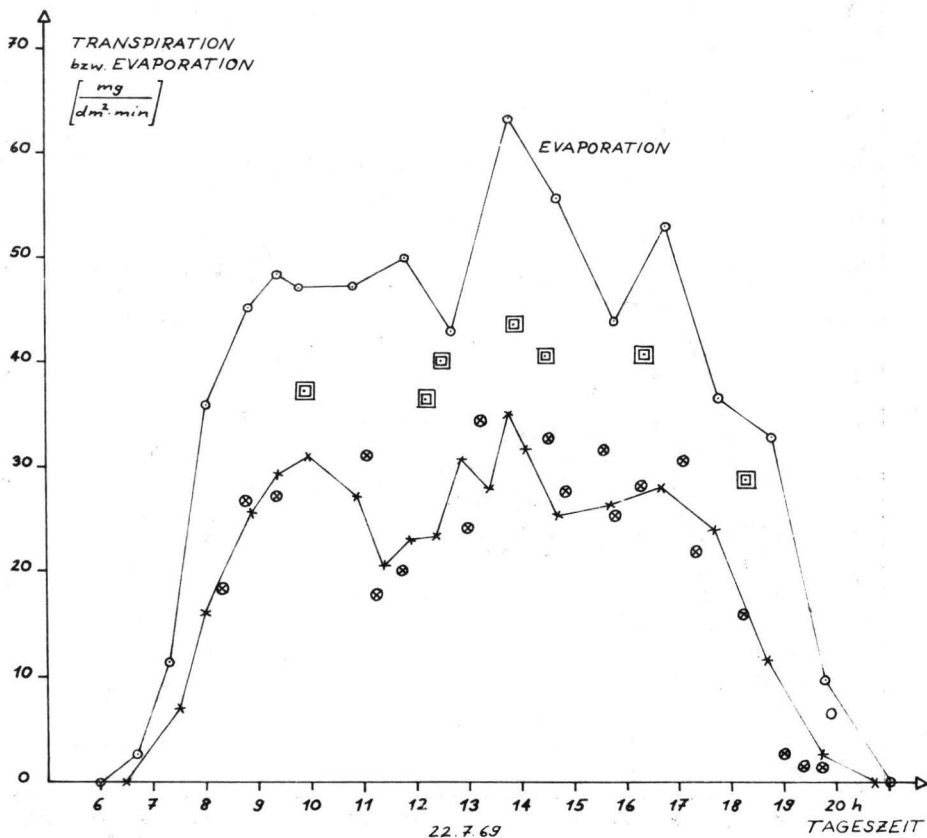


Abb. 28: Tagesverlauf der Evaporation und Transpiration (Mittel von vier Kurven) in $\text{mg/g} \cdot \text{min}$ bei Binsen in Lochdeckelgefäßen. Zum Transpirationsvergleich die Werte von *Taraxacum officinale* ($\square$) und *Scirpus* ($\otimes$) nach der Schnellwägemethode

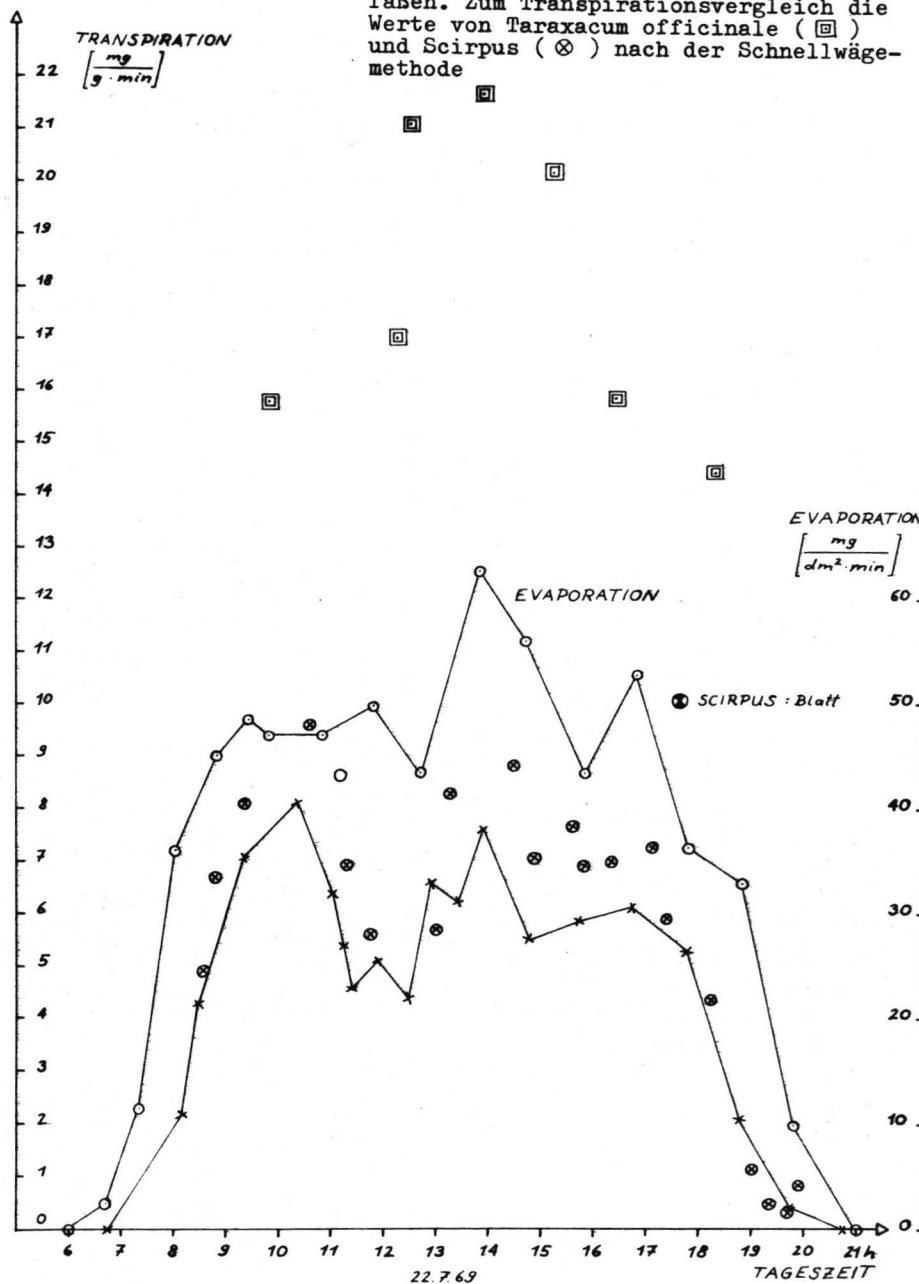


Abb. 30: Tagesverlauf der Bestrahlungsstärke, Lufttemperatur, relativen Feuchte, Evaporation und Transpiration von Binsen in vier Lochdeckelgefäßen am 23.7.69.
Um 10⁴⁰ erfolgt in den Gefäßen eine Umstellung (↓) der Konzentrationen: A (—) zusätzlich 0,1% KH_2PO_4
C (---) " 0,2% "
D (—) " 0,5% "
B (—) keine Änderung.

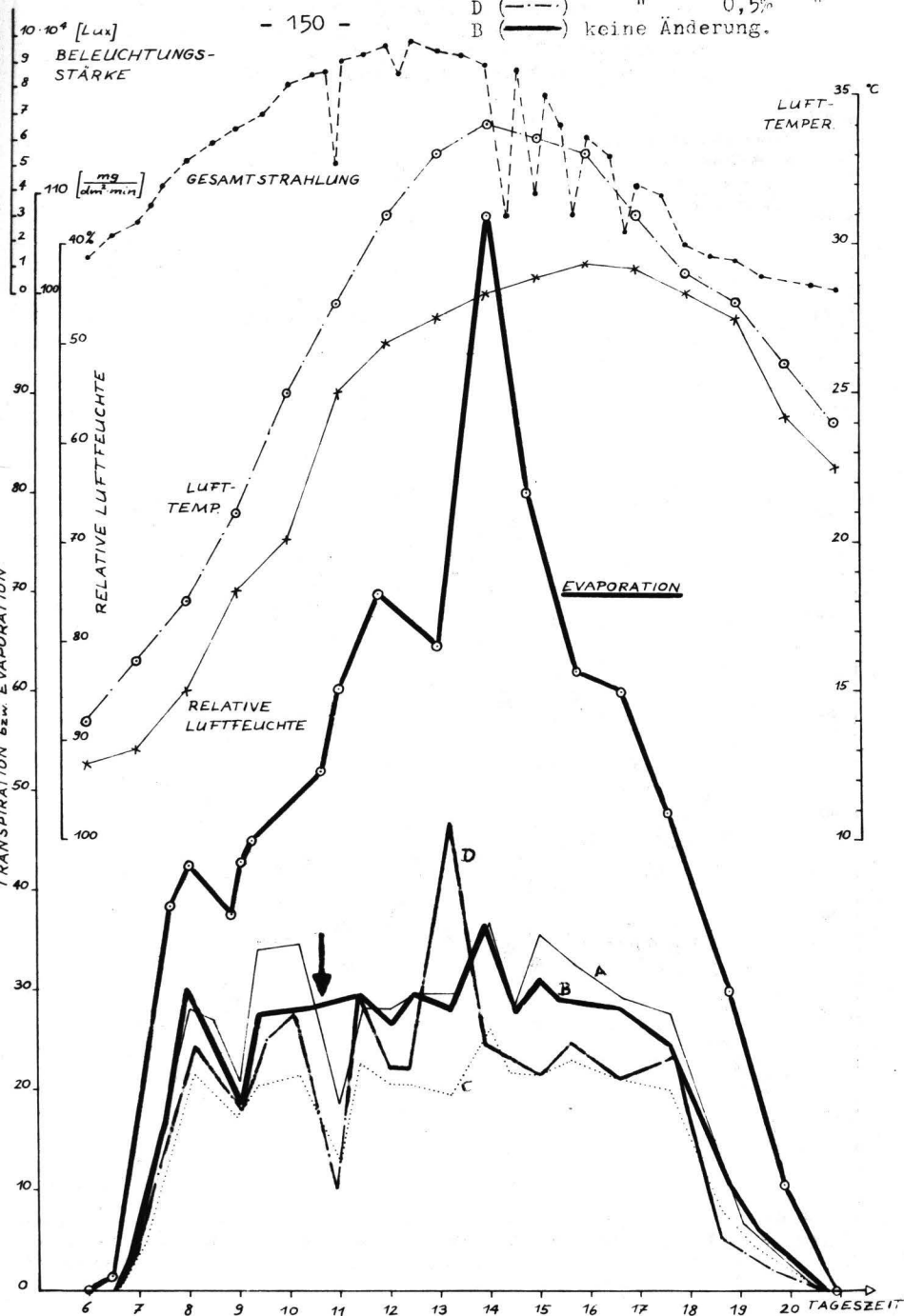


Abb. 31: Tagesverlauf der Evaporation und Transpiration (mg/dm · min). Zum Transpirationsvergleich die Werte von *Taraxacum officinale* (⊠), *Convolvulus sepium* (□), *Betula pendula* (•) und *Scirpus* (⊗) nach der Schnellwägemethode

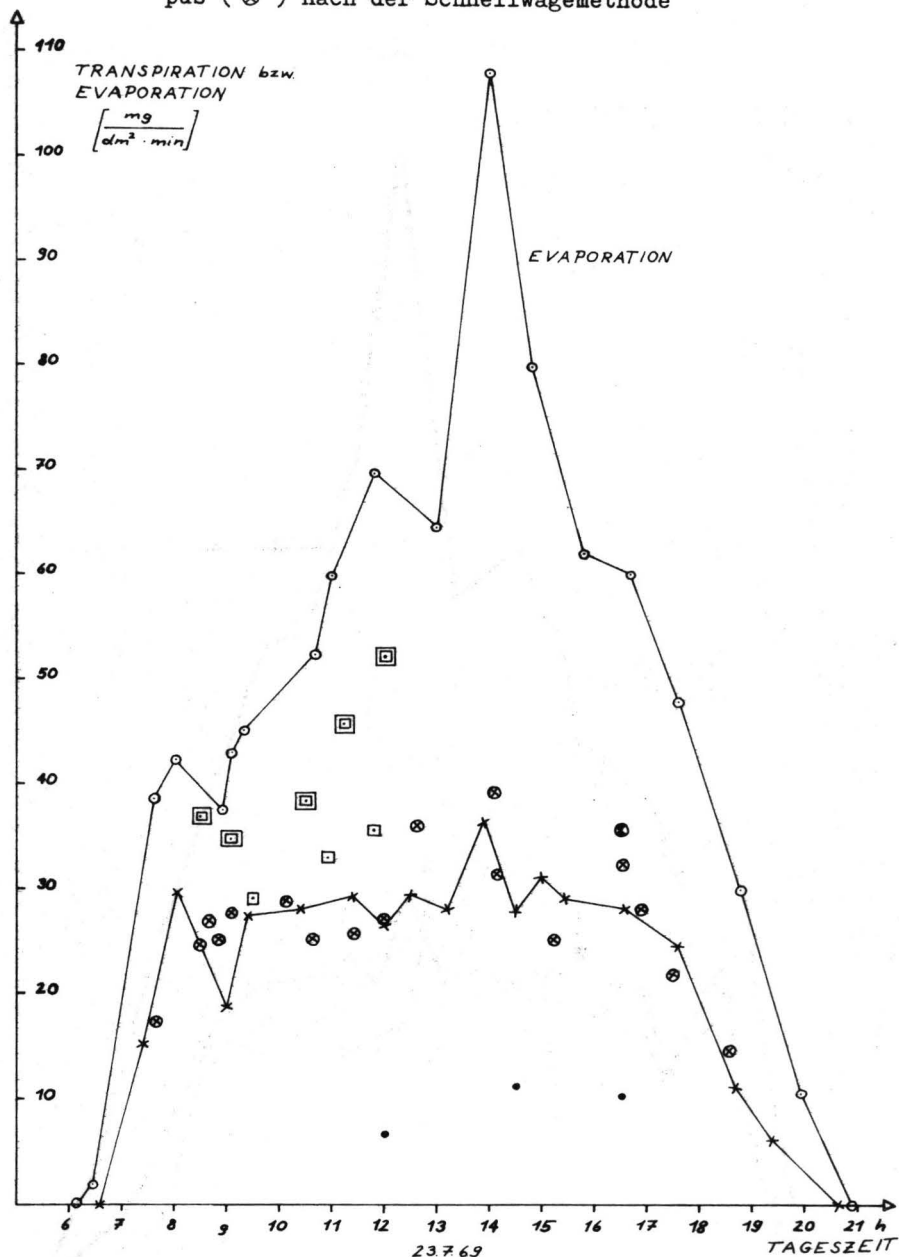
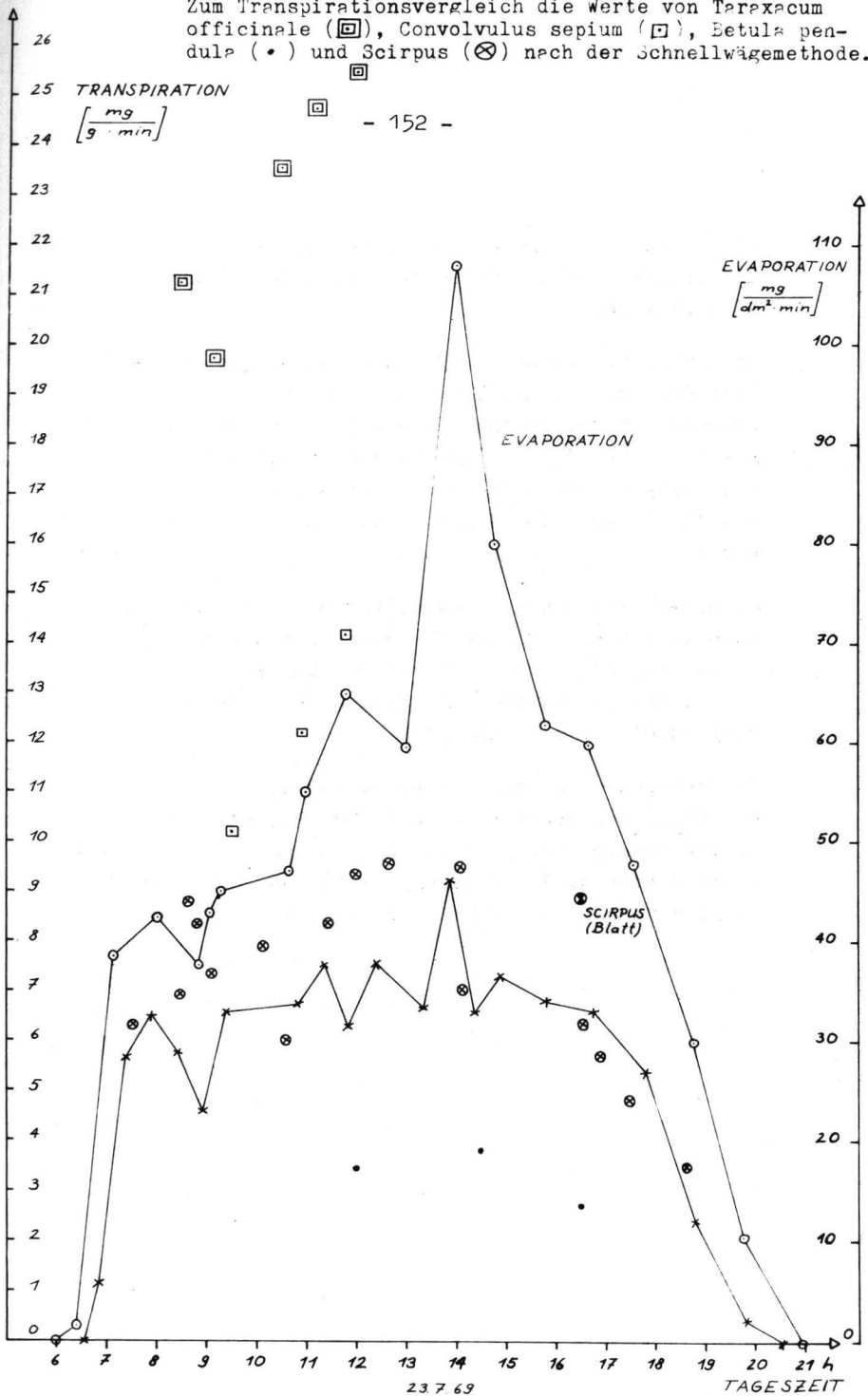


Abb. 32: Tagesverlauf der Evaporation und Transpiration (mg/g.min).
 Zum Transpirationsvergleich die Werte von *Taraxacum officinale* (◻), *Convolvulus sepium* (□), *Betula pendula* (•) und *Scirpus* (⊗) nach der Schnellwägemethode.



13.40 h heraus. Dieses Transpirationsverhalten der Binsen in den vier Gefäßen wird in der Abb. 29 deutlicher.

In dem Zeitraum von 10.40 bis 13.40 h, gleich nach der Umstellung, liegt die Transpiration der Pflanzen in den Gefäßen A, C und D gegenüber dem Kontrollgefäß B (= 100 %) um 8,2, 10,7 und 7,7 % niedriger. Einen Tag später transpirieren sie von 10.40 bis 13.40 h 3,8, 16,1 und 10,9 % weniger.

Um direkt mit den Klimakammerversuchen vergleichen zu können, ist die Transpiration der vier Versuchsglieder im Mittel von 24 Stunden für den 1., 2. und 3. Tag nach der Konzentrationsänderung aufgezeichnet (Abb. 33).

Stufenweise nimmt die Transpiration mit steigender KH_2PO_4 -Konzentration am 1. Tag ab. Am 2. und 3. Tag transpirieren die Binsen in den Gefäßen A und C etwa um 6 % weniger als B, während D jetzt 4,1 und 6,3 % mehr transpiriert.

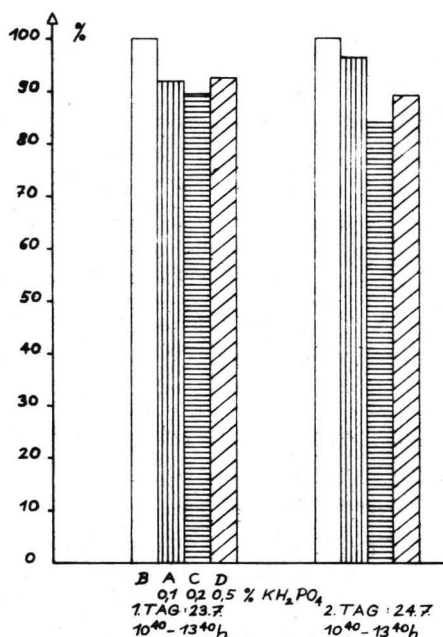


Abb. 29: Transpiration von Binsen in Lochdeckelgefäßen am 1. und 2. Tag nach Hinzufügen von 0,1, 0,2, 0,5 % KH_2PO_4 zur Ausgangslösung wie bei B. Die Transpiration bezieht sich auf B = 100 %

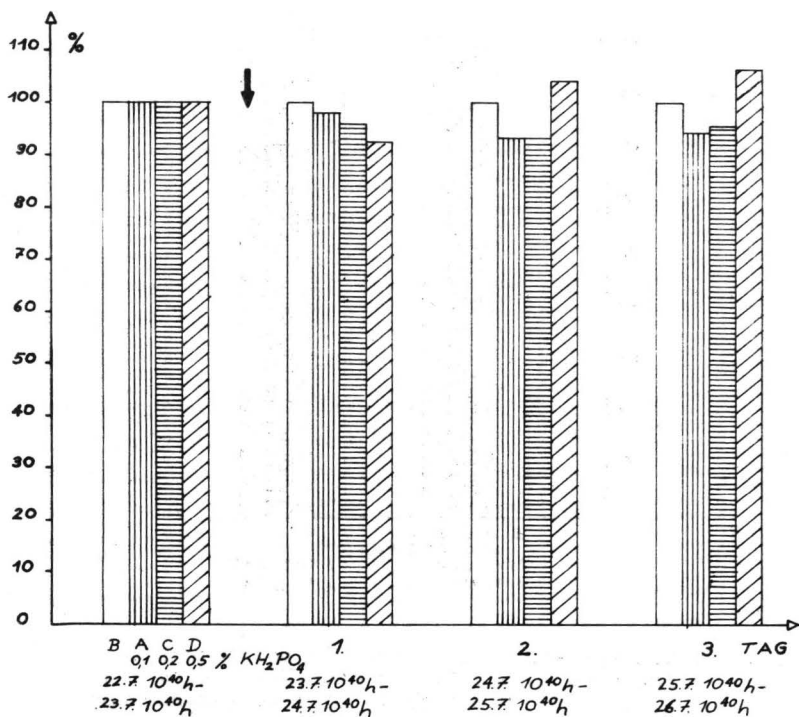


Abb. 33: Transpiration von Binsen in Lochdeckelgefäßen vor und nach Hinzufügen (↓) von 0,1, 0,2 und 0,5 % KH_2PO_4 zur Ausgangslösung wie bei B, als Mittel von 24 Stunden

Charakteristisch für die Transpiration einer Pflanze ist ein Vergleich mit der gleichzeitig stattfindenden Evaporation von einer freien Wasserfläche. Er läßt sich am besten durch das von LIVINGSTON (1905, 1911) eingeführte Verhältnis.

$$\frac{\text{Evaporation in } \text{mg/dm}^2 \cdot \text{min}}{\text{Transpiration in } \frac{\text{mg/dm}^2 \cdot \text{min}}{\text{mg/g} \cdot \text{min}} \text{ oder}} = \text{Relative Transpiration}$$

vornehmen.

Die größte relative Transpiration zeigt Scirpus nicht zur Zeit der höchsten Evaporation - hier liegen sogar die Minima - sondern in den Vormittagsstunden mit einem Maximum zwischen 9.30 und 10.30 h und am Nachmittag mit einem zweiten zwischen 17.30 und 19.00 h.

Scirpus transpiriert also an diesen Tagen nicht "hemmungslos", sondern schränkt ihre Transpiration ein. Die relativen Transpirationskurven vom 23. 7. liegen niedriger als die vom 22. 7., denn obwohl die Evaporation am 23. 7. wesentlich höhere Werte erreichte als am Vortage, transpirieren die Binsen an beiden Tagen etwa gleich viel.

Gleichzeitig an beiden Tagen mit der Schnellwägemethode vorgenommene Messungen folgen insgesamt gut dem Tagesverlauf nach der Topfwägemethode (Abb. 27, 28, 31, 32), am 22. und 23. 7.

liegen die Werte der Frischgewichtstranspiration meist höher. Bei der auf die Oberflächeneinheit bezogenen Transpiration (Abb. 27 und 31) liegt die Transpiration von *Betula* etwa um 2,5 bis 4 mal niedriger, die von *Taraxacum* 1,2 bis 2 mal höher als die von *Scirpus*, die von *Convolvulus* ist fast gleich oder 1,3 mal höher.

Die Frischgewichtstranspiration (Abb. 28 und 32) von *Betula* weist etwa 2 bis 2,5 mal niedrigere Werte, dagegen die von *Convolvulus* 1,5 bis 2,2 und die von *Taraxacum* 3 bis 4 mal höhere als *Scirpus* auf.

D. DIE ALLGEMEINE STELLUNG VON SCIRPUS LACUSTRIS L.

Wir haben den Versuch unternommen, den Wassergehalt von *Scirpus* im Vergleich zu anderen Pflanzen und Pflanzengruppen zu beurteilen, insbesondere die Transpiration.

Zur Konstruktion der Ereignisfelder für die Transpiration nach B. III d werden Angaben für die folgenden Pflanzen, eingeteilt in ökologische Gruppen, verwendet:

1. Halophyten:	Aster tripolium,	A tr	BICKENBACH (1932)
.....:	Plantago coronopus,	P	SCHRATZ (1932, 34,
	Oenothera muricata,	Om	1935)
	Atriplex hastata,	Ah	"
	Cakile maritima,	Cm	"
	Artemisia maritima,	Am	"
	Salsola kali,	Sk	"
	Aster tripolium,	At	"
	Glaux maritima,	Gm	"
	Salicornia herbacea,	Sh	"
	Suaeda maritima,	Sm	"
	Honckenya peploides,	Hp	"
	Arthrophytum Haloxylon		ARCICHOVSKIJ
	(Saxaul ") LITW.,	AH	et al. (1931)

2. Psammophyten: -.-.-.-

a) Dünengräser:			
	Psamma arenaria,	P	SCHRATZ (1932,
	Elymus arenaria,	E	1934, 1935)
	Triticum junceum,	Tj	

b) Pflanzen der tertiären Dünen:

Hippophae rhamnoides,	Hr	SCHRATZ (1932,
Salix repens,	Sr	1934, 1935)
Rubus,	R	

3. Mesophyten:	Helianthus annuus,	Ha	SCHRATZ (1932,
	Fragaria,	F	1934, 1935)
	Vicia faba	Vf	"
	Ligustrum,	L	"
	Leontodon hirtus,	Lh	"
	Galinsoga parviflora,	Gp	"
	Solanum Lycopersicum,	SL	"
	(heute Lycopersicum		
	esculentum)		
	Plantago lanceolata,	Pl	"
	Plantago maior,	Pm	"

Convolvulus sepium,	Cs	eigene Werte
Taraxacum officinale,	To	"
Helianthus annuus,	H	MARTIN (1943)
Helianthus annuus,	Han	SCHRATZ (1932, 1934, 1935)
Datura stramonium,	D	ALEXANDROV (1927)
Brassica oleracea,	Bo	CLUM (1926)
Syringa vulgaris,	Sv	"
Boehmeria macrophylla,	Bm	BRAUNER (1931)
Gossypium hirsutum,	Gh	BOYER (1965)
Gossypium barbadense,	Gb	van BAVEL et al. (1965)
Lysimachia vulgaris,	L	KAMP (1930)

4. Waldschattenkräuter: ...

Circaea lutetiana,	Cl	DIETRICH (1926)
Impatiens noli tangere,	In	"
Impatiens parviflora,	Ip	"
Alliaria officinalis,	Ao	"
Asarum europaeum,	Ae	"
Mercurialis perennis,	Mp	"
Pulmonaria officinalis,	Po	"

5. Hydro- und Helophyten: ---

Phragmites com. (Blätter),	Phc	KIENDL (1952, 1953, 1954)
Phragmites com. (Stengel),	<u>Phc</u>	"
Iris pseudacorus,	Irp	"
Glyceria aquatica,	Ga	"
Phragmites com.,	Pc	SCHRATZ (1932, 1934)
Phragmites com.,	Pco	STOCKER (1967)

6. *Scirpus lacustris*: — .. — .. —

Halme,	S	(Freiland)	eigene Werte
Blätter,	⑤	"	"
Halme,	⑤	(Klimakammer)	"

7. Xerophyten: <i>Zygophyllum fabago</i> ,	Z	ALEXANDROV (1927)
<i>Carthamus tinctorius</i> ,	Ct	"
<i>Atriplex laciniatum</i> ,	Al	"
<i>Prosopis velutina</i> ,	Pv	SCHRATZ (1931)
<i>Solanum elaeagnifolium</i> ,	Se	"

ferner:	<i>Trianthema portulaca-</i>		
	<i>strum</i> ,	Tp	SCHRATZ (1931)
	<i>Myrsine africana</i> ,	Ma	DIETRICH (1926)
	<i>Quercus petraea</i> ,	Qp	JARVIS u. JARVIS (1963)
	<i>Quercus coccifera</i> ,	Qc	KAMP (1936)
	<i>Acer platanoides</i> ,	A	"
	<i>Betula pendula</i> ,	Bp	eigene Werte
	<i>Betula verrucosa</i> ,	Bv	JARVIS u. JARVIS (1936)
	<i>Populus tremula</i> ,	Pt	"
	<i>Picea abies</i> ,	Pa	"
	<i>Pinus sylvestris</i> ,	Ps	"
	<i>Ceanothus crassifolius</i> ,	Cc	GRIEVE u. WENT (1956)
	<i>Quercus dumosa</i> ,	Qd	"
	<i>Erica tetralix</i> ,	Et	SCHRATZ (1932, 1935)
	<i>Sphagnum recurvum</i> ,	Sr	LEICK (1929)

Evaporation:	• A	ALEXANDROV (1927)
	• J	JARVIS u. JARVIS (1963)
	•	eigene Werte

Die mit diesem Material konstruierten Ereignisfelder stellen sich graphisch folgendermaßen dar (Abb. 34 und 35):

In der Abb. 34, bei der die Transpiration auf die transpirierende Oberfläche bezogen wurde, schmiegt sich das Gesamtfeld der Evaporationskurve an. Das beim logarithmischen Maßstab der Abszisse nahezu linear ansteigende Feld von *Scirpus* halbiert das Gesamtfeld und das Teilfeld der Halophyten, Strandgräser und Pflanzen der tertiären Dünen. Letztere wurden in Abb. 34 nicht gesondert umgrenzt, da sich ihr Feld etwa mit dem der Halophyten deckt.

Danach transpirieren verschiedene Halophyten oder Dünengräser etwa soviel wie *Scirpus*, z. B. *Salsola kali* (Sk) oder *Psamma arenaria* (P). Das *Scirpus*-band überlappt mit dem unteren Gebiet der Mesophyten, so finden wir z. B. viele Werte von *Helianthus annuus* (H, Ha), *Fragaria* (F) oder *Vicia faba* (Vf) im roten *Scirpus*-bereich.

Weniger als *Scirpus* transpiriert ein Teil der Halophyten, wie *Aster tripolium* (Atr), der "Saxaul" (AH), alle Waldschattenkräuter oder verschiedene Bäume wie *Quercus* (Qc) oder *Betula* (B).

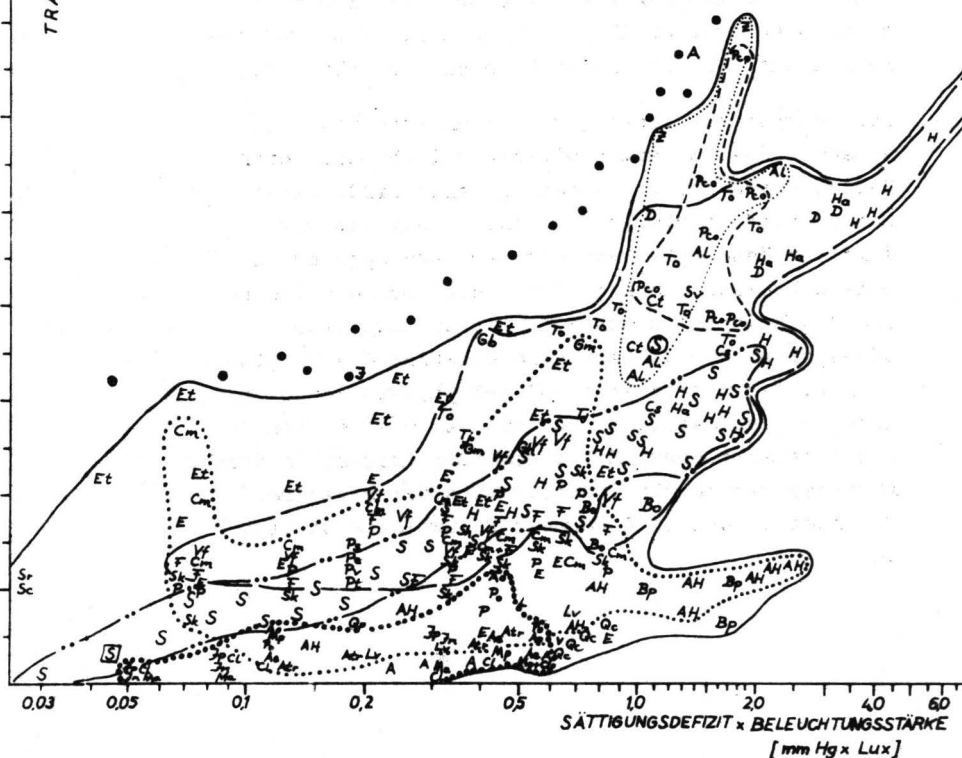
Stärker transpiriert ein Teil der Halophyten, Dünengräser und Mesophyten (*Taraxacum officinale*, To), *Datura stramonium* (D), *Erica tetralix* (Et), vor allem

aber die Xerophyten (Zygophyllum, Z), Carthamus (C), Atriplex (Al) und Hydrophyten (Phragmites, Pco), von denen leider nur wenige Werte zur Verfügung standen. Im Bereich von $1,0 - 2,5 \cdot 10^6$ (mm Hg x Lux) steigt die Transpiration von Hydrophyten und Xerophyten im Gegensatz zu Scirpus etwa in dem Maße wie die Evaporation. Geringer als bei Scirpus nimmt die Transpiration mit steigendem Abszissenprodukt bei den Waldschattenkräutern oder dem "Saxaul" zu. Die Meßwerte für Scirpus in Klimakammerversuchen ([S]) fügen sich gut ein.

Eine noch ausgeprägtere Zonierung der Transpirationsintensität ergibt sich, wenn wir die Transpiration auf das Frischgewicht beziehen (Abb. 35).

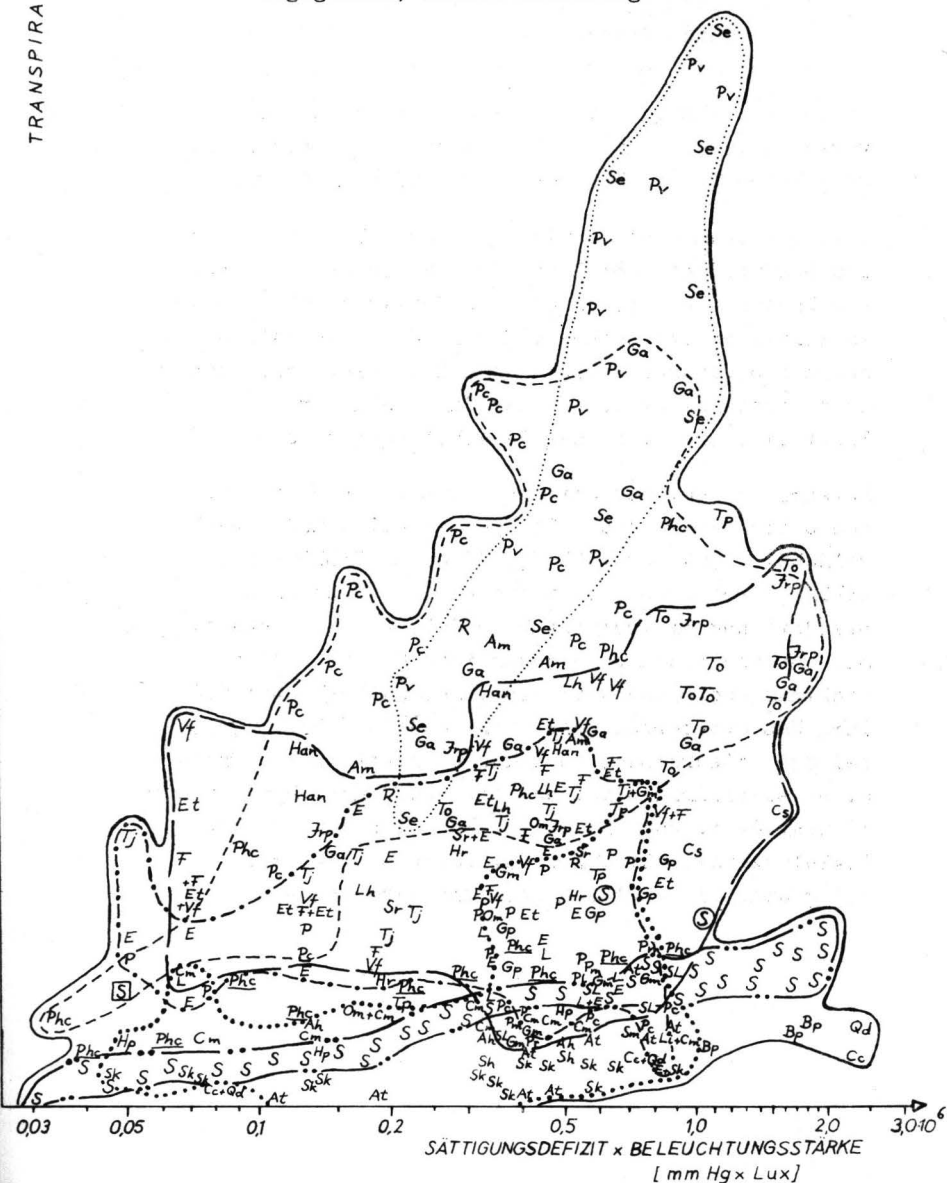
Das Scirpusfeld liegt jetzt im unteren Teil des Gesamtfeldes, zusammen mit den Halophyten, deren Gebiet durch Scirpus wieder geteilt wird. Das Scirpusband überlappt jetzt nur wenig mit dem Feld der Mesophyten und der Strandgräser und Dünenpflanzen, die sich ihrerseits nun deutlicher von den Halophyten abheben. Die Strandgräser, Dünenpflanzen und Mesophyten schaffen die Verbindung zu den Hydrophyten und Xerophyten, deren Felder nicht an das jetzt nur halb so breite Band der Binse heranreichen. Mit steigendem Produkt in der Abszisse wächst die Transpiration der einzelnen Pflanzengruppen in folgender Reihenfolge steiler an:

TRANSPIRATION bzw. EVAPORATION



$$\left[\frac{\text{mg}}{\text{g} \cdot \text{min}} \right]$$

Abb. 35: Abhängigkeit der Frischgewichtstranspiration in $\text{mg/g} \cdot \text{min}$, die von mehreren Autoren bei Pflanzen aus verschiedenen ökologischen Gruppen bestimmt wurde, vom logarithmisch aufgetragenen Produkt aus Sättigungsdefizit $\times$ Beleuchtungsstärke. Die ökologischen Gruppen wurden durch verschiedene Farben voneinander abgegrenzt; nähere Erklärungen im Text.



- | | |
|--------------------------------------|----------------|
| 1. Halophyten | 4. Mesophyten |
| 2. Scirpus | 5. Hydrophyten |
| 3. Strandgräser und
Dünenpflanzen | 6. Xerophyten |

Xerophyten können danach bei ausreichender Wasserversorgung wesentlich mehr transpirieren als z. B. Mesophyten (s. a. MAXIMOV, 1935; MILLER, 1938).

Etwa gleichen Anstieg wie die Binsen bei etwas höherem Gesamtniveau der Transpiration zeigt der Stengel von *Phragmites com.* (Phc). Die Meßwerte für *Scirpus* in Klimakammerversuchen (S) liegen außerhalb des durch Freilandwerte gewonnenen Ereignisfeldes, die Transpirationsintensität der Binsenblätter (S) liegt im oberen Teil des Halophytengebietes.

Phragmites com. und *Scirpus lacustris* sind die beiden Charakterarten des Scirpo-Phragmitetums (BRAUN-BLANQUET, 1964; OBERDORFER, 1962; ELLENBERG u. WALTER, 1961). Gemeinsam ist beiden Pflanzen der Standort und die relativ hohe Salzverträglichkeit. Sie unterscheiden sich durch ihre Oberflächenentwicklung (*Scirpus*blatt: 0,52, *Phragmites*blatt: 9,8), ihre Wasserreserven, die nach SCHRATZ (1932, 1935) bei den wasserarmen, sehr dünnen Blättern von *Phragmites* so niedrig sind, daß sie sogar Mesophyten unterbieten, damit hat *Phragmites* auch einen niedrigen Sukkulenzgrad, nämlich 0,55, *Scirpus* 4,34 bzw. 3,3 g/dm². Wie ungleich groß die Wasserreserven

sind, geht auch aus dem auf das Trockengewicht bezogenen Wassergehalt hervor, der bei den von SCHRATZ (1932, 1935) untersuchten Arten sein Minimum bei *Phragmites* bei 113 %, sein Maximum bei *Cakile maritima* mit 1621 % erreicht. Beim *Scirpushalm* fanden wir 612 %, beim Blatt 385 %.

Außerdem ist der Tagesverlauf von *Phragmites* ein-gipfelig (KIENDL, 1953; STOCKER, 1956; SCHRATZ, 1932, 1935). Vorausgesetzt, daß die Wasserversorgung ausreichend ist, wird die Transpiration selbst bei extremen Evaporationsbedingungen nicht eingeschränkt; anders bei *Scirpus*, hier ist die Tageskurve zwei-gipfelig.

KIENDL (1953) wies nach, daß die Blattspitzen von *Phragmites* mehr transpirieren als die Basisanteile; bei *Scirpus* transpiriert die Halmbasis mehr als die Spitze. Der Grund dieses Unterschiedes ist wahrscheinlich der, daß *Scirpus* im Gegensatz zu *Phragmites* mit einem Meristem an der Halmbasis wächst. Im Mittel aller gefundenen Werte liegen die osmotischen bei *Phragmites* höher (höchster Wert 28 atm, niedrigster 11 atm) als bei *Scirpus* (16 bzw. 8 atm) WALTER u. WALTER, 1929; WALTER, 1960; MÜLLER-STOLL, 1938). So ist es nicht erstaunlich, daß *Phragmites* sowohl auf die Oberflächeneinheit, als auch auf das Frischgewicht bezogen mehr transpiriert als *Scirpus*.

SCHRATZ (1932, 1935) fand eine besonders hohe Wasserabgabe von *Phragmites* im Vergleich zu den Dünenpflanzen und Halophyten. KIENDL (1954) wies anhand von Tageskurven in verschiedenen Monaten der Vegetationsperiode nach, daß dichte Bestände von *Phragmites com.* und *Glyceria aquatica* doppelt bzw. dreifach soviel Wasser evapotranspirieren als ihnen durch die jährliche Niederschlagsmenge zusteht.

Wir stellten bei unserem Vergleich der Binse mit anderen Pflanzen aus verschiedenen ökologischen Gruppen fest, daß die Stellung der Binse in diesen Gruppen verschieden ist, je nachdem, ob wir die Transpiration auf das Frischgewicht oder auf die Oberfläche beziehen (Abb. 34 und 35). Die Frage, welcher Bezugnahme mehr Bedeutung beizumessen ist, hat die Forscher in zwei Lager gespalten. Eine nähere Diskussion des Für und Wider dieser Ansichten überschreitet den Rahmen dieser Arbeit. Es sei dazu auf die einschlägige Literatur verwiesen: LEICK (1939); SCHRATZ (1932, 1934, 1935); WALTER (1926, 1960); STOCKER (1956); ADRIANI (1956).

Für die Beurteilung von *Scirpus* in einem Freilandversuch, an dem sich unsere Arbeit ursprünglich orientiert hat, scheint uns die Transpirationsrate bezogen auf die Oberfläche geeigneter zu sein.

Wenn wir die Evaporation mit der Evapotranspiration einer 1 m² großen Binsen bestandenen Wasserfläche vergleichen wollen, müssen wir die Transpiration der

gesamten Pflanzenoberfläche über dem Wasser mit der Evaporation der freien Wasserfläche vergleichen. Trotz der relativ großen spezifischen Transpiration bezogen auf die Oberflächeneinheit bei *Scirpus* wird dieser Vergleich zu einer verhältnismäßig geringen zusätzlichen Wasserverdunstung führen, weil *Scirpus* (im Gegensatz z. B. zu *Phragmites*) eine Pflanze mit eingeschränkter Oberflächenentwicklung ist.

Wir möchten an zwei Beispielen, die sich auf Angaben von SEIDEL (unveröffentlicht) und SCHMIDT und SEIDEL (1969) über Versuche in dem 12 000 m² großen Versickerungsbecken in Haltern stützen, die Transpiration der Binse mit der Evaporation in Bezug setzen:

1. Bei 250 Halmen/m², deren Höhe über der Wasserfläche 1 m beträgt,* mit einem Halmdurchmesser an der Wasseroberfläche von 1 cm, können wir eine transpirierende Oberfläche von 308 dm² berechnen. (Bei ausgewachsenen Halmen spielen die Binsenblätter keine Rolle mehr).

An einem Tag, wie dem 22. 7., evaporierten von einer freien Wasserfläche 2,945 kg/m² · 24 h. Berücksichtigt man, daß die Wasserfläche durch die Binsenhalme kleiner wird, ergibt sich eine

* An natürlichen Standorten der Binsen (z. B. Binnenseen) beträgt die Halmlänge 1,70 m (20 cm Wassertiefe) bis 3,36 m (1,80 m Wassertiefe). Die Halmlänge über dem Wasserspiegel ist fast konstant, Längenwachstum und Wassertiefe sind direkt proportional (SEIDEL, 1955).

Evaporation von $2,887 \text{ kg/m}^2 \cdot 24 \text{ h}$. Die Binsen transpirierten an demselben Tage im Mittel $4,48 \text{ kg/m}^2 \cdot \text{transp. Oberfläche} \cdot 24 \text{ h}$. Das bedeutet, daß die 250 Binsen/m^2 zusätzlich zur Evaporation noch etwa 1,5 mal mehr transpirierten.

2. Bei $300 \text{ Binsenhalm/m}^2$, die ab Wasseroberfläche mit einem Halmdurchmesser von $1,4 \text{ cm}$ noch $1,5 \text{ m}$ messen, beträgt die Binsenoberfläche $990 \text{ dm}^2/\text{m}^2$. 24 h transpirieren, d. h. zusätzlich etwa 5 mal mehr als die Wasserfläche des 1 m^2 großen Bestandes oder das 4,87-fache einer 1 m^2 großen freien Wasserfläche.

Die Transpirationsangaben beider Beispiele sind nur von theoretischem Interesse. In der Praxis wird die Evapotranspiration eines Binsenbestandes aus folgenden Gründen wesentlich geringer sein:

Die Evaporation einer freien ungeschützten großen Wasserfläche, wie sie ein Versickerungsbecken mit $12\,000 \text{ m}^2$ darstellt, kann sehr hoch sein, wie HEIL (1929) durch Evaporationsbestimmungen über freien Wasserflächen nachwies. Er zeigte, daß die Verdunstung unter Umständen über Wasser wesentlich größer ist als über Erde, z. B. durch höhere Temperaturen über der Wasserfläche in der Nacht - weil ja Wasser

wegen seines Wärmespeicherungsvermögens ausgleichend auf das Klima wirkt - oder auch durch die wenig behinderte Luftbewegung.

Durch den dichten Bestand der Binsen wird aber eine Luftbewegung über der Wasserfläche unmöglich gemacht. Dazu MÜLLER-STOLL (1938): "Das Röhricht der Ufergesellschaften mildert die Verdunstungsverhältnisse ganz erheblich, auch weniger geschlossene und hochwüchsige Sumpfpflanzenvereine erreichen nicht mehr die Evaporationswerte des freien Wassers, die an sommerlichen, warmen Tagen an die Werte sonniger, freiliegender Landstandorte heranreichen."

Die Transpiration der Binsen und ihre Beschattung hält die Dampfdruckdifferenz zwischen Wasserfläche des Bestandes und angrenzender Luft wesentlich niedriger als bei einer freien Wasserfläche.

Entscheidend ist aber, daß aus denselben Gründen wie für die Wasserfläche des Bestandes auch die Transpiration der Binsen in dichten Beständen wesentlich niedriger sein wird als bei Einzelpflanzen, wie wir sie z. B. mit der Topfwägemethode bestimmten. Abgesehen davon, daß nur die Spitzen des Bestandes voll von der Sonne bestrahlt werden und nur bei diesen durch die Temperaturerhöhung eine höhere Dampfdruckdifferenz erzeugt wird, setzt eine erhöhte Luftfeuchtigkeit durch die Transpiration im und über dem Bestand - damit außerdem wegen der niedrigen Temperatur durch die Beschattung eine verminderte Dampfdruckdifferenz - die weitere Transpiration herab.

In den Ereignisfeldern konnten wir klar die Abhängigkeit der Transpiration vom Produkt Sättigungsdefizit $\times$ Bestrahlungsstärke zeigen.

KIENDEL (1953, 1954) wies nach, daß starkwüchsige Phragmitesbestände aus oben genannten Gründen relativ weniger transpirieren als schwachwüchsige.

Will man daher wissen, wie hoch die Evapotranspiration eines Binsenbestandes bei einer bestimmten Wasserhöhe unter den jeweiligen Umweltbedingungen ist, kommt man nicht mit Einzelbestimmungen zum Ziel, sondern muß eine brauchbare Methode zur Bestimmung der Evapotranspiration heranziehen, z. B. eine Bilanzmethode mit Klimamessungen über dem Bestand.

Will man daher eine möglichst "wassersparende" *Scirpus lacustris* bei sonst gleichen physiologischen Leistungen, wird man verschiedene Ökotypen auf ihre Transpiration vergleichend untersuchen müssen. So haben z. B. die Halme von *Sc. tabernaemontani* eine mehr blaugrüne Farbe gegenüber den rein dunkelgrünen von *Sc. lac.* Der Grund dafür ist ein Wachsüberzug bei *Sc. tabern.* (SEIDEL, 1955). Bei diesem Typ wäre zu prüfen, ob sich der Wachsüberzug auf die Transpiration auswirkt, zumal *Sc. lac.* (und alle Hydrophyten) nur eine relativ dünne Kutikula besitzen. Verschiedene Ökotypen brauchen sich jedoch nicht immer - wie *Sc. lac.* und -*tabern.* - morphologisch zu unterscheiden. Für Ökotypen sind bestimmte physiologische Merkmale maßgebend (WALTER, 1960).

Da SEIDEL (1955) in *Scirpus lac.* eine "sehr anpassungsfähige und sehr variable" Pflanze mit einer "breiten ökologischen Valenz" gefunden und experimentell bestätigt hat, dürfte es nicht schwerfallen, einen Ökotyp zu finden oder herauszubilden, der bei ähnlichen Aufnahme- und Assimilationsleistungen noch weniger transpiriert als die von uns untersuchten Pflanzen.

E. L I T E R A T U R V E R Z E I C H N I S

- | | | |
|---|------|---|
| ADRIANI, M. J. | 1956 | Der Wasserhaushalt der Halophyten.
Im Handbuch der Pflanzen-Phys., Band III |
| ALEXANDROV, W. G. | 1927 | Über die Transpirationsintensität der Pflanzen.
Ber. d. Dtsch. Botan. Ges. <u>45</u> , 67 |
| van BAVEL, C. H. M.,
NAKAYAMA, F. S. u.
EHRLER, W. L. | 1965 | Measuring transpiration resistance of leaves.
Plant. Physiol. Lancaster <u>40</u> , 535 - 540 |
| BICKENBACH, K. | 1932 | Beiträge Biol. der Pflanze <u>19</u> , 334 |
| BITTMANN, M. u.
SEIDEL, K. | 1967 | Entwässerung und Aufbereitung von Chemieschlamm mit Hilfe von Pflanzen.
Das Gas- und Wasserfach <u>108</u> , 488 - 491 |

- BOYER, J. S. 1965 Effects of osmotic water stress on metabolic rates of cotton plants with open stomata.

Pl. physiol. Lancaster 40,
229 - 234
- BRAUN-BLANQUET, J. 1964 Pflanzensoziologie
Grundzüge der Vegetationskunde

Berlin
- BRAUNER, L. 1931 Eine neue automatische Transpirationswaage.

Jb. wiss. Bot. 75, 295 - 303
- CLUM, H. H. 1926 The effect of transpiration and environmental factors on leaf temperatures.
I. Transpiration

Amer. J. Bot. 13, 194 - 216,
217 - 231
- DIETRICH, M. 1926 Die Transpiration der Schatten- und Sonnenpflanzen in ihren Beziehungen zum Standort.

Jahrb. f. wiss. Bot. 65,
98 - 194

- | | | |
|--------------------------------------|------|---|
| ELLENBERG, H. u.
WALTER, H. | 1961 | Einführung in die Phytologie.
II/2 Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen |
| FRANCO, C. M. u.
MAGALHAES, A. C. | 1965 | Meßtechniken für die Transpiration von einzelnen Pflanzen.

in: F. E. ECKHARDT:
Methodology of plant Eco-Physiology XXV, Unesco,
S. 211 |
| GRIEVE, B. J. u.
WENT, F. W. | 1965 | An electric Hygrometer apparatus for measuring water-vapour loss from plant in the field.

in: F. E. ECKHARDT:
Methodology of plant Eco-Physiology XXV, Unesco |
| HEIL, H. | 1929 | Untersuchungen an Wasserpflanzen.

Jahrb. f. wiss. Bot. <u>70</u> , 348 |
| HUBER, B. | 1924 | Die Beurteilung des Wasserhaushaltes der Pflanze.

Jahrb. wiss. Bot. 64 |

- HYGEN, G. 1953 Studies in plant transpiration II.
Physiol. Plant. 6, 106
- JARVIS, P. G. u. 1963 The water relations of tree
JARVIS, M. S. seedlings.
III. Transpiration in relation to osmotic potential of the root medium.
Physiol. Pl. 16, 501
- KAMP, H. 1930 Untersuchungen über Kutikularban und kutikulare Transpiration von Blättern.
Jahrb. f. wiss. Bot. 72, 3, 403
- KICKUTH, R. 1969 Höhere Wasserpflanzen und Gewässerreinigung.
- KIENDL, J. 1952 Beiträge zum Wasserhaushalt von Pflanzenbeständen.
Diss. Berlin, Tech. Univ.
- KIENDL, J. 1953 Zum Wasserverbrauch des Phragmitetum conununis und des Glycerietum aquaticae.
Ber. d. Dt. Bot. Ges. 66, 247 - 263

- KIENDL, J. 1954 Zur Transpirationsmessung
an Sumpf- und Wasserpflanzen.
Ber. d. Dt. Bot. Ges. 67,
243 - 248
- KRAMER, P. J. 1949 Plant and soil water relation-ships.
Mc. Graw Hill, N. Y.
- KRAMER, P. J. u. 1960 Physiology of trees.
KOZLOWSKI, T. T. Mc. Graw-Hill-Book-Comp.,
Inc. N. Y.
- LEICK, E. 1929 Zur Frage der Wasserbilanz
bei Hochmooren.
Mitt. naturwiss. Ver., Rügen
52/56, 146 - 174
- LEICK, E. 1939 Bestimmung der Transpiration
und Evaporation mit Rück-
sicht auf die Bedürfnisse
der Ökologie.
Handbuch d. biolog. Arb.
Meth. v. E. Abderhalden,
Abt. XI, Teil 4, 1573 - 1735
- LIVINGSTON, B. E. 1905 Relation of transpiration to
growth in wheat.
Bot. Gaz. 40, 178 - 195

- LIVINGSTON, B. E. 1911 Light intensity and transpiration.
Bot. Gaz. 52, 417
- MARTIN, E. V. 1943 Studies of evaporation and transpiration under controlled conditions.
Carnegie Inst. Wash. Publ. No. 550, 1
- MAXIMOV, N. A. 1935 The plant in relation to water.
London, Allen & Unwin, 451 p.
- MILLER, E. C. 1938 Plantphysiology
Mc. Graw-Hill-Book-Comp. Inc. N. Y. u. London
- MÜLLER-STOLL, W. R. 1938 Wasserhaushaltsfragen bei Sumpf- und emersen Wasserpflanzen.
Ber. Dtsch. Bot. Ges. 56, 355
- NUERNBERGK, E. L. 1961 Kunstlicht und Pflanzenkultur.
BLV Verlagsges. München, Bonn, Wien

- | | | |
|--------------------------------|----------------------|--|
| OBERDORFER, E. | 1962 | Pflanzensoziologische Exkursionsflora für Süddeutschland.

Stuttgart |
| SCHEFFER, F. u.
KICKUTH, R. | 1964 | Spruehtank für die Pflanzenaufzucht.

Z. Pflanzenern., Düng., Bodenk. <u>105</u> , 97 |
| SCHOSER, G. | 1966 | Pflanzenkultur

Osram, Berlin - München |
| SCHRATZ, E. | 1931 | Vergleichende Untersuchungen über den Wasserhaushalt von Pflanzen in Trockengebieten des südlichen Arizona.

Jb. wiss. Bot. <u>74</u> , 153 |
| SCHRATZ, E. | 1932
1934
1935 | Beiträge zur Biologie der Halophyten.

Jb. wiss. Bot. <u>81</u> , 59 - 93
III: Jb. wiss. Bot. <u>83</u> , 133 - 189
IV: Jb. wiss. Bot. <u>84</u> , 593 - 638 |
| SEIDEL, K. | 1955 | Die Flechtbinse

Stuttgart |

- | | | |
|---|------|--|
| SEIDEL, K. | 1966 | Reinigung von Gewässern durch höhere Pflanzen.
Die Naturwiss. <u>53</u> , 289 |
| SEIDEL, K. u.
KICKUTH, R. | 1967 | Biologische Behandlung phenolhaltiger Abwässer mit Hilfe der Flechtbinse.
Wasserwirtschaft - Wassertechnik 17 |
| SEIDEL, K.,
SCHEFFERT, F.,
KICKUTH, R. u.
SCHLIMME, E. | 1967 | Mixotrophie bei <i>Scirpus lacustris</i> L.
Die Naturwiss. <u>54</u> , 176 |
| STEUBING, L. | 1965 | Pflanzenökologisches Praktikum.
Berlin u. Hamburg |
| STOCKER, O. | 1956 | Meßmethoden der Transpiration.
in: W. RUHLAND (ed.)
Encyclopedia of plant physiology, <u>3</u> , 293, Berlin |
| STOCKER, O. | 1967 | Der Wasser- und Assimilationshaushalt südalgerischer Wüstenpflanzen.
Ber. Dtsch. Bot. Ges. <u>67</u> , 289 |

- | | | |
|-----------------------------|--------------|--|
| WALTER, H. | 1925
1926 | Die Verdunstung von Wasser
in bewegter Luft und ihre
Abhängigkeit von der Größe
der Oberfläche.

Zeitschr. f. Bot. 18 |
| WALTER, H. | 1960 | Einführung in die Phytolo-
gie III
Grundlagen der Pflanzenver-
breitung
1. Teil: Standortslehre,
Stuttgart |
| WALTER, H. u.
WALTER, E. | 1929 | Ökologische Untersuchungen
des osmotischen Wertes bei
Pflanzen aus der Umgebung
des Balatons (Plattensees)
in Ungarn während der Dürre-
zeit 1928.

Planta <u>8</u> , 571 |
| WOLPERS, K. H. | 1965 | Über die Nährstoffaufnahme
im Sprühtank unter besonde-
rer Berücksichtigung des K-
Ca-Potentials.

Diss. Göttingen |
| WÖSTMANN, E. | 1942 | Der Einfluß von K und Ca auf
den Wasserhaushalt der
Pflanzen.

Jb. wiss. Bot. <u>90</u> , 335 |

