

Zeitschrift:	Berichte der Schweizerischen Botanischen Gesellschaft = Bulletin de la Société Botanique Suisse
Herausgeber:	Schweizerische Botanische Gesellschaft
Band:	84 (1974)
Heft:	1
Artikel:	Die Verteilung des autochthonen Bors in Samen und seine Verlagerung während der Keimung
Autor:	Keller, Felix
DOI:	https://doi.org/10.5169/seals-59251

Nutzungsbedingungen

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

Conditions d'utilisation

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

Terms of use

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

Download PDF: 22.02.2026

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

Die Verteilung des autochthonen Bors in Samen und seine Verlagerung während der Keimung

von *Felix Keller*

Botanische Anstalt der Universität Basel

Manuskript eingegangen am 4. Dezember 1973

Einleitung

Die Notwendigkeit des Bors für höhere Pflanzen ist schon seit über 60 Jahren bekannt (Agulhon 1910). Trotz intensiver Forschung ist bis heute die genaue Wirkungsweise dieses Spurenelementes noch nicht aufgeklärt (Dugger 1973). Dies dürfte zur Hauptsache an der Schwierigkeit der Bestimmung kleinster Bormengen liegen.

Die Borforschung hat sich vor allem auf biochemische Fragen und auf Probleme des Bormangels resp. Borüberschusses bei Pflanzen konzentriert. Dabei wurden auch Untersuchungen über die Verteilung des Bors in den verschiedenen Pflanzenorganen gemacht. Kaum Beachtung haben bis jetzt aber die besonderen Verhältnisse gefunden, die bei der Samenkeimung auftreten.

Das Ziel der vorliegenden Arbeit ist deshalb, die Verteilung des autochthonen Bors in Samen und eine mögliche Verlagerung während der Keimung zu untersuchen. Sie schliesst sich an ähnliche Untersuchungen unseres Instituts an (Vöchting 1953, Pedretti 1958, Schudel 1973, Korgo 1974), bei denen aus dem oben angeführten Grund Bor nicht mitbestimmt wurde.

Material und Methoden

Prinzip: Keimpflanzen verschiedener Entwicklungsstadien werden in morphologische Teile zerlegt und diese quantitativ auf Bor analysiert.

Pflanzenmaterial: In Vorversuchen wurden verschiedene Pflanzenarten auf Keimprozente, Wachstum und Streuung der Analysenwerte geprüft. Folgende Arten erwiesen sich als günstige Versuchsobjekte:

Pisum sativum L., Sorte „Vatter's Grüne Perle“
Zea Mays L., Sorte „Orla 266“
Pinus silvestris L., Rorschach, 630 m.ü.M.

Damit wurde je ein Vertreter der Dicotylen, Monocotylen und Coniferen berücksichtigt.

Pflanzenaufzucht: Die Keimlinge der verschiedenen Arten konnten nicht unter den gleichen Bedingungen aufgezogen werden, weil sie verschiedene Ansprüche stellen (*Pinus silvestris* keimt nur im Licht!), doch wurde darauf geachtet, dass alle einen normalen Wachstumsverlauf zeigten. Um möglichst homogenes Pflanzenmaterial zu erhalten, wurden zunächst gleich grosse und unverletzte Samen ausgesucht (der Einfachheit halber sei in dieser Arbeit für die drei verwendeten Fortpflanzungseinheiten der Ausdruck „Same“ benutzt, obwohl das Maiskorn als Karyopse zu den Früchten gestellt wird). Die weiteren Schritte der Aufzucht erfolgten auf zwei verschiedenen Wegen.

Pisum, Zea: Die Samen wurden mit 2% Deconex 1 min gründlich gewaschen, mit Leitungswasser, Ionenaustauscherwasser und anschliessend mit H_2O bidest. gespült. Nach einer zweiten Prüfung auf übersehene Verletzungen wurden ca. 200 Samen in einem 2 l-Erlenmeyerkolben aus Quarz in H_2O bidest. gequollen (dunkel, $25^0 \pm 0,5^0C$, belüftet). Nach 5 resp. 23 h wurde das Wasser erneuert. 81 gleich entwickelte Samen – die Wurzeln mussten die Samenschale durchstossen haben – wurden auf eine Plexiglasplatte mit 81 Löchern gebracht, die als Aufsatz zur Keimschale aus Hostalen diente. Die Schale enthielt 2 l frisch bidestilliertes und luftgesättigtes Wasser, das täglich einmal gewechselt wurde. Keimungsbedingungen: dunkel, $25^0 \pm 0,5^0C$, wasserdampfgesättigte Luft. Die Keimschale stand in einem Brutschrank mit Wassermantel.

Pinus: Da sich *Pinus* als anfällig für Infektionen erwies, wurde diese Aufzucht möglichst aseptisch durchgeführt. Desinfektion der Geräte: entweder trocken (160^0C , 2 h) oder nass (mit 70% Aethanol p.a., 24 h, anschliessend bei 70^0C 12 h lang trocknen). Desinfektion der Samen: Samen in 70% Aethanol p.a. legen (Quarzschale, 2 min), mit H_2O bidest. spülen, in 3% H_2O_2 p.a. (2 h) legen, nochmals mit H_2O bidest. spülen. Die desinfizierten und gleichzeitig auch angequollenen Samen wurden in einer „feuchten Kammer“ auf Filterpapier („Sihl-Blotting“) gekeimt. Nach 3 bis 4 Tagen wurden gleich weit entwickelte Keimlinge (Wurzel 3 bis 4 mm lang) auf ein Nylonnetz gebracht (lichte Maschenweite 1,3 mm), das als Aufsatz zur Keimschale aus Hostalen diente. Die Schale war mit einer Plastikhaube bedeckt und enthielt 2 l frisch bidestilliertes und luftgesättigtes Wasser, das täglich einmal gewechselt wurde. Keimungsbedingungen: 18-Stunden-Tag (ca. 3000 Lux, Fluoreszenzröhren „Philips TLD 34“), $19^0 \pm 0,5^0C$ während der Dunkelphase, $22^0 \pm 0,5^0C$ während der Hellphase, wasserdampfgesättigte Luft. Die Keimschale stand in einem Klimaraum.

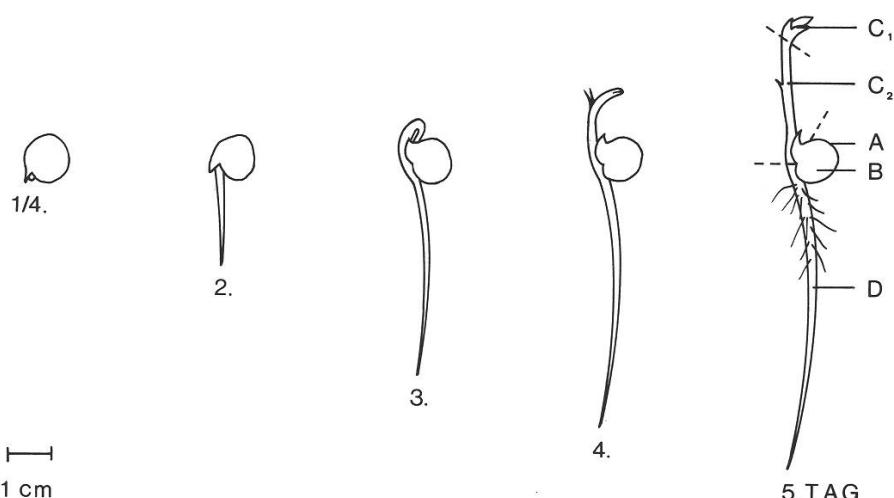


Fig. 1:

Keimungsstadien und Pflanzenteile von *Pisum*. A = Schale, B = Cotyledonen, C₁ = Plumula, C₂ = basaler Rest, C₁ + C₂ = Spross, D = Wurzel, - - - - = Schnittstellen zur Trennung der Organe für die Analyse.

Präparation der Pflanzenteile: Die Pflanzen wurden auf Grund von gleichen Entwicklungsstadien (und nicht von gleichem Alter) in Klassen eingeteilt. Die zeitliche Breite einer Klasse betrug bei *Pisum* und *Zea* ca. 3 h, bei *Pinus* ca. 24 h. Die gewählten Stadien und Pflanzenteile sind in Fig. 1–3 gezeichnet. Die Präparation erfolgte bei *Pisum* und *Zea* mit Hilfe eines Quarzmessers und von Handschuhen aus Polyaethylen. Wegen der geringen Grösse und grossen Härte der Pinussamen mussten diese mit Besteck aus Stahl seziert werden.

Die Pflanzenteile wurden in Quarzriegeln bis zur Gewichtskonstanz getrocknet (75°C , 24 h) und anschliessend in einer Schwingmühle mit Bechern und Kugeln aus Achat gemahlen („Grindomat MM“ der Fa. Retsch, Deutschland). Um den Abrieb von Achat möglichst klein zu halten, wurde eine maximale Mahlzeit von 2 min nicht überschritten. Die Korngrösse des so entstandenen Pflanzenpulvers betrug ca. 0,1 mm.

Veraschung: Das Ziel war eine vollständige Veraschung des Pflanzenmaterials, da geringste Spuren von organischen Resten (wie sie selbst in conc. H_2SO_4 p.a. auftreten) in conc. H_2SO_4 Fluoreszenz erzeugen und so die Boranalyse stören. Folgende Veraschungsmethoden wurden geprüft: (1) trocken in O_2 nach Schöniger (1956), (2) nass mit conc. H_2SO_4 und 30% H_2O_2 , (3) eine Kombination von trocken (Muffelofen) und nass (conc. H_2SO_4 und 30% H_2O_2).

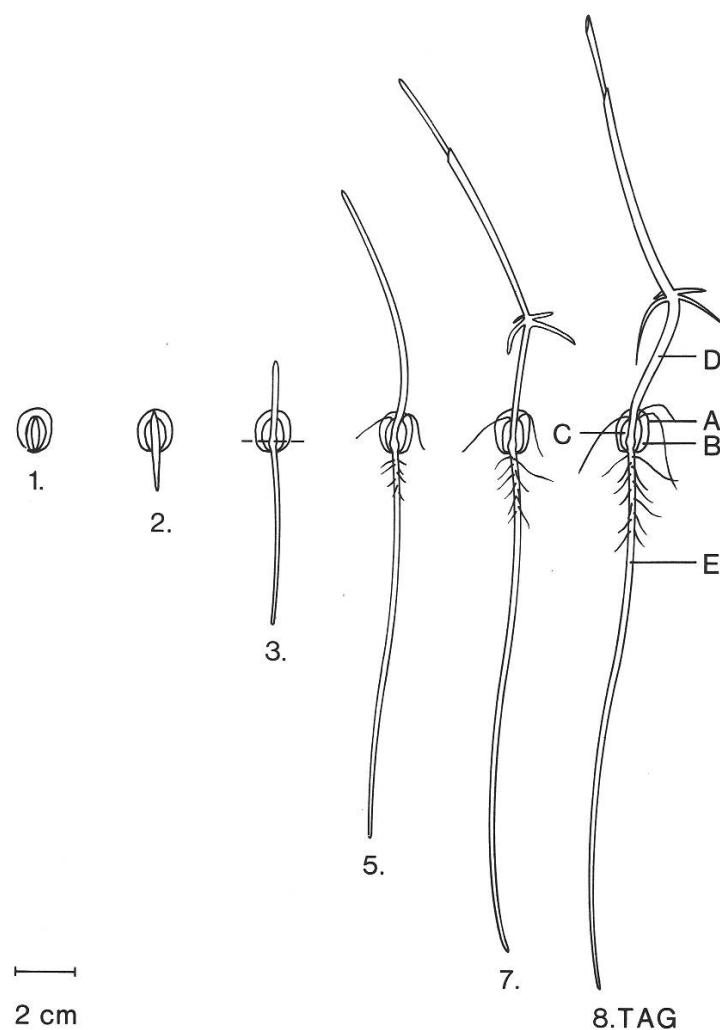


Fig. 2:

Keimungsstadien und Pflanzenteile von *Zea*.
 A = Schale, B = Endosperm, C = Scutellum, D = Spross,
 E = Wurzel, — — — = Schnittstelle zur Trennung
 der Organe für die Analyse.

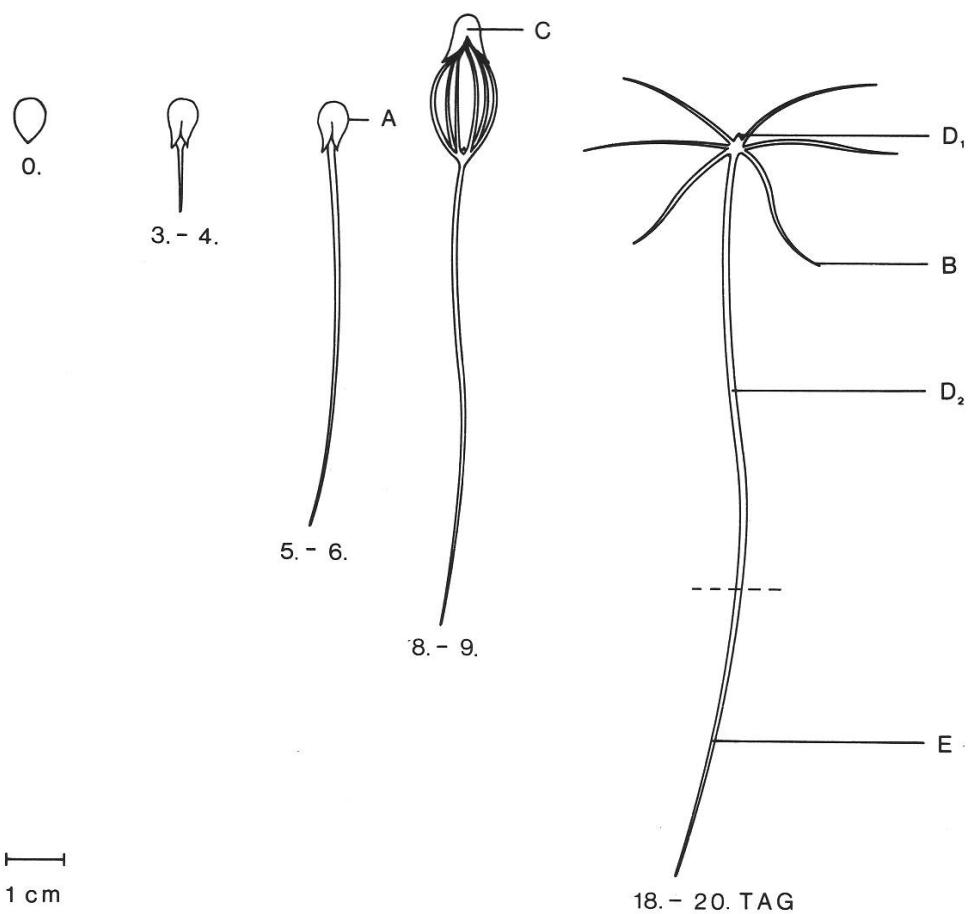


Fig. 3:

Keimungsstadien und Pflanzenteile von *Pinus*. A = Schale, B = Cotyledonen, C = Endosperm, D₁ = Plumula, D₂ = basaler Rest, B + D₁ + D₂ = Spross, E = Wurzel, - - - = Schnittstelle zur Trennung der Organe für die Analyse.

Es zeigte sich bald, dass die Veraschung nach Schöniger ungeeignet war (starke Fremdfluoreszenz). Dagegen bewährte sich für *Pisum* und *Zea* die nasse Veraschung (2) und für *Pinus* die Trocken/Nass-Veraschung (3). Diese Wahl wurde nach Vergleich der am Ende der Veraschung noch vorhandenen Fremdfluoreszenz (gemessen unter den gleichen Bedingungen wie später die Boranalysen) getroffen. Es stellte sich heraus, dass die nasse Veraschung in verschiedenen Schritten durchgeführt werden muss. Nach jeder Zugabe von H₂O₂ zur conc. H₂SO₄-Pflanzenlösung mit anschliessender Veraschung bei 200°C nahm die Fremdfluoreszenz ab, bis sie nach 5 Schritten das Minimum (= Wert von vollständig mit H₂O₂ veraschter conc. H₂SO₄ p.a.) erreicht hatte (Fig. 4).

Bei *Pinus* konnte das Minimum der Fremdfluoreszenz nach 5 Schritten nur erreicht werden, wenn eine Trockenveraschung vorangegangen war. Da bei der Veraschung im Muffelofen (550°C) Borverluste möglich sind, speziell bei lipidreichem Pflanzenmaterial, war die Zugabe einer Base nötig. Die Wahl fiel auf Ca(OH)₂ (Gopal 1969). Das genaue Veraschungsprocedere findet sich im Abschnitt „Arbeitsvorschriften“.

Die gewählten Methoden hatten nicht nur den Vorteil der vollständigen Veraschung, sondern erlaubten auch, sämtliche Analysenschritte im selben Gefäß durchzuführen, was Verluste und Verunreinigungen herabzusetzen hilft.

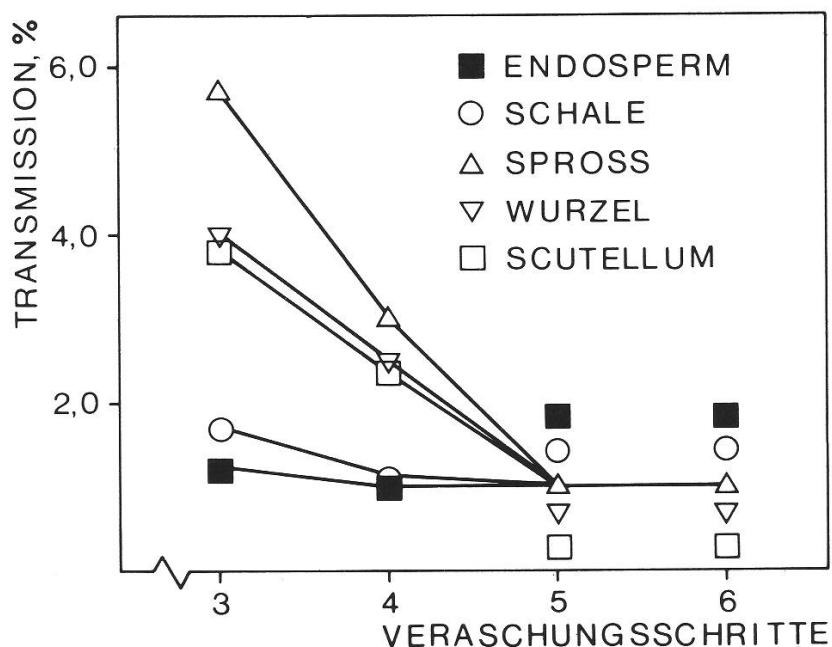


Fig. 4:

Abnahme der Fremdfluoreszenz bei Zunahme der Veraschungsschritte. *Zea* 3 Tage alt, ca. 2,5 mg TG in 8 ml Gesamtvolumen, 0,2 ml 30% H_2O_2 pro Veraschungsschritt.

Boranalyse. Wahl der Methode: Da einzelne Pflanzenorgane zu Beginn der Keimung sehr wenig Bor enthalten, wurde das grosse Angebot an Methoden zur Borbestimmung (Zusammenstellung bei Wünsch u. Umland 1971) stark eingeschränkt. Aus Vorversuchen mit einer Curcuminmethode (Dible et al. 1954) waren bei den gewählten Pflanzenarten Borkonzentrationen zwischen 1 und 50 μg B/g TG zu erwarten. Um die Analysen in einem räumlich (Zahl der Keimlinge) und zeitlich (Dauer der Präparation) vernünftigen Rahmen zu halten, musste die gesuchte Methode diese Borkonzentrationen noch in ca. 2 mg getrocknetem Pflanzenmaterial nachweisen lassen, also Absolutmengen von 2 bis 100 ng Bor ($1 \text{ ng} = 10^{-9} \text{ g}$). Die Wahl fiel auf die fluorimetrische Methode von Monnier et al. (1969): Bor bildet mit 2-Hydroxy-4-methoxy-4'-chlorbenzophenon (= HMCB) in conc. H_2SO_4 ein fluoreszierendes System, dessen Fluoreszenz bis 80 ng Bor/ml Gesamtvolumen proportional zur Borkonzentration ist. Die Anregung des Systems erfolgt bei 365 nm, die Messung im Maximum des Fluoreszenzspektrums bei 490 nm (Einzelheiten zur Theorie bei Liebich 1971).

Geräte. a) Aus Quarz: Tiegel zum Trocknen des Pflanzenmaterials, Reagensgläser zur Veraschung und Boranalyse, Erlenmeyerkolben zum Waschen und Quellen der Samen, Rundkolben zum Aufbewahren der Borstocklösung; b) aus andern, „borfreien“ Materialien: Filterpapier („Sihl-Blotting“), Keimschalen (Hostalen), Halter für Keimlinge (Plexiglas, Nylon), Handschuhe (Polyäthylen), Wägeschiffchen (Platin); c) aus borhaltigen Stoffen (Glas): Pipetten und Messkolben für Verdünnungsreihen („Goldbrand“), Kolbenbürette für HMCB-Reagens („Metrohm“ 20 ml), Pipettiergerät für 30% H_2O_2 („Ultrafit“ 1 ml), Dispenser für conc. H_2SO_4 („Brand“ 15 ml). Es wurden keine Störungen festgestellt, da die betreffenden Lösungen jeweils nur kurze Zeit mit Glas in Berührung kamen.

Chemikalien: 2-Hydroxy-4-methoxy-4'-chlorbenzophenon (Fa. Aldrich Chemical, Milwaukee, Wis.), in einem Wasser/Aethanol-Gemisch dreimal umkristallisiert. Kurz vor Gebrauch wurde eine 0,0105% (Gew./Vol.%) Lösung mit conc. H_2SO_4 p.a. hergestellt.

H_2SO_4 p.a., 95–97% („Merck“)
 H_2O_2 p.a., 30% („Merck“)
 H_3BO_3 p.a., („Merck“). Die Stocklösung enthielt 50 μg Bor/ml conc. H_2SO_4 .
 Kurz vor Gebrauch wurden daraus die Verdünnungsreihen hergestellt.
 $\text{Ca}(\text{OH})_2$ p.a. (Merck), gesättigte Lösung in H_2O bidest. (25°C), kurz vor Gebrauch hergestellt.
 Leitungswasser (ca. 30 ng Bor/ml)
 Ionenaustauschwasser („borfrei“)
 in Quarz bidestilliertes Ionenaustauschwasser („borfrei“)
 Detergenz („Deconex 11“), 2% in Ionenaustauscherwasser.
 Zur Definition von „borfrei“ vgl. Abschnitt „Grenzkonzentration“.

Apparaturen: Automatischer Rührer („Dr. Bender + Dr. Hobein“), Wärmeschrank für Komplexbildung („Sauter“ bis 100°C), Wärmeschrank für Veraschung („Sauter“ bis 240°C), Analysenwaage („Sartorius 1504“), Muffelofen („Salvis MD2/60“), Spektralphotometer („Zeiss PMQ II mit Fluoreszenzzusatz ZFM4“), Hg-Lampe, Fluoreszenzstandard „F53“, 1 cm OS-Cuvetten, Mikrocomputer („Olivetti“ Programma 101 und P-602).

Arbeitsvorschrift. Pisum, Zea: Einen aliquoten Teil des getrockneten und gemahlenen Pflanzenmaterials in Quarzreagensglas einwägen (ca. 2 mg, auf 1/100 mg genau), 6,6 ml conc. H_2SO_4 dazugeben, 1 h bei 100°C auflösen, abkühlen, 0,2 ml 30% H_2O_2 dazugeben, rühren, in 30 min von 100°C auf 200°C erhitzen, 30 min bei 200°C veraschen, abkühlen, wieder 0,2 ml 30% H_2O_2 dazugeben, rühren, 30 min bei 200°C veraschen (diesen Vorgang noch dreimal wiederholen, also total 5 Veraschungen mit je 0,2 ml 30% H_2O_2), nach der letzten Veraschung Lösung zusätzliche 30 min bei 200°C lassen (um überschüssiges, die Analyse störendes H_2O_2 zu eliminieren), abkühlen, 0,4 ml 0,0105% HMGB in conc. H_2SO_4 dazugeben, rühren, 40 min bei 70°C Komplex bilden lassen, abkühlen, rühren, messen (vor jeder Messung wird das Fluorimeter mit dem Fluoreszenzstandard geeicht).

Um Störungen durch Einschleppung von Bor aus Reagentien verschiedener Lieferung, Staub etc. möglichst zu unterdrücken, wurde parallel zu jeder Analyse eine Eichreihe mitgeführt. Der Borgehalt der Proben wurde durch Vergleich der Probenmesswerte mit der gerechneten Regressionsgeraden der Eichreihe erhalten. *Pinus*: Pflanzenmaterial wie bei *Pisum* und *Zea* einwägen, 0,25 ml sat. $\text{Ca}(\text{OH})_2$ dazugeben, bei 100°C zur Trockne eindampfen, im Muffelofen bei 550°C 2 h lang veraschen, anschliessend nass veraschen wie *Pisum* und *Zea*.

Grenzkonzentration: Nach Püschel (1968) ist die Grenzkonzentration \bar{C}_{lim} definiert als die geringste Konzentration eines Elementes (einer Verbindung), die sich noch mit P% statistischer Sicherheit vom Blindwert unterscheidet. Sie wurde folgendermassen berechnet:

$$\bar{C}_{\text{lim}} = \frac{t(P, N-1) \hat{\sigma}_{C_0}}{\sqrt{N}}, \text{ wo } \hat{\sigma}_{C_0}^2 = \frac{\sum_i (n_i - \bar{C}_{\text{lim}})^2}{\sum_i n_i}$$

- n_i = Anzahl Wiederholungen der i-ten Messung des Blindwertes
 s_{C_0} = Standardabweichung des Blindwertes
 N = Anzahl Messungen der Probe
 $t(P, N-1)$ = t-Wert für P% Irrtumswahrscheinlichkeit und N-1 Freiheitsgrade

eingesetzt:

$$\bar{C}_{\text{lim}} = 0,1 \text{ ng Bor/8 ml Gesamtvolumen } (P = 0,01, n = 3, i = 1-21, N = 5).$$

Als „borfrei“ werden demnach bezeichnet:

- feste Substanzen, wenn Borkonzentration $< 0,05 \mu\text{g}$ Bor/g TG (Analyse wie mit Pflanzenmaterial),
- Flüssigkeiten, wenn Borkonzentration $< 0,1 \text{ ng Bor/ml}$ (Analyse nach Liebich et al. 1970).

Statistik: Um aus einer Mindestzahl von Versuchen ein Höchstmaß an Resultaten zu erhalten, wurde die Versuchsanordnung von Tab. 1 gewählt. In den Tabellen des Abschnitts „Resultate“ sind Mittelwert (\bar{x}) und Standardabweichung (s) angegeben, in den Figuren die Mittelwerte. Auf eine blinde Anwendung von statistischen Tests wurde verzichtet. In ausgewählten Fällen diente der Student-Newman-Keuls-Test zur Sicherung signifikanter Unterschiede (Steel u. Torrie 1960). Die Irrtumswahrscheinlichkeit P ist bei den Resultaten jeweils angegeben.

Tab. 1:

Versuchsanordnung

	Anzahl Wiederholungen	Anzahl Pflanzen pro Wiederholung	Anzahl Messungen pro Wiederholung
Pisum	5	10	1
Zea	3	15	2
Pinus	3	50	2

Resultate

Verteilung des Bors in den Samen vor der Keimung

Da das Ziel der Arbeit war, eine allfällige Verlagerung des Bors zwischen den Reservegeweben der Samen und den Teilen des Embryos festzustellen, hätte eigentlich mit der Borbestimmung vom ruhenden Samen im lufttrockenen Zustand ausgegangen werden sollen. Es zeigte sich aber, dass nur bei *Pinus* eine saubere Trennung des Embryos vom auch im lufttrockenen Zustand weichen Endosperm möglich war. Bei *Pisum* und *Zea* war eine gewisse Anquellung nötig, um den Embryo mit genügender Genauigkeit von den Reservegeweben trennen zu können. Als Anfangsstadium gilt demnach für *Pinus* der lufttrockene Same, für *Pisum* der 6 Stunden gequollene und für *Zea* der 24 Stunden gequollene.

Sämtliche untersuchten Pflanzenteile enthalten Bor (Tab. 2). Im Anfangsstadium befindet sich bei allen drei Arten der Hauptanteil des autochthonen Bors in den Reservegeweben der Samen (Cotyledonen, Scutellum, Endosperm), während die Keimachsen (= Spross + Wurzel) nur sehr wenig Bor enthalten.

Betrachtet man die „Borkonzentrationen“ ($\mu\text{g Bor/g TG}$) der ganzen Samen, so fällt der grosse Unterschied zwischen *Pisum* (7,0 $\mu\text{g Bor/g TG}$), *Zea* (2,1 $\mu\text{g Bor/g TG}$) und *Pinus* (17,5 $\mu\text{g Bor/g TG}$) auf. Vergleicht man jedoch die einzelnen Organe miteinander, so treten gewisse Übereinstimmungen hervor. Die Borkonzentration im Spross von *Pisum* ist etwa gleich gross wie jene im Spross von *Zea*. Dasselbe gilt für die Wurzeln dieser beiden Arten; ferner auch für die Cotyledonen von *Pisum* und das Scutellum (morphologisch = Cotyledo!) von *Zea*. Nur die Schalen haben unterschiedliche Borkonzentrationen.

Pinus unterscheidet sich stark von *Pisum* und *Zea*. Die Borkonzentration in der Keimachse von *Pinus* ist viel tiefer als jene von *Pisum* und *Zea*. Zudem liegt die

Borkonzentration in der Keimachse von *Pinus* weit unter der des Endosperms, bei *Pisum* und *Zea* liegt sie in der Keimachse dagegen weit höher als in ihren Reservegeweben.

Verlagerung des Bors während der Keimung

Die Untersuchungen an den keimenden Samen zeigten, dass das Bor im Verlaufe der Keimung verschoben wird. Mit dem Beginn des Abtransports von organischen Reservestoffen setzt auch eine Auswanderung von Bor aus den Bor-Reservoirs ein. Gleichzeitig beginnt eine Boreinwanderung in die Keimachsen (Fig. 5-7). Der Bor-gehalt der Schalen bleibt während der Keimung konstant (Tab. 3-5).

Tab. 2:

Trockengewicht und Bor-Verteilung im Anfangsstadium der Samen.

		Pisum		Zea		Pinus	
		\bar{x}	s	\bar{x}	s	\bar{x}	s
Schale	TG (mg)	21,79	0,40	16,45	0,09	1,095	0,030
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,261	0,023	0,036	0,003	0,0068	0,0005
	$\mu\text{g B/g TG}$	12,0	0,9	2,2	0,2	6,3	0,3
	% B	21,0		4,9		10,3	
Cotyledonen resp.	TG (mg)	153,67	3,71	43,25	1,62		
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,955	0,105	0,278	0,019		
	$\mu\text{g B/g TG}$	6,2	0,7	6,4	0,7		
	% B	76,7		37,8			
Endosperm	TG (mg)			283,36	9,14	2,385	0,063
	$\mu\text{g B/Organ}$			0,370	0,095	0,0588	0,0023
	$\mu\text{g B/g TG}$			1,3	0,3	24,6	0,3
	% B			50,3		88,0	
Spross	TG (mg)	0,96	0,08	1,85	0,14		
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,014	0,001	0,028	0,002		
	$\mu\text{g B/g TG}$	14,8	0,6	15,2	0,4		
	% B	1,1		3,8			
Wurzel	TG (mg)	1,25	0,06	2,31	0,11	0,338	0,028
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,015	0,001	0,024	0,003	0,0012	0,0001
	$\mu\text{g B/g TG}$	12,0	0,3	10,1	0,8	3,7	0,5
	% B	1,2		3,2		1,7	
Same Total	TG (mg)	177,67	3,79	347,22	10,62	3,818	0,120
	$\mu\text{g B/Same}$	1,245	0,097	0,736	0,100	0,0668	0,0027
	$\mu\text{g B/g TG}$	7,0	0,6	2,1	0,3	17,5	0,2
	% B	100,0		100,0		100,0	

*) In den ungequollenen Samen von *Pinus* war der Embryo noch so klein, dass er nicht mit genügender Genauigkeit in Wurzel und Spross getrennt werden konnte (Angaben gelten für Embryo total).

Tab. 3:
Trockengewicht, Bor gehalt und Borkonzentration in den Pflanzenteilen von *Pisum* während der Keimung.

		1./4. Tag	\bar{x}	s	1. Tag	\bar{x}	s	2. Tag	\bar{x}	s	3. Tag	\bar{x}	s	4. Tag	\bar{x}	s	5. Tag	\bar{x}	s
Schale	TG (mg)	21,79	0,40	22,14	0,44	20,32	1,05	21,32	0,58	21,99	0,15	21,56	0,77						
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,261	0,023	0,314	0,010	0,268	0,031	0,281	0,009	0,282	0,015	0,286	0,010						
	$\mu\text{g B/g TG}$	12,0	0,9	14,2	0,6	13,2	0,9	13,2	0,7	12,8	0,7	13,3	0,7						
Cotyledonen	TG (mg)	153,67	3,71	148,40	4,50	141,15	9,02	137,82	6,56	132,04	1,46	124,13	4,65						
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,955	0,105	1,003	0,044	0,904	0,031	0,888	0,058	0,895	0,037	0,861	0,035						
	$\mu\text{g B/g TG}$	6,2	0,7	6,8	0,2	6,4	0,3	6,4	0,3	6,8	0,3	6,9	0,3						
Spross	TG (mg)	0,96	0,08	0,98	0,11	2,60	0,17	5,58	0,28	9,55	0,32	13,52	0,54						
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,014	0,001	0,015	0,001	0,034	0,003	0,081	0,007	0,137	0,003	0,204	0,009						
	$\mu\text{g B/g TG}$	14,8	0,6	15,2	0,5	13,0	0,3	14,6	1,1	14,3	0,4	15,1	0,6						
Wurzel	TG (mg)	1,25	0,06	1,24	0,06	3,17	0,11	5,34	0,10	6,83	0,36	6,90	0,39						
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,015	0,001	0,016	0,001	0,037	0,001	0,069	0,003	0,071	0,006	0,082	0,013						
	$\mu\text{g B/g TG}$	12,0	0,3	13,2	0,7	11,9	0,4	13,0	0,5	10,4	1,1	11,9	1,6						
Same Total	TG (mg)	177,67	3,79	172,76	4,77	167,24	4,32	170,06	6,91	170,41	1,63	166,11	5,81						
	$\mu\text{g B/Same}$	1,245	0,097	1,348	0,044	1,243	0,032	1,319	0,067	1,385	0,053	1,433	0,028						
	$\mu\text{g B/g TG}$	7,0	0,6	7,8	0,1	7,6	0,2	7,8	0,3	8,1	0,3	8,6	0,2						

Tab. 4:
Trockengewicht, Borgehalt und Borkonzentration in den Pflanzenteilen von *Zea* während der Keimung.

	TG (mg)	1. Tag		2. Tag		3. Tag		5. Tag		7. Tag		8. Tag	
		\bar{x}	s										
Schale	TG (mg)	16,45	0,09	16,39	0,42	16,11	0,36	16,29	0,49	16,24	0,48	16,29	0,45
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,036	0,003	0,035	0,002	0,037	0,003	0,034	0,007	0,039	0,005	0,036	0,002
	$\mu\text{g B/g TG}$	2,2	0,2	2,1	0,2	2,3	0,3	2,1	0,1	2,4	0,3	2,2	0,2
Endosperm	TG (mg)	283,36	9,14	271,46	10,53	251,03	3,97	197,99	7,78	146,54	9,65	116,66	5,77
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,370	0,095	0,334	0,047	0,280	0,013	0,223	0,068	0,161	0,025	0,131	0,032
	$\mu\text{g B/g TG}$	1,3	0,3	1,2	0,2	1,1	0,1	1,1	0,3	1,1	0,1	1,1	0,3
Scutellum	TG (mg)	43,25	1,62	40,87	3,06	38,86	0,11	37,06	0,79	39,80	1,67	40,07	0,94
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,278	0,019	0,264	0,031	0,205	0,031	0,172	0,012	0,136	0,008	0,127	0,016
	$\mu\text{g B/g TG}$	6,4	0,7	6,5	0,9	5,3	0,8	4,7	0,4	3,4	0,2	3,2	0,4
Spross	TG (mg)	1,85	0,14	2,38	0,05	15,63	1,33	47,03	2,02	60,18	1,03	72,56	3,97
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,028	0,002	0,025	0,002	0,114	0,007	0,286	0,005	0,285	0,023	0,316	0,010
	$\mu\text{g B/g TG}$	1,5,2	0,4	10,5	0,6	7,4	1,0	6,1	0,3	4,7	0,4	4,4	0,3
Wurzel	TG (mg)	2,31	0,11	4,96	0,18	8,02	0,26	15,65	0,23	25,27	1,32	28,67	1,83
	$\mu\text{g B/Organ}$	0,024	0,003	0,025	0,003	0,023	0,003	0,030	0,004	0,037	0,004	0,038	0,005
	$\mu\text{g B/g TG}$	10,1	0,8	5,0	0,9	2,8	0,3	1,9	0,2	1,5	0,1	1,3	0,1
Same Total	TG (mg)	347,22	10,62	336,06	9,27	329,65	3,16	314,02	9,38	288,03	12,40	274,25	1,92
	$\mu\text{g B/Same}$	0,736	0,100	0,683	0,065	0,659	0,029	0,745	0,072	0,658	0,055	0,648	0,048
	$\mu\text{g B/g TG}$	2,1	0,3	2,0	0,2	2,0	0,1	2,4	0,2	2,3	0,1	2,4	0,2

Tab. 5:

Trockengewicht, Borgehalt und Borkonzentration in den Pflanzenteilen von *Pinus* während der Keimung.

		0. Tag		3./4. Tag		5./6. Tag		8./9. Tag		18./20. Tag	
		\bar{x}	s	\bar{x}	s	\bar{x}	s	\bar{x}	s	\bar{x}	s
Schale	TG (mg)	1,095	0,030	1,080	0,083	1,095	0,012	1,004	0,016		
	ng B/Organ	6,869	0,462	7,580	0,223	8,353	0,461	6,929	0,307	2)	
	$\mu\text{g B/g TG}$	6,3	0,3	7,0	0,4	7,3	0,1	6,9	0,2		
Endosperm	TG (mg)	2,385	0,063	2,057	0,061	1,437	0,043	0,351	0,027		
	ng B/Organ	58,771	2,275	58,012	2,848	45,217	0,778	11,954	1,022	2)	
	$\mu\text{g B/g TG}$	24,6	0,3	28,2	1,2	31,5	0,4	34,1	2,4		
Spross	TG (mg)	0,360	0,017	1,041	0,017	1,937	0,073	2,325	0,070		
	ng B/Organ	3,992	0,520	14,191	0,578	39,029	2,600	42,201	0,147		
	$\mu\text{g B/g TG}$	11,1	1,0	13,6	0,4	20,1	0,7	18,2	0,5		
Wurzel	TG (mg)	0,338	0,028	0,217	0,006	0,256	0,006	0,386	0,021	0,422	0,008
	ng B/Organ	1,173	0,128	3,641	0,166	4,198	0,120	6,591	0,494	5,741	0,294
	$\mu\text{g B/g TG}$	3,7	0,5	16,8	0,3	16,4	0,9	17,1	0,6	16,3	0,8
Same Total	TG (mg)	3,818	0,120	3,714	0,046	3,829	0,044	3,678	0,069		
	ng B/Same	66,813	2,685	73,225	2,243	71,959	1,223	64,503	2,684	2)	
	$\mu\text{g B/g TG}$	17,5	0,2	19,7	0,8	18,8	0,4	17,5	0,2		

1) In den ungequollenen Samen war der Embryo noch so klein, dass er nicht mit genügender Genaugigkeit in Wurzel und Spross getrennt werden konnte (Angaben gelten für Embryo total).

2) Schale und Endosperm abgefallen (vgl. Fig. 3).

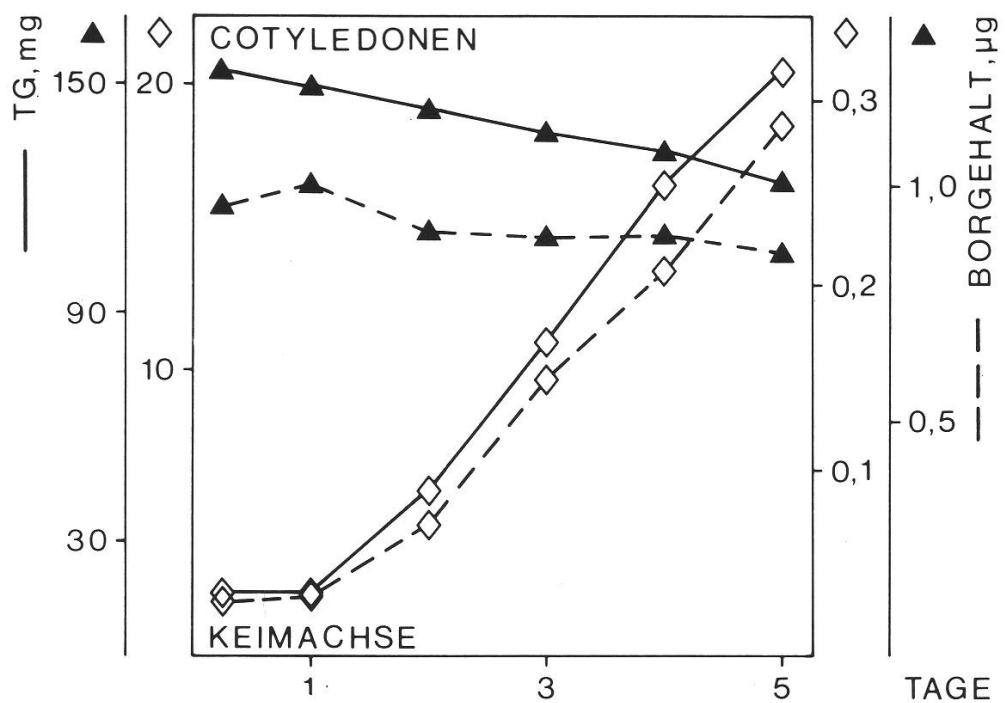


Fig. 5:

Verlauf von Trockengewicht und Borgehalt während der Keimung von *Pisum*.

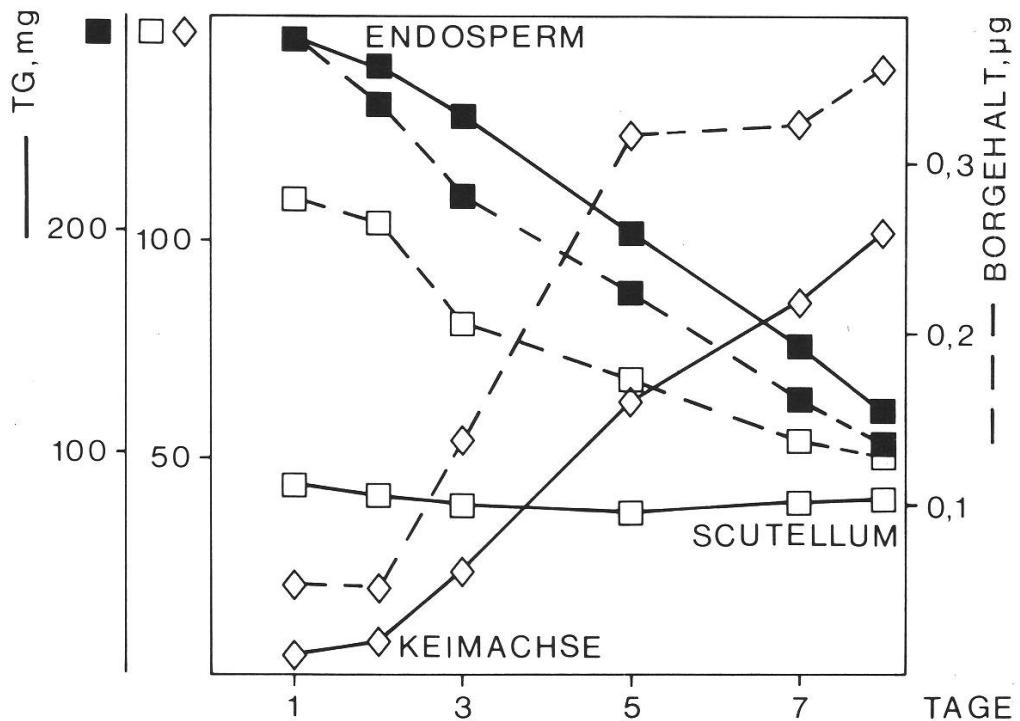


Fig. 6:

Verlauf von Trockengewicht und Borgehalt während der Keimung von *Zea*.

Die Verteilung des Bors auf die Pflanzenteile in den verschiedenen Keimungsstadien ist in den Tab. 3–5 und Fig. 8–10 angegeben. Daraus liessen sich die verlagerten Bormengen errechnen (Tab. 6–8).

Die Borverlagerung folgt in groben Zügen der Wachstumskurve: Auf eine Anlaufphase von 1 bis 2 Tagen folgt eine Phase intensiver Borverschiebung. Anfänglich wird gleichviel Bor in Spross und Wurzel transportiert. In der Folge überwiegt aber der Transport in den Spross stark (z.B. bei *Zea*: + 1192% für Spross, + 82% für Wurzel).

Am Ende des Versuchs (vgl. Fig. 1–3) waren die Bor-Reservoirs nicht vollständig erschöpft. Am stärksten entleerte sich das Endosperm von *Pinus* (–79%), gefolgt von Endosperm (–60%) und Scutellum (–48%) von *Zea*. Nur um 22% nahm der Borgehalt der Cotyledonen von *Pisum* ab.

Spezielle Aufmerksamkeit verdienen die Verhältnisse in den Bor-Reservoirs von *Zea*. Während im Endosperm einer starken Abnahme des Trockengewichts (–60%) eine starke Abnahme des Borgehalts (–60%) parallel geht, zeigt das Scutellum eine starke Abnahme des Borgehalts (–48%) bei einer schwachen Abnahme des Trockengewichts (–7%).

Verhalten sich alle drei untersuchten Arten nach dem gleichen Prinzip: „Bor-Reservoir = Borspender / Keimachse = Borempfänger“, so bestehen grosse Unterschiede im zeitlichen Verhalten der Borkonzentrationen ($\mu\text{g B/g TG}$) (Tab. 3–5). Eine Ausnahme bilden die Schalen, deren Borkonzentrationen in allen Fällen konstant bleiben ($P = 0,05$). Sonst sind klare Tendenzen zu erkennen: während der Keimung bleiben die Borkonzentrationen in den Cotyledonen, Sprossen und Wurzeln von *Pisum* konstant ($P = 0,05$), in Endosperm, Scutellum

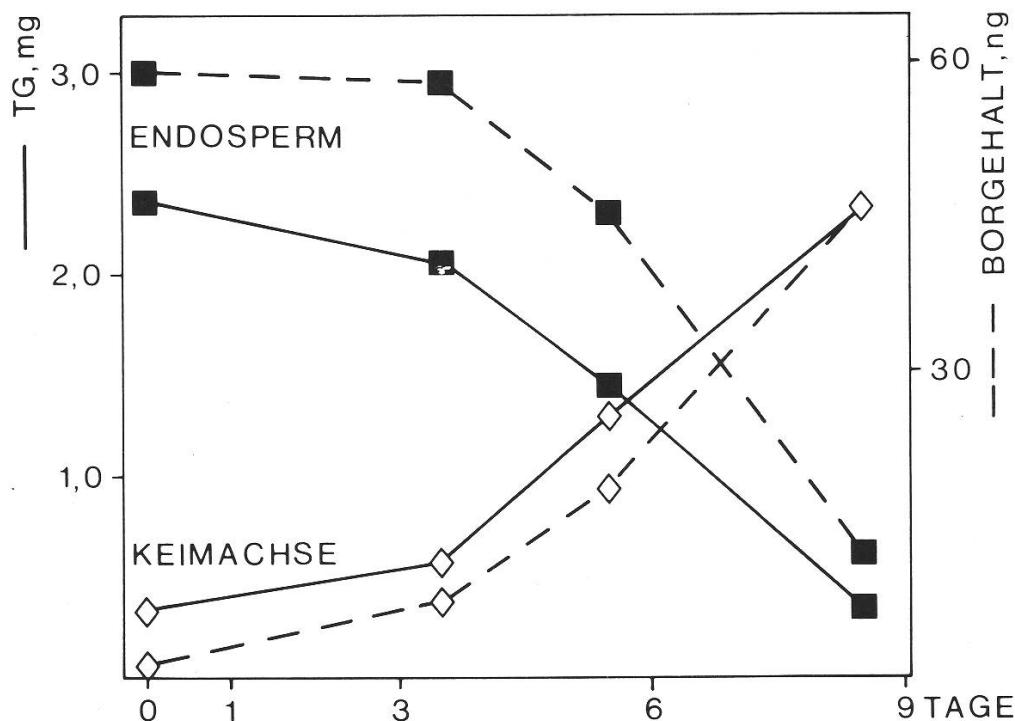


Fig. 7:

Verlauf von Trockengewicht und Borgehalt während der Keimung von *Pinus*.

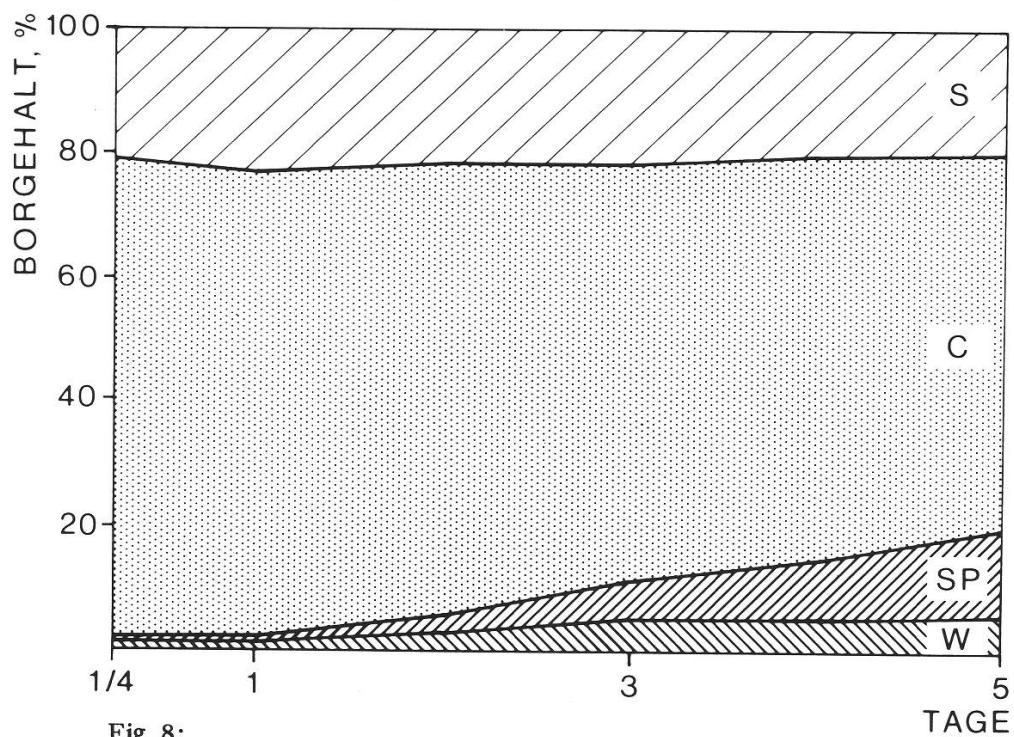


Fig. 8:

Prozentuale Verteilung des Bors auf die Organe von *Pisum*.

100% = Summe der Borgehalte aller Organe.

W = Wurzel, SP = Spross, C = Cotyledonen, S = Schale.

und den Sprossen und Wurzeln von *Zea* fallen sie, in Endosperm und den Sprossen und Wurzeln von *Pinus* steigen sie.

Ein Vergleich der Borkonzentrationen in Spross und Wurzel zeigt (Tab. 3–5), dass diese zu jedem Zeitpunkt der Keimung bei *Pisum* und *Zea* im Spross höher sind als in der Wurzel. Bei *Pinus* ist die Borkonzentration in der Wurzel zunächst höher als im Spross und wird erst später von jener übertroffen ($P = 0,01$). Bei *Zea* ist die Konzentration im Scutellum immer höher als im Endosperm (Tab. 3–5, $P = 0,01$) und immer tiefer als im Spross ($P = 0,01$).

*Borkonzentration in der meristematischen Zone des Sprosses von *Pisum* und *Pinus**

Das Absterben von Sprossvegetationspunkten ist eine bekannte Reaktion von Pflanzen mit Bormangel (Steward 1963). Es lag daher auf der Hand, den meristematischen Zonen des Sprosses besondere Beachtung zu schenken.

Der Spross von *Pisum* wurde in Plumula und basalem Rest getrennt, derjenige von *Pinus* in Plumula, Cotyledonen und basalem Rest und die einzelnen Teile auf Bor analysiert. Diese Auftrennung war bei *Pisum* in jedem Stadium der Keimung möglich, bei *Pinus* erst im letzten (18 bis 20 Tage alt).

Bei *Pisum* sind die Borkonzentrationen in Plumula und basalem Rest gleich gross und ändern sich während der Keimung nicht ($P = 0,01$). Bei den 18 bis 20 Tage alten *Pinus*-keimlingen sind die Borkonzentrationen in Plumula und Cotyledonen gleich gross. Im basalem Rest liegen sie auf der gleichen Stufe wie die der Cotyledonen, jedoch leicht unter denen der Plumula ($P = 0,05$) (Tab. 9 und 10).

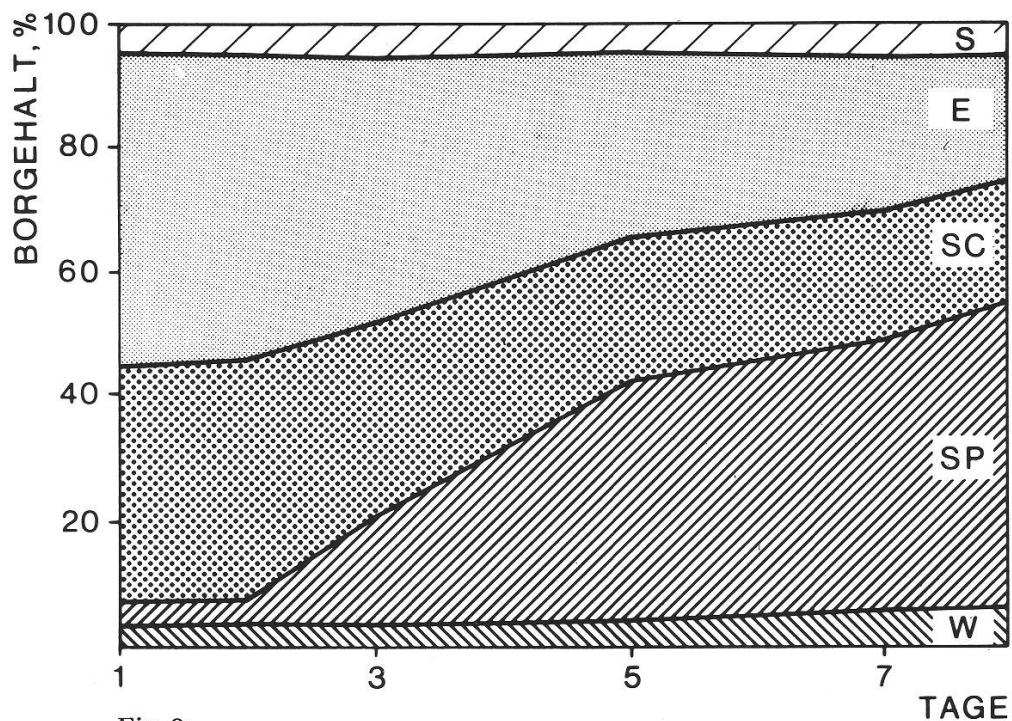


Fig. 9:

Prozentuale Verteilung des Bors auf die Organe von *Zea*.

100% = Summe der Borgehalte aller Organe.

W = Wurzel, SP = Spross, SC = Scutellum, E = Endosperm, S = Schale.

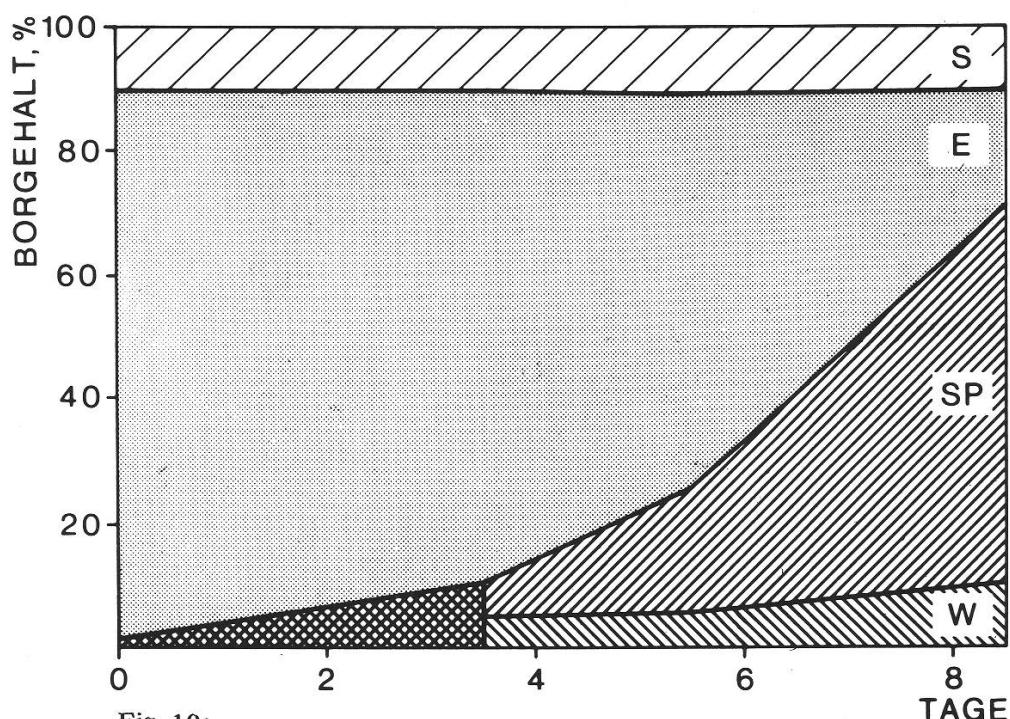


Fig. 10:

Prozentuale Verteilung des Bors auf die Organe von *Pinus*.

100% = Summe der Borgehalte aller Organe.

W = Wurzel, SP = Spross, E = Endosperm, S = Schale.

Tab. 6:

Verlagerte Bormengen bei der Keimung von *Pisum* (Mittelwert der Borgehalte/Organ aller untersuchten Stadien = 100%).

		$\frac{1}{4}$. bis 1. Tag	$\frac{1}{4}$. bis 2. Tag	$\frac{1}{4}$. bis 3. Tag	$\frac{1}{4}$. bis 4. Tag	$\frac{1}{4}$. bis 5. Tag
Schale	μg B	+ 0,030	+ 0,008	+ 0,004	- 0,008	- 0,013
	% B	+ 10,8	+ 2,9	+ 1,4	- 2,9	- 4,7
Cotyledonen	μg B	- 0,030	- 0,053	- 0,124	- 0,161	- 0,221
	% B	- 2,9	- 5,2	- 12,2	- 15,8	- 21,7
Spross	μg B	\pm 0,000	+ 0,021	+ 0,067	+ 0,117	+ 0,174
	% B	\pm 0,0	+ 140,0	+ 446,7	+ 780,0	+ 1160,0
Wurzel	μg B	\pm 0,000	+ 0,024	+ 0,053	+ 0,052	+ 0,060
	% B	\pm 0,0	+ 150,0	+ 331,3	+ 325,0	+ 375,0

Tab. 7:

Verlagerte Bormengen bei der Keimung von *Zea* (Mittelwert der Borgehalte/Organ aller untersuchten Stadien = 100%).

		1. bis 2. Tage	1. bis 3. Tag	1. bis 5. Tag	1. bis 7. Tag	1. bis 8. Tag
Schale	μg B	+ 0,001	+ 0,005	- 0,002	+ 0,007	+ 0,004
	% B	+ 2,9	+ 14,7	- 5,9	+ 20,6	+ 11,8
Endosperm	μg B	- 0,009	- 0,054	- 0,140	- 0,177	- 0,207
	% B	- 2,5	- 15,6	- 40,5	- 51,2	- 59,8
Scutellum	μg B	+ 0,006	- 0,046	- 0,101	- 0,118	- 0,125
	% B	+ 2,3	- 17,7	- 38,8	- 45,4	- 48,1
Spross	μg B	- 0,001	+ 0,093	+ 0,238	+ 0,272	+ 0,310
	% B	- 3,8	+ 357,7	+ 915,4	+ 1046,2	+ 1192,3
Wurzel	μg B	+ 0,003	+ 0,002	+ 0,005	+ 0,016	+ 0,018
	% B	+ 13,6	+ 9,1	+ 22,7	+ 72,7	+ 81,8

Tab. 8:

Verlagerte Bormengen bei der Keimung von *Pinus* (Mittelwert der Borgehalte/Organ aller untersuchten Stadien = 100%).

	0. bis 3./4. Tag	0. bis 5./6. Tag	0. bis 8./9. Tag	
Schale	ng B % B	± 0,00 ± 0,0	+ 0,90 + 12,6	+ 0,28 + 3,9
Endosperm	ng B % B	- 6,09 - 10,0	- 17,35 - 28,5	- 47,97 - 78,8
Spross *)	ng B % B	+ 3,21 + 544,1	+ 13,03 + 2208,5	+ 41,23 + 6988,1
Wurzel *)	ng B % B	+ 2,87 + 486,4	+ 3,42 + 579,7	+ 6,46 + 1094,9

*) Für den Samen am 0. Tag (lufttrockener Same) kann angenommen werden:

$$\text{Spross} = \text{Wurzel} = \frac{\text{Embryo}}{2}.$$

Tab. 10:

Borkonzentration im aufgeteilten Spross (18 bis 20 Tage gekeimt von *Pinus* (in $\mu\text{g B/g TG}$))

	Plumula	\bar{x}	s
Cotyledonen		21,4	1,7
Basaler Rest		19,5	0,2
Spross total		16,3	0,8
		18,2	0,5

Tab. 9:

Borkonzentration im aufgeteilten Spross von *Pisum* während der Keimung (in $\mu\text{g B/g TG}$)

	$\frac{1}{4}.$ Tag	1. Tag	2. Tag	3. Tag	4. Tag	5. Tag
	\bar{x}	\bar{x}	\bar{x}	\bar{x}	\bar{x}	\bar{x}
Plumula	14,4	1,6	15,9	0,3	12,2	0,6
Basaler Rest	15,0	0,5	14,9	0,7	13,1	0,5
Spross total	14,8	0,6	15,2	0,5	13,0	0,3

Diskussion und Ausblick

Mit der Aufnahme von Wasser beginnt in den Samen die Mobilisierung von organischen Reservestoffen. Davon wird auch das Bor erfasst. Es wird eine Auswanderung von Bor aus den Bor-Reservoirs und eine Einwanderung in Spross und Wurzel festgestellt. Diese Beobachtung steht zunächst im Widerspruch zu Scholz (1960), der annimmt, dass der Bortransport ausschliesslich aus der Wurzel in Richtung Spross verlaufe. Schon Oertli und Ahmed (1971) zeigten, dass diese Richtung umgekehrt werden kann. Jedoch gelang ihnen dies nur künstlich, und zwar mit hohen Borgaben (100 mg Bor/Liter) von aussen unter starker osmotischer Belastung der Wurzeln. Zudem konnte trotz diesen drastischen Massnahmen das Bor nie aus den Blättern bis in die Wurzeln gebracht werden. Ob wirklich ein Widerspruch vorliegt, kann nicht entschieden werden, da das in den drei Untersuchungen betrachtete Bor nicht notwendigerweise das gleiche sein muss. Dagegen wird klar, dass physiologisch bezüglich des Transports nicht von Bor schlechthin gesprochen werden darf. Es sollte offenbar zwischen autochthonem und allochthonem Bor unterschieden werden.

Vorläufig noch ohne definitive Erklärung muss die Feststellung bleiben, dass das zeitliche Verhalten der „Borkonzentrationen“ ($\mu\text{g Bor/g TG}$) in den Organen von *Pisum*, *Zea* und *Pinus* während der Keimung eindeutig voneinander verschieden ist (Ausnahme: die Borkonzentrationen in den Schalen von *Pisum*, *Zea* und *Pinus* bleiben während der Keimung konstant): 1) Borkonzentration bleibt konstant (Cotyledonen, Spross und Wurzel von *Pisum*), 2) Borkonzentration fällt (Endosperm, Scutellum, Spross und Wurzel von *Zea*), 3) Borkonzentration steigt (Endosperm, Spross und Wurzel von *Pinus*). Offenbar ist bei den drei untersuchten Pflanzenarten die Verschiebung von Bor und der Umsatz organischer Reservestoffe während der Keimungsphase nicht in gleicher Weise koordiniert. Da die Borkonzentrationen von Bormangel- und Borüberschusspflanzen besonders eng beieinander liegen (in den Nadeln von *Pinus radiata* z.B. zwischen 15–30 und 50 $\mu\text{g Bor/g TG}$, Lanuza 1966), ist zudem das beobachtete „freiwillige“ Variieren der Borkonzentration bei *Zea* und *Pinus* bemerkenswert.

Bezüglich des Nettotransports*) bestehen Parallelen zu den andern bei *Pisum*, *Zea* und *Pinus* untersuchten Spurenelementen. Auch diese verhielten sich nach dem Schema „Spurenelementreservoir = Spurenelementspender / Keimachse = Spurenelementempfänger“.

Mengenmässig zeigt sich eine gute Übereinstimmung mit dem autochthonen Kupfer, wie aus Tab. 11 hervorgeht.

In den Reservegeweben von *Zea* liegen besondere Verhältnisse vor, wie ein Vergleich mit der Arbeit von Pedretti (1958) zeigt: Im Anfangsstadium war die Hauptmenge der von ihm untersuchten autochthonen Spurenelemente entweder nur im Scutellum (Zn, Fe, Mn, Co) oder überhaupt nicht im Scutellum (Cu nur in Endosperm und Keimachse) anzutreffen, während sich nach unsren Versuchen die Hauptmenge des autochthonen Bors sowohl auf Endosperm (50%) als auch

*) Mit dem Wort „Nettotransport“ soll ausgedrückt werden, dass die vorliegenden Untersuchungen nur Auskunft über grobe Borverschiebungen geben. Ob nicht noch feine Verschiebungen stattfinden (z.B. Scutellum → Endosperm → Scutellum), wird nicht ausgeschlossen.

Tab. 11:

Spurenelement-Gehalt in Samen vor der Keimung (vgl. Pedretti 1958, Schudel 1973, Korgo 1973).

	μg Fe / g TG	μg Zn / g TG	μg Mn / g TG	μg Cu / g TG	μg B / g TG
<i>Pisum</i>	53,9	39,4	16,1	10,6	7,0
<i>Zea</i>	38,6	31,3	6,9	2,6	2,1
<i>Pinus</i>	216	151	445	21,6	17,5

auf Scutellum (38%) aufteilt. Ob sich aus dieser Sonderstellung des Bors bei *Zea* wertige Folgerungen zur Aufklärung der Wirkungsweise des Bors ableiten lassen, kann aus den vorliegenden Resultaten – auch zusammen mit den zur Verfügung stehenden biochemischen Daten (Swain u. Dekker 1966, Ingle et al. 1964, Ching 1966) – nicht entschieden werden. Vergleichende Untersuchungen der Borverlagerung mit dem Kohlenhydratstoffwechsel in Endosperm und Scutellum könnten weiter führen, da hier der Stärkeabbau (im Endosperm) und die Synthese von Saccharose (im Scutellum) getrennt verlaufen (Edelman et al. 1959); Vorgänge, bei denen ein funktioneller Zusammenhang mit Bor vermutet wird (Dugger 1973).

Zusammenfassung

1. Keimpflanzen verschiedener Entwicklungsstadien wurden in morphologische Teile zerlegt und diese quantitativ auf Bor analysiert. Folgende Pflanzen wurden gewählt: *Pisum sativum L.*, *Zea Mays L.*, *Pinus silvestris L.*
2. Bor wurde mit Hilfe des fluoreszierenden Systems HMBC-H₃BO₃-conc. H₂SO₄ bestimmt, nach Veraschung der Pflanzenteile mit 30% H₂O₂ + conc. H₂SO₄ (*Pisum*, *Zea*) oder im Muffelofen (550°C) und anschliessend mit 30% H₂O₂ + conc. H₂SO₄ (*Pinus*). Die Grenzkonzentration betrug 0,1 ng (= 10⁻¹⁰ g) Bor/8 ml Gesamtvolume (P = 0,01, N = 5).
3. Am Anfang der Keimung enthielt ein Same von *Pisum* (TG = 177,7 mg) 1,2 μg Bor, einer von *Pinus* (TG = 3,8 mg) 0,07 μg Bor und eine Karyopse von *Zea* (TG = 347,2 mg) 0,7 μg Bor.
4. Die Hauptmenge des Bors befand sich am Anfang der Keimung in den Reservegeweben, nämlich 77% in den Cotyledonen von *Pisum*, 50% im Endosperm und 38% im Scutellum von *Zea* und 88% im Endosperm von *Pinus*.
5. Im Verlauf der Keimung wurde eine Auswanderung von Bor aus den Reservegeweben festgestellt bei gleichzeitiger Einwanderung in Spross und Wurzel.
6. Unter den gewählten Versuchsbedingungen (H₂O bidest.-Kultur) war am Ende des Versuchs der Borvorrat in den Reservegeweben nicht vollständig erschöpft.

7. Bemerkenswert ist die starke Abnahme des Borgehalts (−48%) bei nur geringer Abnahme des Trockengewichts (−7%) im Scutellum von *Zea*.
8. Das zeitliche Verhalten der Borkonzentration ($\mu\text{g Bor/g TG}$) in den untersuchten Pflanzenteilen während der Keimung zeigte klare Tendenzen:
 - a) *Pisum*: Die Borkonzentration in Cotyledonen, Spross und Wurzel blieb konstant.
 - b) *Zea*: Die Borkonzentration in Endosperm, Scutellum, Spross und Wurzel nahm ab.
 - c) *Pinus*: Die Borkonzentration in Endosperm, Spross und Wurzel nahm zu. In allen Schalen blieb die Borkonzentration konstant.
9. Bei *Pisum* und *Zea* war zu jedem Zeitpunkt der Keimung die Borkonzentration im Spross höher als in der Wurzel. Bei *Pinus* war sie in der Wurzel zunächst höher als im Spross und wurde erst nach 8 bis 9 Tagen von der im Spross übertroffen.
10. In den meristematischen Zonen der Sprosse von *Pisum* und *Pinus* war keine besondere Anhäufung von Bor festzustellen.
11. Vergleiche mit andern Arbeiten zeigten, dass physiologisch bezüglich des Transports offenbar zwischen autochthonem und allochthonem Bor unterschieden werden sollte.

Résumé

1. Des plantules à différents stades de développement furent découpées en éléments morphologiques, lesquels ont été, ensuite, analysés quantitativement sur leur teneur en bore. Les plantes suivantes ont été choisies: *Pisum sativum L.*, *Zea Mays L.*, *Pinus silvestris L.*.
2. Le bore fut déterminé à l'aide du système fluorescent HMCB-H₃BO₃- conc. H₂SO₄, après minéralisation des éléments végétaux avec 30% H₂O₂ + conc. H₂SO₄ (*Pisum*, *Zea*), ou dans un moufle (550°C) et ensuite avec 30% H₂O₂ + conc. H₂SO₄ (*Pinus*). La concentration limite s'élevait à 0,1 ng (= 10⁻¹⁰ g) bore/8 ml volume total (P = 0,01, N = 5).
3. Au début de la germination, une graine de *Pisum* (poids sec = 177,7 mg) contenait 1,2 μg de bore, une graine de *Pinus* (poids sec = 3,8 mg) 0,07 μg de bore et un caryopse de *Zea* (poids sec = 347,2 mg) 0,7 μg de bore.
4. Au début de la germination, la plus grande partie du bore se trouvait dans les tissus de réserve, à savoir 77% dans les cotylédons de *Pisum*, 50% dans l'albumen et 38% dans le scutellum de *Zea*, ainsi que 88% dans l'endosperme de *Pinus*.
5. Au cours de la germination, on observa un écoulement du bore hors des tissus de réserve et simultanément un afflux en direction de la pousse et de la racine.
6. Dans les conditions d'expérience choisies (H₂O bidest.-culture), la réserve du bore dans les tissus n'était, à l'issue de l'expérience, pas totalement épuisée.

7. Il est intéressant de constater une forte diminution de contenu en bore (-48%) dans le scutellum de *Zea* alors que celle du poids sec est restée minime (-7%).
8. Le comportement dans le temps de la concentration du bore ($\mu\text{g bore/g poids sec}$) dans les éléments végétaux durant la germination montra des tendances nettes:
 - a) *Pisum*: la concentration du bore dans les cotylédons, la pousse et la racine resta constante.
 - b) *Zea*: la concentration du bore dans l'albumen, le scutellum, la pousse et la racine diminua.
 - c) *Pinus*: la concentration du bore dans l'endosperme, la pousse et la racine augmenta.

La concentration du bore resta constante dans tous les téguments.
9. Chez *Pisum* et *Zea*, la concentration du bore dans la pousse était, lors de la germination, plus élevée que dans la racine. Chez *Pinus*, elle était d'abord plus élevée dans la racine, et c'est seulement 8 à 9 jours plus tard qu'elle fut dépassée par celle de la pousse.
10. Dans les zones méristématiques des pousses de *Pisum* et de *Pinus* aucune accumulation particulière de bore ne put être constatée.
11. Des comparaisons avec d'autres travaux montrèrent qu'il faut, apparemment, faire une distinction entre le bore autochtone et le bore allochtone, en relation avec la physiologie du transport.

Summary

1. Seedlings of different stages of development were dissected into morphological parts which were then analysed for boron quantitatively. The following plants were chosen: *Pisum sativum L.*, *Zea Mays L.*, *Pinus silvestris L.*
2. Boron was determined by means of the fluorescent system, HMCB- H_3BO_3 -conc. H_2SO_4 , after having ashed the parts of the plants with 30% H_2O_2 + conc. H_2SO_4 (*Pisum*, *Zea*) or in the muffle furnace (550°C) and subsequently with 30% H_2O_2 + conc. H_2SO_4 (*Pinus*). The limiting concentration was 0.1 ng boron/8 ml total volume (P = 0.1, N = 5).
3. In the beginning of germination a seed of *Pisum* (dry weight = 177.7 mg) contained 1.2 μg boron, a seed of *Pinus* (dry weight = 3.8 mg) 0.07 μg boron and a caryopsis of *Zea* (dry weight = 347.2 mg) 0.7 μg boron.
4. In the beginning of germination the main amount of the boron was in the storage organs, i.e. 77% in the cotyledons of *Pisum*, 50% in the endosperm and 38% in the scutellum of *Zea*, 88% in the endosperm of *Pinus*.
5. During germination an outflux of boron from the storage organs was observed simultaneously with an influx in the shoots and roots.
6. Under the chosen conditions of the experiments (H_2O bidest.-culture) the bulk of boron in the storage organs was not exhausted completely at the end of the experiments.

7. It is remarkable that the boron content of the scutellum of *Zea* decreased strongly (–48%) whereas its dry weight decreased only slightly (–7%).
8. The time behavior of the boron concentration (μg boron/g dry weight) of the examined parts of the plants showed distinct tendencies during germination:
 - a) *Pisum*: the boron concentration in the cotyledons, shoot and root remained constant.
 - b) *Zea*: the boron concentration in the endosperm, scutellum, shoot and root decreased.
 - c) *Pinus*: the boron concentration in the endosperm, shoot and root increased.
9. The boron concentration in all the seed coats remained constant.
10. At each moment of the germination the boron concentration in the shoot of *Pisum* and *Zea* was higher than in the root. The boron concentration in the root of *Pinus* was first higher than in the shoot and was exceeded by the concentration in the shoot only after 8 to 9 days.
11. No extra accumulation of boron was observed in the meristematic regions of the shoots of *Pisum* and *Pinus*.

Die vorliegende Arbeit entstand im Botanischen Institut der Universität Basel auf Anregung und unter der Leitung von Herrn Prof. Dr. M. Geiger-Huber. Für sein stetes Interesse und die Überlassung der Institutsmittel möchte ich ihm herzlich danken. Ferner gilt mein Dank auch Herrn Prof. Dr. K. Bernhard, Vorsteher des Schweiz. Vitamin-Instituts, Basel, der mir erlaubte, die fluorimetrischen Messungen in seinem Institut durchzuführen, sowie Herrn Jean Gros, für die französische Übersetzung der Zusammenfassung dieser Arbeit, meinen Eltern und Jürg Burckhardt.

Zitierte Literatur

- Agulhon H. 1910. Emploi du bore comme engrais catalytique. *Compt. rend. acad. sci. 150*, 288–291.
- Ching T.M. 1966. Compositional changes of Douglas fir seeds during germination. *Plant Physiol. 41*, 1313–1319.
- Dible W.T. et al. 1954. Boron determination in soils and plants. *Anal. Chem. 26*, 418–421.
- Dugger W.M. 1973. Functional aspects of boron in plants. *Adv. Chem. Series, 123*, 112–129.
- Edelman J. et al. 1959. The role of the scutellum of cereal seedlings in the synthesis and transport of sucrose. *J. Exp. Bot. 10*, 178–189.
- Gopal N.H. 1969. Need for $\text{Ca}(\text{OH})_2$ in boron determination in plant vegetative tissue and oilseeds. *J. Agr. Food Chem. 17*, 1146–1147.
- Ingle J. et al. 1964. Metabolic changes associated with the germination of corn. I. Changes in weight and metabolites and their redistribution in the embryo axis, scutellum, and endosperm. *Plant Physiol. 39*, 735–740.

- Korgo A. 1974. Lokalisation und Mobilisierung von autochthonen Spurenelementen in keimenden Samen von *Pinus silvestris* L. und *Picea Abies* (L.) Karsten. Diss. Basel.
- Lanuza M. de 1966. Nutrición hidropónica con microelementos. Instituto Forestal de Investigaciones y Experiencias, Madrid.
- Liebich B. 1971. Etude du système luminescent HMCB- H_3BO_3 - H_2SO_4 conc. et ses applications au dosage de traces de bore dans les eaux, sols et plantes. Thèse, Univ. de Genève.
- Liebich B. et al. 1970. Dosage direct de traces de bore dans les eaux naturelles par la méthode fluorimétrique à l'hydroxy-2-méthoxy-4-chloro-4'-benzophénone. *Anal. Chim. Acta*, 52, 305–312.
- Monnier D. et al. 1969. Microdosage direct du bore dans les plantes par la méthode fluorimétrique à l'hydroxy-2-méthoxy-4-chloro-4'-benzophénone (HMCB). *J. Anal. Chem.* 247, 188–191.
- Oertli J.J., Ahmed N.Y. 1971. Artificially induced mobility of boron. *J. Pflanzenernähr. Bodenkunde*, 128, 97–104.
- Pedretti E. 1958. Über Bestimmung und Verteilung autochthoner Spurenelemente in jungen Maispflanzen. *Ber. Schw. Bot. Ges.* 68, 103–145. (Diss. Basel).
- Püschel R. 1968. Grenzkonzentration und Erfassungsgrenze quantitativer Analysenmethoden. Berechnung dieser Kennzahlen für (spektral-) photometrische Verfahren. *Mikrochim. Acta*, 82–88.
- Schöniger W. 1956. Die mikroanalytische Schnellbestimmung von Halogenen und Schwefel in organischen Verbindungen. *Mikrochim. Acta*, 869–876.
- Scholz G. 1960. Über die Translokation des Bors in Tabak-Blattstecklingen mit geteilten Wurzelsystemen. *Flora*, 148, 484–488.
- Schudel P. 1973. Verlagerung der autochthonen Spurenelemente Fe, Zn, Cu und Mn und des Calciums bei der Keimung von *Pisum sativum* L. *Ber. Schw. Bot. Ges.* 82, 339–349, (Diss. Basel).
- Steel R.G.T., Torrie J.H. 1960. *Principles and Procedures of Statistics*. McGraw-Hill, New York.
- Steward F.C. 1963. *Plant Physiology*. Bd. III. Academic Press, London, New York.
- Swain R.R., Dekker E.F. 1966. Seed germination studies. II. Pathways for starch degradation in germinating pea seedlings. *Biochim. Biophys. Acta*, 122, 87–100.
- Vöchting A. 1953. Über die Zinkaufnahme von *Zea Mays* L. und *Aspergillus niger* v. Tiegh. in Einzelkultur und in Mischkultur. *Ber. Schw. Bot. Ges.* 63, 103–161. (Diss. Basel).
- Wünsch G., Umland F. 1971. *Handbuch der analytischen Chemie*. Bd. III a & 1. Springer, Berlin.

Felix Keller
 Institut für Botanische Biologie und Phytochemie
 der Universität Freiburg
 CH-1700 Freiburg/Schweiz

Curriculum vitae

Am 8. November 1946 wurde ich, Felix Keller, als Sohn des Walter Keller, Chauffeur, und seiner Frau Helene, geb. Itin, in Basel geboren.

Hier besuchte ich auch die Primarschule und das Mathematisch-Naturwissenschaftliche Gymnasium, das ich im Frühjahr 1965 mit der Matur (Typus C) verliess. Anschliessend immatrikulierte ich mich an der Philosophisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät der Universität Basel mit dem Ziel, Botanik als Hauptfach zu studieren. Nach dem Bestehen der Nebenfachexamina in Chemie, Physikalischer Chemie und Medizinischer Mikrobiologie begann ich im Sommer-Semester 1970 mit der vorliegenden Dissertation unter der Leitung von Herrn Prof. Dr. M. Geiger-Huber. Während meiner Studienzeit besuchte ich Vorlesungen und Praktika folgender Professoren und Dozenten: R. Bachtold, M. Brenner, J. Clarke, R. Conzelmann, M. v. Eckardt †, M. Eichler, H. Erlenmeyer †, S. Fallab, C. Fawkes, M. Geiger-Huber, F. Gerson, C. Grob, F. Grün, E. Heilbronner, P. Huber †, L. Jenny, H. Kappus, O. Kedem (Weizmann-Institut, Rehovot/Israel), H. Kuhn, A. Läuchli, P. Läuger, P. Leepin, H. Löffler, E. Miescher, H. Nüesch, A. Portmann, P. Schmid, G. Schwarz, H. Seiler, E. Sorkin, P. Straub, Ch. Tamm, M. Thürkauf, H. Zoller.

Meinen verehrten Lehrern spreche ich den besten Dank aus.