



Master Thesis

Aufnahme und Allokation von Spurenelementen in Kulturpflanzen unter Einfluss des Phytohormons Auxin

Author(s):

Reiner, Johanna

Publication Date:

2008

Permanent Link:

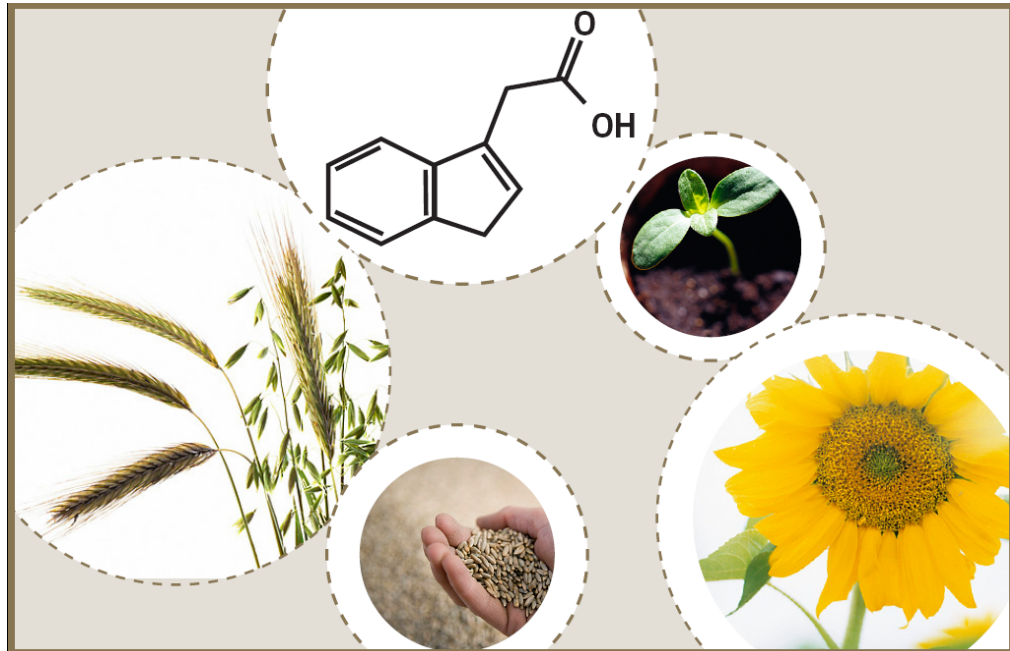
<https://doi.org/10.3929/ethz-a-005888423> →

Rights / License:

[In Copyright - Non-Commercial Use Permitted](#) →

This page was generated automatically upon download from the [ETH Zurich Research Collection](#). For more information please consult the [Terms of use](#).

Aufnahme und Allokation von Spurenelementen in Kulturpflanzen unter Einfluss des Phytohormons Auxin



Diplomarbeit von Johanna Reiner

Betreuung: Dr. B. Robinson

Leitung: Prof. Dr. R. Schulin

Antragstellendes Fakultätsmitglied: Prof. Dr. M. Schmidt

2008

Zusammenfassung

Spurenelemente im Boden können sich negativ auf Flora und Fauna auswirken, sofern sie in ungünstigen Konzentrationen vorliegen. Weltweit stellen mit Schwermetallen kontaminierte Böden ein grosses Problem dar, da diese für die Landwirtschaft nicht genutzt werden können beziehungsweise sollten und das Risiko der Auswaschung ins Grundwasser besteht. Bisherige Sanierungsmethoden sind teuer und aufwendig. Auf der anderen Seite leiden Millionen von Menschen an Unterversorgung mit wichtigen Mikronährstoffen. Die Konzentrationen von Spurenelementen im Boden und den Pflanzen sind meist sehr gering und es ist äusserst schwer, genaue Aussagen über die Mechanismen der Aufnahme von Spurenelementen aus dem Boden in die Pflanzen zu machen. Um kostengünstige und effiziente Lösungsansätze für diese Probleme zu finden, wird im Rahmen des sogenannten Phytomanagement daher versucht, die Aufnahme von Spurenelementen in Pflanzen zu beeinflussen und die dabei relevanten Mechanismen besser zu verstehen.

In der vorliegenden Arbeit wurde der Einfluss des Phytohormons Auxin auf die Spurenelementaufnahme in wichtige Kulturpflanzen untersucht. Zu den Aufgaben der Auxine zählen neben der Zellteilung und Förderung von Wurzel- und Sprosswachstum auch die Entwicklung von Gefässgewebe sowie die Anregung zur Fruchtbildung. Ziel war es herauszufinden, ob mittels Auxin auch die Aufnahme von Spurenelementen in Kulturpflanzen verändert werden kann.

Dazu wurden Sonnenblumen und Weizen in der Klimakammer in drei verschiedenen Medien gestestet: Agar, einem unkontaminierten und einem stark mit Blei, Cadmium, Kupfer und Zink kontaminierten Versuchsboden. Die Pflanzen wurden 4 Wochen gezogen und mit Auxinkonzentrationen von 10^{-5} M bis 10^{-9} M behandelt. Anschliessend wurden die Pflanzen geerntet und die Parameter Blattanzahl, Sprosslänge, Blattspannweite und Trockengewicht erhoben. Die Nährstoff- und Schwermetallkonzentrationen der Pflanzen wurden mittels ICP – OES gemessen.

Bei den Sonnenblumen wurde ein deutlicher Effekt von Auxin sowohl auf die Biomasse als auch auf die Spurenelementaufnahme im kontaminierten Boden bei Auxinkonzentrationen von 10^{-7} M bis 10^{-9} M festgestellt. Die Sprossbiomasse konnte in diesen drei verschiedenen Auxingruppen um bis zu 40 % und die Aufnahme einiger Spurenelemente um bis zu 25 % gesteigert werden. Ausserdem konnten Veränderungen in der Morphologie der Sonnenblumen beobachtet werden. Beim Agar konnten ebenfalls Steigerungen bei der Biomasse beobachtet werden, die Spurenelementaufnahme ging dabei aber zurück. Beim unkontaminierten Versuchsboden wurden bei den Sonnenblumen nur leichte Veränderungen ermittelt.

Die Effekte beim Weizen waren bei beiden Versuchsböden und dem Agartest vernachlässigbar gering. Ein Hauptgrund hierfür könnte die unterschiedlich starke Auxinabsorption von monokotyledonen und dikotyledonen Pflanzen sein.

Die Resultate zeigen, dass insbesondere niedrige Auxinbehandlungen von 10^{-7} M bis 10^{-9} M durchaus das Potenzial haben, um die Biomasse und die Spurenelementflüsse im Boden zu verändern. Angesichts der Anzahl betroffener Menschen wären die Anwendungsmöglichkeiten eines funktionierenden Phytomanagements riesig. Diese Arbeit könnte somit in Zukunft dazu dienen, mit spezifischeren Hypothesen mehr Experimente durchzuführen und die gefundenen Ansätze intensiver zu erforschen.

Danksagung

Ich möchte mich ganz herzlich bei Prof. Dr. Rainer Schulin bedanken, dass ich meine Diplomarbeit hier am Institut über ein so vielseitiges und spannendes Thema schreiben durfte. Es war sehr interessant, in ein für mich neues Gebiet einzutauchen und mir dabei neues Wissen anzueignen. Zudem schätzte ich es sehr, dass ich immer einen Ansprechpartner in Ihnen wusste und stets eine offene Türe bei Ihnen finde. Vielen Dank!

Ein Dankeschön geht ebenfalls an Prof. Dr. Michael Schmidt für die Betreuung und Unterstützung seitens der Universität Zürich.

Vielen Dank auch an Dr. Brett Robinson, der mich mit viel Engagement, Begeisterung und Humor in meiner Arbeit unterstützte. Ich konnte sehr von seiner Erfahrung profitieren und fand dank seiner Ideen immer wieder neuen Ansporn. Seine Anregungen und Tipps haben mir oft weitergeholfen und mir neue Motivation gegeben.

Viel Unterstützung fand ich ebenfalls bei Monica Marchetti, die mich während meiner Zeit hier gut betreute. Vielen Dank für deine Geduld und deine positive Art!

Vielen Dank auch an die gesamte Gruppe Bodenschutz für die entspannte Atmosphäre und Hilfe, die ich bei jedem von euch fand. Ich hab meine Zeit hier mit euch sehr genossen und bin froh, dass ich hier gelandet bin!

<i>Autor:</i>	Johanna Reiner	reinerj@student.ethz.ch
<i>Betreuung:</i>	Dr. B. Robinson	brett.robinson@env.ethz.ch
	Monica Marchetti	monica.marchetti@env.ethz.ch
<i>Leitung:</i>	Prof. Rainer Schulin	schulini@env.ethz.ch

Abkürzungsverzeichnis

EDDS	Ethylendiamindibernsteinsäure
EDTA	Ethylendiamintetraessigsäure
FAO	Food and Agricultural Organization
ICP – OES	Inductively Coupled Plasma Optical Emission Spectrometry
IES	Indol-3-Essigsäure
KG	Kontrollgruppe
TS	Trockensubstanz
TG	Trockengewicht
VBBö	Verordnung über Belastungen des Bodens (Schweiz)
WHO	World Health Organization
WSL	Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft
XRF	X-Ray Fluorescence Spectroscopy

Abbildungsverzeichnis

ABB. 1: KONZENTRATIONEN ESSENTIELLER SPURENELEMENTE UND NICHT ESSENTIELLER SPURENELEMENTE	- 1 -
ABB. 2: SPURENELEMENTE KÖNNEN IN DIE LEITBÜNDEL EINER PFLANZE AUF APOPLASTISCHEM (EXTRAZELLULÄR) ODER SYMPLASTISCHEN (INTRAZELLULÄR) WEG GELANGEN.	- 7 -
ABB. 3: CHEMISCHE STRUKTUR VON DREI NATÜRLICHEN AUXINEN	- 10 -
ABB. 4: CHEMISCHE STRUKTUR VON VIER SYNTHETISCHEN AUXINEN.	- 10 -
ABB. 5: AGARBOXEN MIT MIKROFILTER IM DECKEL.	- 15 -
ABB. 6: PETRISCHALEN MIT WEIZENSAMEN (OBEN) UND SONNENBLUMENSAMEN (UNTEN)	- 16 -
ABB. 7: AGARBOXEN MIT WEIZEN UND SONNENBLUME	- 17 -
ABB. 9: SONNENBLUMEN- UND WEIZENPFLANZEN MIT DEN ZWEI VERSCHIEDENEN BODENSORTEN IN DER KLIMAKAMMER.	- 22 -
ABB. 10: TROCKENGEWICHTE DER SONNENBLUMEN IM AGARTEST	- 24 -
ABB. 11: TROCKENGEWICHTE DER SONNENBLUMENSPROSSE IM TOPFPFLANZENVERSUCH	- 26 -
ABB. 12: WURZEL- UND SPROSSLÄNGEN DER SONNENBLUMEN IM AGARTEST	- 27 -
ABB. 13: SPROSSLÄNGE DER SONNENBLUMEN IM TOPFPFLANZENEXPERIMENT	- 28 -
ABB. 14: BLATTSPANNWEITEN DER SONNENBLUMENSPROSSE IM TOPFPFLANZENEXPERIMENT	- 29 -
ABB. 15: DIE PROZENTUALE VERTEILUNG DER ELEMENTE CU, MG, NI UND ZN IN DEN SONNENBLUMENWURZELN DES AGARTESTS	- 31 -
ABB. 16: DIE VERTEILUNG VON BLEI IN DEN WURZELN DER SONNENBLUMEN IM AGARTEST.	- 32 -
ABB. 17: PROZENTUALE VERTEILUNG DER ELEMENTE CA, CU, FE, K, MG, MN, NI UND ZN IN DEN SONNENBLUMENSPROSSEN DES AGARTEST	- 33 -
ABB. 18: DIE PROZENTUALE VERTEILUNG DER ELEMENTE CA, CU, MN UND ZINK IN DEN SONNENBLUMENSPROSSEN DES UNKONTAMINIERTEN VERSUCHSBODENS	- 34 -
ABB. 19: DIE VERTEILUNG VON EISEN DER SONNENBLUMENSPROSSE IM UNKONTAMINIERTEN VERSUCHSBODEN.	- 35 -
ABB. 20: TROCKENGEWICHTE DER WEIZENPFLANZEN DES AGARTESTS FÜR DIE WURZELN UND DIE SPROSSTEILE	- 37 -
ABB. 21: TROCKENGEWICHTE DER WEIZENSPROSSE IM TOPFPFLANZENVERSUCH	- 38 -
ABB. 22: WURZEL- UND SPROSSLÄNGEN DER WEIZENPFLANZEN IM AGARTEST	- 39 -
ABB. 23: SPROSSLÄNGE DER WEIZENPFLANZEN IM TOPFPFLANZENEXPERIMENT.	- 40 -

ABB. 24: DIE ELEMENTE CA, CU, K, MG, MN, NI UND ZN FÜR WEIZENWURZELN UND SPROSSE BEIM AGARTEST..... - 42 -

ABB. 25: DIE VERTEILUNG VON EISEN IN DEN WEIZENWURZELN DES AGARTESTS - 43 -

ABB. 26: DIE PROZENTUALE VERTEILUNG DER ELEMENTE CA, CU, FE, K, MG, MN UND ZINK IN DEN WEIZENSPROSSEN DES TOPFPFLANZENTESTS MIT DEM UNKONTAMINIERTEN VERSUCHSBODEN - 44 -

ABB. 27: DIE PROZENTUALE VERTEILUNG DER ELEMENTE CA, CU UND MG IN DEN WEIZENSPROSSEN DES TOPFPFLANZENTESTS MIT DEM KONTAMINIERTEN VERSUCHSBODEN..... - 45 -

ABB. 28: DIE VERTEILUNG VON EISEN IN DEN WEIZENSPROSSEN DES KONTAMINIERTEN BODENS..... - 46 -

Tabellenverzeichnis

TAB. 1: PHYSIKALISCHE UND CHEMISCHE CHARAKTERISTIKA DES UNKONTAMINIERTEN VERSUCHSBODENS UND DES KONTAMINIERTEN VERSUCHSBODENS	- 20 -
TAB. 2: ELEMENTKONZENTRATIONEN IM UNKONTAMINIERTEN UND KONTAMINIERTEN VERSUCHSBODEN, GEMESSEN MIT XRF	- 21 -
TAB. 3: WURZEL:SPROSS VERHÄLTNIS DER SONNENBLUMEN IM AGARTEST	- 25 -
TAB. 4: AUSREICHENDE MINERALSTOFFGEHALTE IN DEN BLÄTTERN DER SONNENBLUME NACH BERGMANN	- 30 -
TAB. 5: KONZENTRATIONEN DES ICP - OES FÜR DIE SONNENBLUMENWURZELN IM AGARTEST.....	- 30 -
TAB. 6: KONZENTRATIONEN DES ICP - OES FÜR DIE SONNENBLUMENSPROSSTEILE IM AGARTEST ...	- 31 -
TAB. 7: KONZENTRATIONEN DES ICP - OES FÜR DIE SONNENBLUMENSPROSSTEILE FÜR DEN UNKONTAMINIERTEN VERSUCHSBODEN	- 33 -
TAB. 8: KONZENTRATIONEN DES ICP - OES FÜR DIE SONNENBLUMENSPROSSTEILE FÜR DEN KONTAMINIERTEN VERSUCHSBODEN.....	- 35 -
TAB. 9: WURZEL:SPROSS VERHÄLTNIS DER WEIZENPFLANZEN IM AGARTEST.....	- 37 -
TAB. 10: AUSREICHENDE MINERALSTOFFGEHALTE IN DEN BLÄTTERN DER WEIZENPFLANZE NACH MARSCHNER (1993) UND WELCH (1995).....	- 40 -
TAB. 12: KONZENTRATIONEN DES ICP - OES FÜR DIE WEIZENSPROSSE IM AGARTEST	- 41 -
TAB. 13: KONZENTRATIONEN DES ICP - OES FÜR DIE WEIZENSPROSSE IM TOPFPFLANZENTEST IM UNKONTAMINIERTEN VERSUCHSBODEN.	- 43 -
TAB. 14: KONZENTRATIONEN DES ICP - OES FÜR DIE WEIZENSPROSSE IM TOPFPFLANZENTEST IM KONTAMINIERTEN VERSUCHSBODEN.....	- 44 -
TAB. 15: DIE ERGEBNISSE DER ERHOBENEN PARAMETER TROCKENGEWICHT, SPROSSLÄNGE UND BLATTSPANNWEITE AUS DEN DREI VERSCHIEDENEN MEDIEN FÜR DIE SONNENBLUMENSPROSSE	- 47 -
-	
TAB. 16: DIE ERGEBNISSE DER SPURENELEMENTAUFNAHME AUS DEN DREI VERSCHIEDENEN MEDIEN FÜR DIE SONNENBLUMENSPROSSE	- 50 -
TAB. 17: DIE ERGEBNISSE DER ERHOBENEN PARAMETER TROCKENGEWICHT UND SPROSSLÄNGE AUS DEN DREI VERSCHIEDENEN MEDIEN FÜR DIE WEIZENSPROSSE	- 57 -
TAB. 18: DIE ERGEBNISSE DER SPURENELEMENTAUFNAHME AUS DEN DREI VERSCHIEDENEN MEDIEN FÜR DIE WEIZENSPROSSE	- 59 -

INHALTSVERZEICHNIS

1. EINLEITUNG	- 1 -
1.1 HYPOTHESEN	- 5 -
1.2 FRAGESTELLUNG	- 6 -
1.3 VORGEHEN.....	- 6 -
2. GRUNDLAGEN	- 7 -
2.1 AUFNAHME VON SPURENELEMENTEN IN PFLANZEN	- 7 -
2.2 PHYTOHORMONE	- 8 -
2.2.1 <i>Natürliche und synthetische Auxine</i>	- 9 -
2.2.2 <i>Biosynthese, Konjugation und Deaktivierung der Auxine</i>	- 11 -
2.2.3 <i>Auxintransport</i>	- 12 -
2.2.4 <i>Effekte von Auxin auf Wurzel- und Sprossformationen</i>	- 12 -
3. MATERIAL UND METHODEN	- 14 -
3.1 AGAR TEST	- 14 -
3.1.1 <i>Testaufbau</i>	- 14 -
3.1.2 <i>Ethanoltest</i>	- 19 -
3.2 TOPFPFLANZENEXPERIMENT.....	- 20 -
3.2.1 <i>Versuchsböden</i>	- 20 -
3.2.3 <i>Versuchsaufbau und Behandlung</i>	- 21 -
3.2.3 <i>Ernte, Aufschluss und Probenmessung</i>	- 22 -
3.3 DATENANALYSE	- 23 -
4. ERGEBNISSE	- 24 -
4.1 SONNENBLUMEN	- 24 -
4.1.1 <i>Biomasse</i>	- 24 -
4.1.2 <i>Blattanzahl, Wurzel- und Sprosslängen</i>	- 26 -
4.1.3 <i>Blattspannweite</i>	- 29 -
4.1.4 <i>Aufnahme der Spurenelemente</i>	- 30 -
4.2 WEIZEN	- 36 -
4.2.1 <i>Biomasse</i>	- 36 -
4.2.2 <i>Blattanzahl, Wurzel- und Sprosslänge</i>	- 38 -
4.2.3 <i>Aufnahme der Spurenelemente</i>	- 40 -
5. DISKUSSION	- 46 -
5.1 SONNENBLUMEN	- 47 -
5.1.1 <i>Biomasse und Morphologie</i>	- 47 -
5.1.2 <i>Nähr- und Schadstoffkonzentrationen</i>	- 49 -
5.2 WEIZEN	- 56 -
5.2.1 <i>Biomasse und Morphologie</i>	- 56 -
5.2.2 <i>Nähr- und Schadstoffkonzentrationen</i>	- 58 -
6. SCHLUSSFOLGERUNGEN	- 60 -

7. AUSBLICK.....	- 61 -
ANHANG A: ANGABEN ZU DEN VERSUCHSPFLANZEN.....	- 62 -
A.1: SONNENBLUMEN	- 62 -
A.2: WEIZEN	- 63 -
ANHANG B: MESSRESULTATE.....	- 64 -
B.1: ERGEBNISSE DES ETHANOLTEST	- 64 -
B.2: TROCKENGEWICHT UND WURZEL : SPROSS VERHÄLTNIS DER PFLANZEN IM AGARTEST	- 65 -
B.3: BLATTANZAHL, SPROSSLÄNGE UND WURZELLÄNGE DER PFLANZEN IM AGARTEST	- 66 -
B.4: TROCKENGEWICHTE UND SPURENELEMENTEKONZENTRATIONEN DER VERSUCHSPFLANZEN IM AGARTEST	- 67 -
B.5: BLATTANZAHL, BLATTSPANNWEITE UND SPROSSLÄNGE IM TOPFPFLANZEN- EXPERIMENT	- 71 -
B.6: TROCKENGEWICHTE UND SPURENELEMENTEKONZENTRATIONEN DER VERSUCHSPFLANZEN IM TOPFPFLANZENEXPERIMENT	- 73 -
ANHANG C: ANGABEN ZUM ICP- OES.....	- 77 -
C.1: VERWENDETE WELLENLÄNGEN FÜR DEN AGARTEST	- 78 -
C.2: VERWENDETE WELLENLÄNGEN FÜR DEN TOPFPFLANZENTEST.....	- 78 -
ANHANG D: VBBO.....	- 79 -
D.1: ANGABEN ZUM KONTAMINIERTEN VERSUCHSBODEN IN BEZUG AUF DIE VBBO	- 80 -
LITERATUR	- 80 -

1. Einleitung

Spurenelemente treten in geringen Konzentrationen (≤ 1000 mg / kg) in der Erdkruste, Böden, Pflanzen, Wasser, Tieren und Menschen auf (Pais und Jones, 1997). Einige Spurenelemente haben - unabhängig davon, ob sie sehr häufig oder sehr selten vorkommen - keinen bedeutenden Einfluss auf Pflanzen. Andere Spurenelemente sind für viele lebensnotwendig und können durch kein anderes Spurenelement substituiert werden. Diese weisen in niedrigen Konzentrationen einen positiven Effekt vor. Wird allerdings eine bestimmte Konzentration überschritten, wirken sie toxisch. Die Grenzschwelle zwischen Mangel und Toxizität variiert dabei je nach Pflanzenart und Element. Zu hohe Konzentrationen bestimmter Spurenelemente in der Rhizosphäre können die Wurzeln und somit die ganze Pflanze ernsthaft beschädigen. Wird die Pflanze andererseits ungenügend mit essentiellen Spurenelementen versorgt, treten Mangelercheinungen auf (s. Abb. 1). Bei Pflanzen wurden acht lebenswichtige Spurenelemente gefunden. Die anderen werden als Mikronährstoffe bezeichnet (Pais und Jones, 1997).

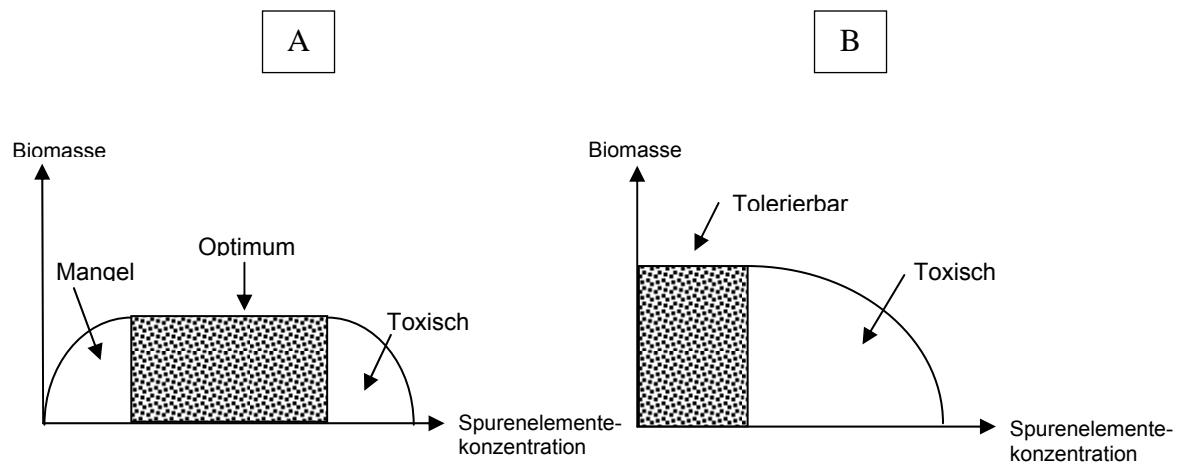


Abb. 1: Zu niedrige Konzentrationen essentieller Spurenelemente führen zu Mangel-, zu hohe Konzentrationen dagegen zu Toxizitätserscheinungen bei der Pflanze (A). Nicht essentielle Spurenelemente können bis zu einer bestimmten Konzentration von der Pflanze toleriert werden, bevor Merkmale von Toxizität auftreten (B).

In den meisten Ökosystemen kommen Spurenelemente in natürlicher, aktiver Form nur in geringen Mengen vor. Menschliche Aktivitäten in Bereichen wie Bergbau, Industrie, Verkehr oder der Landwirtschaft haben zu einer steigenden Kontamination der Biosphäre mit potentiell toxischen Spurenelementen geführt (Hagemeyer und Breckle, 1996). Vor allem die Vergiftung von agrarisch genutzten Böden mit Schwermetallen ist ein globales Umweltproblem, welches sowohl die Pflanzenproduktion als auch die Gesundheit von Menschen, Tieren und Natur gefährdet. In den nächsten Jahrzehnten wird der Eintrag in die Umwelt weiter ansteigen und in

immer stärker eingeschränkter Nutzung der Böden resultieren, was grosse Auswirkungen auf die Bevölkerung und die Wirtschaft haben kann. Vor allem Kupfer, Cadmium, Arsen, Quecksilber, Blei und Zink vergiften Böden und können zu ernsthaftem Umweltstress führen. Spurenelemente verbleiben im Boden unveränderlich, sind meist immobil und akkumulieren somit über die Zeit. Über 22 Millionen Hektar Land weltweit sind kontaminiert (GACGC, 1994). Traditionelle Sanierungsmethoden, wie zum Beispiel Bodenabtragung oder Metallextraktionstechnologien, sind sehr teuer, aufwändig und können die Bodenfruchtbarkeit negativ beeinflussen (Salt et al., 1998).

Mangel an wichtigen Spurenelementen in Pflanzen dagegen kann zum einen an der ungleichmässigen Verteilung dieser in der Umwelt liegen oder an spezifischen Umweltbedingungen wie z.B. sehr saure oder alkalische Böden, welche die Verfügbarkeit von essentiellen Spurenelementen für Pflanzen einschränken. Defizite in Böden müssen daher mit Düngemitteln oder direkt mit Nahrungsmittelergänzungsprodukten ausgeglichen werden, was vor allem in ärmeren Ländern erschwert ist (Pais und Jones, 1997). Insbesondere die Spurenelemente Eisen und Zink spielen in dieser Hinsicht eine grosse Rolle. Die WHO schätzt, dass ca. 3.7 Milliarden Menschen im Jahr 2007 an akutem Eisenmangel litten; vor allem Frauen und Kinder sind davon betroffen. Weltweit leiden über 35% der Kinder zwischen 0 und 5 Jahren sowohl an Eisen- als auch an Zinkmangel. In erster Linie sind Entwicklungsländer von dieser Problematik betroffen, da hier oftmals eine fleischlose und eher einseitige Ernährung betrieben wird und somit eine wichtige Quelle für die Aufnahme bestimmter Mikronährstoffe fehlt (Yang et al., 2007). Calciummangel ist in vielen Industrieländern einer der Hauptgründe für Osteoporose bei älteren Menschen. Die meisten Spurenelemente, welche die Menschen aufnehmen, stammen von Tieren, Pflanzen oder werden auf direktem Weg eingenommen. Eine verbesserte Aufnahme von essentiellen Spurenelementen in Pflanzen könnte somit einen wichtigen Beitrag zur Steigerung der menschlichen Gesundheit liefern (Frossard et al., 2000; Yang et al., 2007).

Für degradierte Böden entwickelte sich in den letzten Jahrzehnten eine hohe Nachfrage nach kostengünstigen, nachhaltigen und effektiven Sanierungs- und Behandlungsmethoden. Dies führte zur Entstehung des sogenannten Phytomanagements. Darunter wird die Etablierung von Boden - Pflanzen - Systemen verstanden, um Spurenelementeflüsse in der Umwelt zu kontrollieren. Ziele hierbei sind einerseits die Verminderung des Mangels an essentiellen Spurenelementen, andererseits soll das Risiko durch die Kontamination von Spurenelementen reduziert werden. Dabei wird die Pflanze als Biopumpe genutzt, welche die Energie der Sonne zur Wasseraufnahme und den darin gelösten Spurenelementen verwendet. Zwischen Pflanzen und Spurenelementen bestehen zahlreiche Interaktionen. Dies verdeutlichen folgende Beispiele, welche auch die Bedeutung der Transpiration als Grundpfeiler des Phytomanagements aufzeigen:

Die Wasseraufnahme der Pflanze sowie die Transpiration reduziert den Wasserfluss im Bodenprofil. Da sich Spurenmittel im Wasser gelöst via Diffusion sowie Konvektion im Boden fortbewegen, wird durch die Transpiration die Auswaschung von Spurenelementen reduziert. Wurzeln stabilisieren den Boden und verhindern den Transport von Spurenelementen mittels Bodenpartikeln. Spurenelemente, die in Pflanzensprosse aufgenommen wurden, können durch das Ernten aus dem System dauerhaft entfernt werden. Die Zersetzung von abgefallenen Blättern, Ästen, Sprossen und Wurzeln führt Spurenelemente wieder in den Boden zurück. Toxische Spurenelemente können das Pflanzenwachstum hemmen und somit die Transpirationsfläche klein halten. Ausserdem können Wurzeln mittels Ausscheidungen Spurenelemente im Boden mobilisieren und diese entweder aufnehmen oder zu deren Auswaschung beitragen.

Phytomanagement umfasst verschiedene Bereiche, von denen einige hier näher erläutert werden:

- *Biofortification*: in Böden, die Defizite bezüglich essentieller Spurenelemente vorweisen, wird versucht, diese besser zu mobilisieren bzw. die Aufnahmemechanismen besser zu analysieren und so deren Anteil in den essbaren Pflanzenteilen zu erhöhen. Der Fokus wird dabei in erster Linie auf die Mobilisierung von Zink und Eisen gelegt. Ein Anstieg dieser Elemente speziell in den Spross der Pflanze sowie eine grosse Biomasse ist wünschenswert.
- *Phytostabilisation*: Spurenelemente sollen in kontaminierten Böden stabilisiert werden, so dass sie weder ausgewaschen noch in Pflanzen aufgenommen werden. Immobile Spurenelemente in kontaminierten Böden stellen wenig Risiko für Menschen da, da sie nicht konsumiert werden können. Transpiration und gutes Wurzelwachstum können Spurenelemente immobilisieren, da dadurch Auswaschung und Bodenerosion reduziert werden. Ein hoher Anteil an Wurzelbiomasse ist daher wünschenswert. Eine vermehrte Spurenelementeaufnahme in die Pflanze ist in diesem Fall nachteilig und wird nicht angestrebt.
- *Phytoextraktion*: hier wird versucht, den Anteil von einem oder mehreren Spurenelementen von kontaminierten Böden in den Pflanzensprossen zu erhöhen, so dass diese mit der Ernte entfernt werden können oder sich verflüchtigen. Das geerntete Material könnte verbrannt oder als Düngemittel verwendet werden. Eine möglichst grosse Biomasse und hohe Spurenelementeaufnahme, speziell Schwermetalle, wird angestrebt.
- *Phytomining* beschreibt die Phytoextraktion von wertvollen Spurenelementen- vor allem Nickel-, die in zu geringen Mengen in einem Gebiet vorkommen, um professionell Bergbau zu betreiben und in zu hohen Konzentrationen vorliegen, um den Boden für die

Landwirtschaft zu nutzen. Auch hier wird daher eine grosse Biomasse und vermehrte Spurenelementeaufnahme erwünscht.

Die Übergänge zwischen diesen Technologien sind fliegend (Robinson, 2008). Da diese Methoden alle solarbetrieben sind und *in situ* angewandt werden können, sind sie kostengünstiger und ökologischer als traditionelle Massnahmen (LeDuc und Terry, 2005).

Für das Phytomanagement, speziell für *Biofortification*, *Phytoextraktion* und *Phytomining*, ist ein komplexes Wurzelsystem bzw. eine üppige Biomasse von fundamentaler Bedeutung, da so mehr Spurenelemente aufgenommen werden können. In diesem Zusammenhang kommen die Phytohormone ins Spiel. Das wichtigste und am besten erforschte Phytohormon ist Auxin (Tanimoto, 2005). Je nach Pflanzenspezies und Alter der Wurzeln hat Auxin in sehr niedrigen Konzentrationen (10^{-7} M bis 10^{-13} M) einen fördernden Einfluss auf das Längenwachstum von Wurzeln oder Pflanzensprosse. Bei höheren Auxinkonzentrationen dagegen ist eine Ausdehnung der Wurzeln fast total gehemmt (Salisbury und Ross, 1992).

Ziel der in dieser Arbeit durchgeführten Experimente war es festzustellen, ob mit Hilfe von Auxinbehandlungen bei wichtigen Kulturpflanzen die Biomasse und die Morphologie verändert und somit die Spurenelementeaufnahme beeinflusst werden kann. Dies würde einen möglichen Ansatz zur Durchführung der verschiedenen Bereiche des Phytomanagements bedeuten. Falls durch Auxin die Wurzel- oder Sprossbiomasse von Pflanzen vergrössert werden könnte, könnte dies entscheidenden Einfluss auf die Aufnahme von Spurenelemente haben.

Als Versuchspflanzen wurden Weizen und Sonnenblumen ausgewählt, da sie relativ schnell wachsen und dabei eine grössere Menge an Biomasse produzieren können. Beide sind einfach in der Kultivierung und spielen eine bedeutende Rolle für die menschliche Ernährung in weiten Teilen der Welt. Weizen und Sonnenblumen stellen ferner interessante Versuchspflanzen dar, da sie sich in ihrer Physiologie grundsätzlich unterscheiden. Weizen gehört zu den Monokotyledonen, also den einkeimblättrigen Pflanzen, Sonnenblumen zu den Dikotyledonen, d.h. den zweikeimblättrigen Gewächsen (Raven et al., 2005).

Sonnenblumen wurden bereits von Liphadzi et al. (2006) mit Auxin behandelt. Neben verstärktem Wurzelwachstum stellte er auch eine erhöhte Aufnahme von Mangan, Nickel, Cadmium und Blei in die Blätter fest. Lopez et al. (2005) untersuchte Luzerne, die wie die Sonnenblumen eine dikotyledone Pflanze ist, in Hydrokulturen mit einer Kombination von Auxin und EDTA. Bei diesem Versuch wurde ebenfalls eine erhöhte Akkumulation von Blei in den Blättern festgestellt. Eine ähnliche Studie dazu liegt ausserdem von Israr und Sahi (2008) vor. Auch Tassi et al. (2008) arbeiteten mit Sonnenblumen, jedoch wurde das Phytohormon Cytokinin getestet; auch hier wurde im Zusammenhang mit und ohne EDTA eine Steigerung der Transpiration und Stressreduzierung der Pflanzen durch Schwermetalle sowie erhöhte Blei- und Zinkaufnahme festgestellt.

Guo et al. (1999) stellten in Mais, welcher wie Weizen eine monokotyledone Pflanze ist, vermehrtes Wachstum und eine höhere Aufnahme von Nickel und Cadmium in den Wurzeln und im Spross nach einer Behandlung mit Auxin fest. Auch Wittenmayer (2001) testete Wachstum und Phosphorversorgung unter Auxinzugabe in Maispflanzen und stellte zum einen vermehrte Transpiration und Wurzelwachstum bei regelmässiger Auxinzugabe fest; zum anderen wurde der Stress in den Pflanzen, die unter Phosphormangel litten, durch Auxinzugabe deutlich reduziert. Fuentes et al. (2000) konnten durch Besprühen mit natürlichen und synthetischen Auxinen bei Maispflanzen eine erhöhte Blei- und Zinkaufnahme erreichen. Es stellt sich nun die Frage, ob diese Effekte auch bei Weizen erzielt werden können.

1.1 Hypothesen

Oben erwähnte Tatsachen haben für die vorliegende Arbeit zur Aufstellung verschiedener Hypothesen im Kontext Pflanzen – Spurenelementeaufnahme -Phytohormone geführt.

Auxine können die Morphologie und somit die Physiologie von Pflanzen beeinflussen. Dies kann Auswirkungen auf die Aufnahme von Spurenelemente haben, da Auxine die Gesamtsaugkraft einer Zelle erhöhen können, was dazu führt, dass mehr Wasser und Spurenelemente in die Vakuole gelangen. Dies wird dadurch erreicht, in dem Auxine die Plastizität der Zellwände erhöhen. Wenn diese weicher werden, nimmt der der Saugkraft des Zellsaftes entgegenwirkende Wanddruck ab und die Saugkraft der gesamten Zelle steigt an (Raven et al., 2005).

Somit sind durch die Zugabe dieser Pflanzenhormone folgende Szenarien möglich:

- 1) Veränderung der Wurzel- und Sprossbiomasse. Bei einer grösseren Wurzelmasse können die Pflanzen mehr Spurenelemente aus dem Boden aufnehmen. Bei Ausbildung von mehr Sprossbiomasse kommt es zu einer grösseren Transpirationsfläche und somit zu einer grösseren Aufnahme von Spurenelementen.
- 2) Vergrösserung der Wachstumszone zwischen der Wurzelspitze und der Wurzelhaarzone. In diesem Bereich sind die Casparischen Streifen noch nicht voll ausgebildet. Die Spurenelemente könnten leichter via dem apoplastischem Weg in die Pflanze aufgenommen werden und zu einer grösseren Konzentration der Spurenelemente in der Pflanze führen.
- 3) Veränderte Permeabilität der Zellmembran der Endodermis. Dadurch könnten mehr oder weniger Spurenelemente über den symplastischen Transport in die Pflanze gelangen.

1.2 Fragestellung

Für diese Studie haben sich aus der Theorie und den aufgestellten Hypothesen somit verschiedene Fragestellungen ergeben:

- Welche Rolle spielt Auxin hinsichtlich der Aufnahme von Spurenelementen bei Pflanzen?
- Was ist der relevante Auxinkonzentrationsbereich, bei dem Veränderungen in der Morphologie und dem Aufnahmeverhalten der Spurenelemente festgestellt werden können?
- Wie werden die verschiedenen Spurenelemente bei diesem relevanten Auxinkonzentrationsbereich von unterschiedlichen Kulturpflanzen aufgenommen?
- In welchen Pflanzenteilen werden die Spurenelemente verteilt und welche Konzentrationen sind dort vorzufinden?

Bisherige Studien im Zusammenhang mit Spurenelementeaufnahme und Phytohormonen sind rar, insbesondere mit monokotyledonen Pflanzen und Auxinen. Bei den meisten Versuchen wurde ausserdem mit verschiedenen Chelatoren, wie z.B. EDDS und EDTA, zur Mobilisierung der Spurenelemente im Boden gearbeitet. Da bei diesen jedoch der Abbau im Boden nicht klar ist und sie ausserdem zur Auswaschung der Spurenelemente ins Grundwasser beitragen können, soll in dieser Arbeit auf Verwendung solcher Chelatoren verzichtet werden.

1.3 Vorgehen

Um die Fragen in Punkt 1.2 zu beantworten, wurde zuerst ein Screening - Test mit dem Medium Agar durchgeführt. Hierbei wurde versucht, den relevanten Auxinkonzentrationsbereich herauszufinden. Die Auxinkonzentrationen, die sich beim Agartest als vielversprechend erwiesen, wurden anschliessend in einem Topfpflanzenexperiment mit einem kontaminierten und einem nicht kontaminierten Boden überprüft. Die Pflanzen wurden regelmässig mit Auxinlösung gegossen, nach fünf Wochen Wachstum geerntet und anschliessend auf ihren Gehalt an verschiedenen Spurenelementen getestet. Des Weiteren wurden noch Parameter wie Blattanzahl, Wurzel- und Sprosslänge sowie Trockengewichte der Pflanzenteile bestimmt. Die Ergebnisse könnten später in weiteren Experimenten mit spezifischeren Hypothesen verwendet werden.

2. Grundlagen

2.1 Aufnahme von Spurenelementen in Pflanzen

Für das Phytomanagement ist es wichtig zu verstehen, wie die verschiedenen Spurenelemente in die Pflanzen gelangen können. Die meisten Elemente werden über die Wurzeln in die Pflanze aufgenommen. Die Menge der pflanzenverfügbaren Nährstoffe hängt neben den Elementeigenschaften selbst von den physikalisch-chemischen Bodeneigenschaften wie pH-Wert, Kationenaustauschkapazität, Aktivität der Mikroorganismen, Redoxbedingungen, Bodenstruktur und Wassergehalt ab. Insbesondere über die Wurzelhaarzone können die verschiedenen Spurenelemente entweder über den apoplastischen oder symplastischen Weg in die Pflanze gelangen. Der apoplastische Weg verläuft im extrazellulären Raum und den Zellwänden; beim symplastischen Transport werden die Spurenelemente von Zelle zu Zelle über die Plasmodesmata geschleust (s. Abb. 2). Spätestens an der Endodermis endet der apoplastische Transport. Hier stellen die kasparischen Streifen in den Wänden der endodermalen Zellen eine Barriere zwischen Cortex und den Leitbündeln dar, die die Spurenelemente nicht überwinden können. Diese müssen zum Weitertransport unter Energieaufwand den symplastischen Weg einschlagen. Es gibt jedoch „Schwachstellen“ in der Pflanze, an denen die kasparischen Streifen weniger bzw. gar nicht auftreten. Diese Bereiche befinden sich zum einen in den apikalen Meristemen, wo die Zelldifferenzierung noch nicht stattgefunden hat sowie in den basalen Zonen, an denen die lateralen Wurzeln die Endodermis durchdringen (Marschner, 1993).

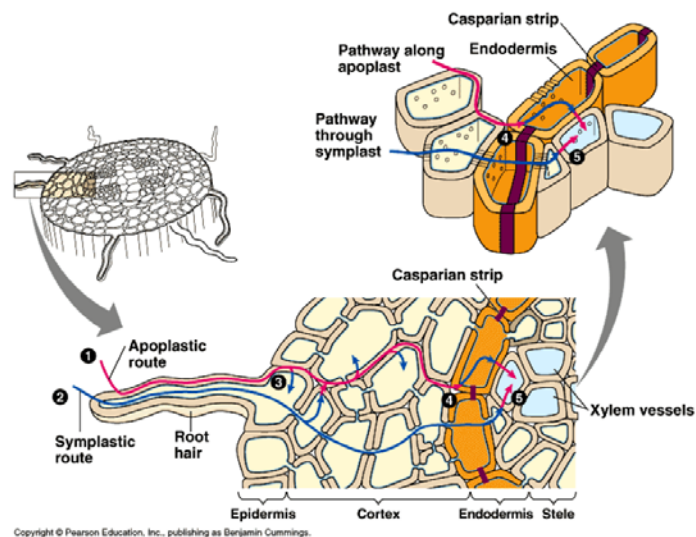


Abb. 2: Spurenelemente können in die Leitbündel einer Pflanzenwurzel auf apoplastischem (extrazellulär) oder symplastischen (intrazellulär) Weg gelangen. Die kasparischen Streifen stellen an der Endodermis eine Barriere für den apoplastischen Transport dar.
(Quelle: Pearson Education Inc., veröffentlicht von Benjamin Cummings)

2.2 Phytohormone

Die Entwicklung einer Pflanze hängt nicht allein von der Versorgung mit essentiellen Spurenelementen ab. Es gibt externe Regulationsfaktoren, wie z.B. Sonnenlicht, Temperatur, Wasserversorgung und Kohlendioxid, und auch interne, welche für Wachstum und Entwicklung einer Pflanze bedeutend sind. Diese sind chemischer Natur. Dazu zählen unter anderem pflanzliche Hormone, so genannte Phytohormone.

Pflanzen stellen komplexe, vielzellige Organismen dar, deren Gewebe eine grosse funktionelle Einheit bildet. Um eine optimale Koordinierung der verschiedensten Pflanzenteile zu ermöglichen, werden Phytohormone als chemische Botenstoffe eingesetzt. Sie sind in allen höheren Pflanzen zu finden und werden nur in kleinsten Mengen gebildet (Mohr et al., 1992). Derzeit sind fünf Grossgruppen von Phytohormonen bekannt. Diese sind die Auxine, Gibbellerine, Cytokinine, Abscisinsäure und Ethylen (Salisbury und Ross, 1992). Auxine stimulieren das Streckungswachstum im Spross, während Gibbellerine zusätzlich zum Streckungswachstum auch noch das Längenwachstum der Stengel regulieren. Cytokinine stimulieren ebenfalls die Zellteilung. Die hormonelle Kontrolle des Wasserhaushalts der Pflanze übernimmt die Abscisinsäure. Ethylen ist an der Auslösung der Seneszenz beteiligt (Heldt, 1999). Auxine, Gibbellerine und Cytokinine sind also als die wachstumsfördernden Phytohormone zu betrachten, während Ethylen und Abscisinsäure als ihre Antagonisten agieren (Schönberger, 2006).

Phytohormone bewirken schon in geringen Konzentrationen von 1 μM zellübergreifende Steuerfunktionen. Die Effekte der Phytohormone hängen von diversen Faktoren wie z.B. der Pflanzenspezies, dem betroffenen Pflanzenteil, dem Entwicklungsstadium der Pflanze, der Hormonkonzentration, der Interaktion der verschiedenen Phytohormone sowie der verschiedenen Umwelteinflüsse ab (Salisbury und Ross, 1992).

Alle Phytohormone haben eine multiple Wirkung, d.h. dasselbe Hormon kann in verschiedenen Pflanzenzellen unterschiedliche physiologische Reaktionen hervorrufen. Die meisten Hormone in der Pflanze sind jedoch relativ einfache Moleküle mit sehr geringem Informationsgehalt. Sie wirken vorrangig als wirkungsspezifische Auslöser und brauchen daher auch wenig Speicherkapazität für Informationen (Mohr et al., 1992).

Um spezifische Reaktionen in Pflanzen hervorzurufen, müssen verschiedene Antwortsysteme vorhanden und aktiv sein. Neben einer ausreichenden Menge an Hormonen ist entscheidend, dass diese von den Zielzellen erkannt und fest gebunden werden. Die Anbindung erfolgt - wie bei Hormonen üblich - nach dem Schlüssel - Schloss- Prinzip: in der Plasmamembran von Pflanzenzellen befinden sich Rezeptorproteine, an denen die Hormone andocken können. Dadurch wird dann letztendlich das biochemische Signal, das jedes Phytohormon enthält, ausgelöst (Salisbury und Ross, 1992). Welche physiologische Wirkung durch Hormone ausgelöst werden, hängt neben den bereits oben erwähnten Faktoren auch von der Empfindlichkeit der reagierenden Zellen für das Phytohormon ab, die sich z.B. durch die Anzahl der Rezeptoren,

deren Affinität für das Hormon und der Effektivität des Hormon-Rezeptor-Komplexes erklären lässt. Phytohormone sind meistens chemisch instabil und liegen daher häufig nur temporär vor. Der Bildungs- und Wirkungsort der Hormone muss nicht zwingenderweise verschieden sein; sie können in demselben Gewebe Effekte hervorrufen, in dem sie gebildet wurden. Somit können Phytohormone entweder als transportierbare Botenstoffe dem Informationsaustausch zwischen verschiedenen Geweben dienen oder als ortsgebundene Signalüberträger agieren. Generell können Phytohormone in vielen Teilen des Kormus synthetisiert werden; oftmals wird die Bildung durch Umwelteinflüsse angeregt (Mohr et al., 1992).

2.2.1 Natürliche und synthetische Auxine

Auxine sind von allen Phytohormonen am besten untersucht. Sie wirken auf vielfache Art und Weise. Ihre Wirkung ist je nach Zeitpunkt, Art und Gewebe verschieden (Raven et al., 2005). In hohen Konzentrationen wirken Auxine toxisch, in normalen Konzentrationen sind sie jedoch essentiell für die Zellteilung (Geisler und Murphy, 2006). Man findet sie in allen Gefäßpflanzen, aber auch in Algen (Hobbie, 2003). Sie steuern die Embryonalentwicklung und regulieren die Strukturgestaltung im frühen Entwicklungsstadium einer Pflanze. Ausserdem sind Auxine für die Ausdehnung und Verzweigung von Wurzeln und Sprossen, die Entwicklung von Gefäßgewebe und beeinflussen die Reaktionen auf Licht und Schwerkraft (Hobbie, 2007). Auxine sind des Weiteren einer der Faktoren der apikalen Dominanz, d.h. das Wachstum der Seitenknospen wird völlig oder teilweise gehemmt. Die apikale Dominanz ist bei Pflanzen verschieden ausgeprägt; bei Sonnenblumen ist sie beispielsweise sehr stark. Auxin kann auch als Gegenspieler zu Ethylen agieren; dies ist der Fall, wenn Auxine die Bildung von Trennungsgewebe zum Abwerfen von Blättern oder Früchten verhindern. Eine weitere Funktion der Auxine ist auch die Anregung zur Fruchtbildung (Heldt, 1999).

Natürliche Auxine

Das wichtigste natürliche Auxin ist Indol-3-Essigsäure (IES), das in frisch geschnittenen Monokotyledonen und Dikotyledonen meist mit einer Konzentration von 10 - 100 ng/g vorliegt. Daneben gibt es noch einige andere Komponenten, die Auxinwirkung haben, wie z.B. 4-Chlorindol-3-Essigsäure, Phenylessigsäure und Indol-3-Buttersäure. Es ist jedoch nicht genau bekannt, ob sie intrinsische Auxinaktivität besitzen oder diese erst nach ihrer enzymatischen Umwandlung in IES erhalten. Salisbury und Ross (1992) erwähnen noch drei weitere Verbindungen, die in vielen Pflanzen gefunden wurden und als Auxinvorläufer bezeichnet wurden. Diese sind höchstwahrscheinlich ebenfalls erst nach ihrer Oxidation zu IES aktiv. Es handelt sich um Indolethanal, Indolethanol und Indol-3-acetonitril (s. Abb. 3).

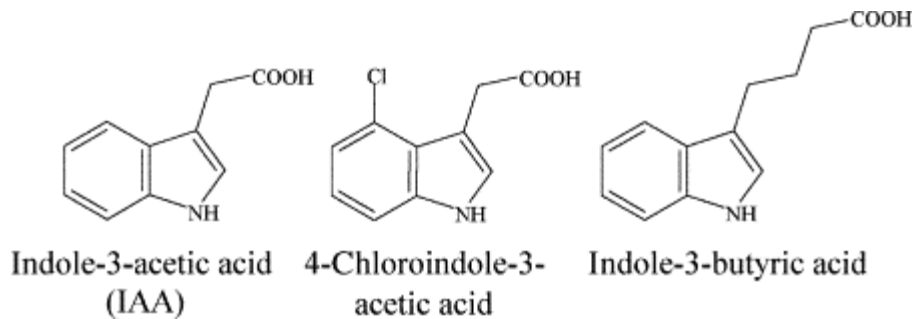


Abb. 3: Chemische Struktur von drei natürlichen Auxinen: Indol-3-Essigsäure, 4-Chlorindol-3-Essigsäure und Indol-3-Buttersäure. (Quelle: Hobbie, 2003)

Synthetische Auxine

Des Weiteren gibt es verschiedene synthetische Auxine, wie z.B. 2,4-Dichlorphenoxyessigsäure (2,4-D), 4-Amino-3,5,6-Trichlorpyridincarbonsäure (Picloram), 2,4,5-Trichlorphenoxyessigsäure (2,4,5-T) oder 1-Naphthalinessigsäure (1-NAA), welche in der Abb. 4 dargestellt sind. Einige der synthetischen Auxine sind stabiler gegen Degradation durch Licht oder Pflanzenenzyme, andere eignen sich als wirkungsvolles Herbizid (z.B. 2,4-D, 2,4,5-T oder Picloram). Die Unkrautbekämpfung zählt heute zu den wichtigsten praktischen Anwendungsgebieten für synthetische Phytohormone (Raven et al., 2005).

Synthetische Auxine, die aufgrund ihrer Eigenschaften auch als Pflanzenwachstumsregulatoren bezeichnet werden (Salisbury und Ross, 1992), werden vielfach auch in der Hortikultur eingesetzt (s. Abb. 4). Stecklinge bilden verstärkt Adventivwurzeln aus, wenn man sie mit synthetischen Phytohormonen in einem geeigneten Medium behandelt. Diese Technik ist eine weitverbreitete Methode, neue Wurzelstöcke für Obstbäume zu ziehen (Delargy und Wright, 1979).

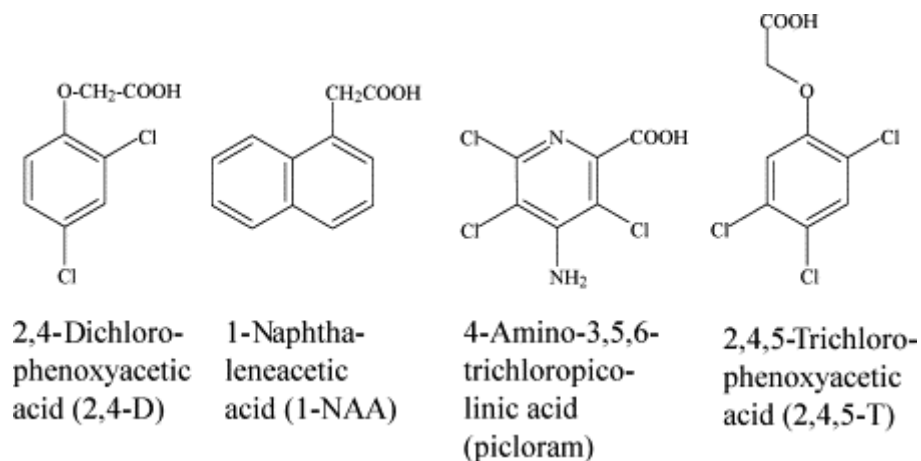


Abb. 4: Chemische Struktur von vier synthetischen Auxinen: 2,4-D, 1-NAA, Picloram und 2,4,5-T. (Quelle: Hobbie, 2003)

Das chemische Charakteristikum aller Auxine ist die Carboxylgruppe (COOH) sowie ein aromatischer Ring (Hobbie, 2007).

2.2.2 Biosynthese, Konjugation und Deaktivierung der Auxine

Biosynthese

Die Bildungsorte von IES sind hauptsächlich in den Meristemen von Pflanzensprossen, jungen Blättern und Samen, Früchten sowie in den Koleoptilenspitzen von Gräsern zu finden. Da dort die Anzahl der Enzyme, die Tryptophan in IES umwandeln, am höchsten ist, wird angenommen, dass dort auch die Hauptorte der Biosynthese von Auxin liegen (Salisbury und Ross, 1992). IES wurde zwar auch in Wurzelspitzen gefunden, es wird jedoch angenommen, dass es über den Zentralzylinder dorthin geliefert wurde (Raven et al., 2005).

IES ist der Aminosäure Tryptophan chemisch sehr ähnlich. Letzteres ist wahrscheinlich eine Ausgangsbasis der Synthese von IES (Salisbury und Ross, 1992). Nach neueren Erkenntnissen gibt es zwei Wege der Biosynthese von Auxin: einen, der als tryptophanabhängig bezeichnet wird und die Aminosäure als Zwischenprodukt enthält und einen anderen, der tryptophanunabhängig ist und bei dem die Aminosäure Tryptophan umgangen wird. Der genaue Ablauf der Bildung ist nicht vollständig geklärt, da sowohl die Zwischen- als auch die Endprodukte in sehr geringen Konzentrationen vorliegen. Zusätzlich können bei biochemischen Experimenten spontane Reaktionen mit mikrobiellen oder pflanzeigenen Enzymen auftreten und die Untersuchung der Auxin- Biosynthese erschweren (Hobbie, 2007).

Welcher Weg für die Synthese von IES eingeschlagen wird, ist je nach Pflanze sehr variabel und hängt zusätzlich noch vom Gewebe und Entwicklungsstadium des Gewächses ab (Hobbie, 2003). IES kann ferner auch von Mikroorganismen, wie z.B. den Pathogenen *Pseudomonas syringiae* und *Agrobacterium tumefaciens*, aus Tryptophan oder von symbiotischen Pilzen, z.B. Mykorrhizen, synthetisiert werden (Perrot-Rechenmann und Napier, 2005).

IES Konjugation und Dekonjugation

Das meiste Auxin in Pflanzen ist durch Esterbindungen an andere Moleküle, z.B. Zucker, Aminosäuren oder Peptide geknüpft. Grob kann festgehalten werden, dass monokotyledone Pflanzen Zuckerkonjugate, dikotyledone Pflanzen hingegen Aminosäurekonjugate akkumulieren (Perrot-Rechenmann und Napier, 2005).

Es wird angenommen, dass diese Konjugate in erster Linie als Auxindepot dienen, jedoch können sie auch Zwischenprodukte der Auxindegredation sein. Des Weiteren sind solche Konjugate bedeutsam für die Regulierung des IES- Levels in einer Pflanze. Viele transgene oder mutante Pflanzen regulieren die Auxinkonzentration in ihren Zellen durch die Bildung von inaktiven Speicherkonjugaten (Hobbie, 2003). Das Auxin kann dann erst durch eine

enzymatische Hydrolyse, bei der das Phytohormon von den Konjugaten abgespalten wird, aktiv werden (Hobbie, 2007).

Deaktivierung

IES wird vor allem via Oxidation durch Sauerstoff und den Verlust der Carboxylgruppe abgebaut. Meistens entsteht dabei 3-Methylenoxindol. Das massgebliche Enzym bei der Zersetzung von IES ist IES Oxidase. Synthetische Auxine und Auxinkonjugate werden durch das Enzym nicht angegriffen und verbleiben daher wesentlich länger in der Pflanze als natürliche Auxine (Salisbury und Ross, 1992).

2.2.3 Auxintransport

Auxin wird in der Regel aktiv von der Sprossspitze zur Basis der Pflanze transportiert. Dieser Transport erfolgt basipetal im Parenchym und nicht in den eigentlichen Transportbahnen des Xylems und Phloems; er wird daher auch als polarer Transport bezeichnet (Raven et al., 2005).

Der polare Auxintransport ist sehr langsam; die Geschwindigkeit von Zelle zu Zelle sowohl im Stängel als auch in den Wurzeln beträgt etwa 10 - 20 mm pro Stunde. Da Auxin im Spross gebildet wird, kommt es zu einem elektrochemischen Gradienten in der Pflanze, der den Antrieb für den Auxintransport darstellt. Auxine werden mit Hilfe von Transportproteinen und unter Energieverbrauch in Form von ATP von Zelle zu Zelle geschleust (Hobbie, 2003).

2.2.4 Effekte von Auxin auf Wurzel- und Sprossformationen

Je nach Spezies und Alter der Wurzeln hat Auxin in sehr niedrigen Konzentrationen (10^{-7} bis 10^{-13} M) einen fördernden Einfluss auf das Längenwachstum von Wurzelstücken oder intakten Wurzeln. Bei höheren Auxinkonzentrationen ist eine Ausdehnung der Wurzeln fast total gehemmt (Salisbury und Ross, 1992). Höhere Auxinkonzentrationen stimulieren bei vielen Pflanzenarten die Produktion von Ethylen, welches bei den meisten Spezies das Wurzellängen- und Stängelwachstum verzögert und Blattabfall herbeiführen kann (Eliasson et al., 1989).

Werden einer Pflanze junge Blätter und Knospen entfernt, fehlt eine wichtige Auxinquelle; es werden weniger Seitenwurzeln ausgebildet. Die Zugabe von künstlichen Auxinen ermöglicht der Pflanze in diesem Fall die Aufrechterhaltung der Produktion von Wurzelmasse. Allerdings gibt es Pflanzenarten, die auch bei einer Entfernung des Sprosses noch laterale Wurzeln ausbilden. Dies führte zur Annahme, dass Wurzeln üblicherweise über ausreichend Auxin für ein normales Wurzelwachstum verfügen; viele abgeschnittene Wurzelstücke wachsen für Tage oder sogar Wochen auch *in vitro* weiter. Ihr weiteres Wachstum hängt also nicht vom Auxin ab, das im Spross produziert wird, sondern sie sind anscheinend fähig, selbst genügend Auxin für ihr Wachstum zu synthetisieren (Salisbury und Ross, 1992).

Ein Einfluss auf die Sprossentwicklung kann erreicht werden, indem man die apikale Dominanz durch Entfernen der Sprossspitze unterbindet oder junge Blätter entfernt. Da dort eine hohe Auxinkonzentration vorliegt, wird die Ausbildung von Leitbündeln zwischen den Seitenknospen zugunsten der Sprossspitze unterbunden und sie werden weniger gut mit Nährstoffen versorgt. In der Hortikultur wird diese Technik bereits geraume Zeit angewandt, da dadurch Zweige und Blätter einer Pflanze vermehrt buschigeres Wachstum vorweisen (Salisbury und Ross, 1992; Perrot-Rechenmann und Napier, 2005).

Für das Phytomanagement ist ein komplexes Wurzelsystem bzw. eine üppige Biomasse vorteilhaft, da so mehr Spurenelemente aufgenommen werden können.

3. Material und Methoden

3.1 Agar Test

Agar ist ein Polysaccharid, welches aus Meeresalgen gewonnen wird. In der Regel wird zur Extraktion die Klasse der Rhodophyceae herangezogen, zu der über 4000 Arten zählen (Beruto et al., 1999). Robert Koch führte vor über 100 Jahren Agar als Nährboden für Pflanzen und Bakterien ein und auch heute noch ist es das meist verwendete Medium in diesem Bereich. Viele Vorteile zeichnen das Substrat aus: Agar ist sehr stabil und von nicht toxischer Natur. Da das Material transparent ist, lässt sich das Wurzelwachstum gut beobachten. Agar ist ausserdem resistent gegen Metabolismus während der Kultivierung. Die Anwendung ist schnell und einfach, so dass viele Proben gleichzeitig angesetzt werden können.

3.1.1 Testaufbau

Set - up der Agarboxen

Es wurden insgesamt sechs verschiedene Auxin-Konzentrationen (10^{-4} M, 10^{-5} M, 10^{-6} M, 10^{-7} M, 10^{-8} M und 10^{-9} M) sowie eine Kontrollgruppe (ohne Auxinzugabe) getestet. Von jeder Reihe wurden pro Versuchspflanze (Weizen, Sonnenblumen) 5 Boxen mit je einer Pflanze angesetzt; zusammen mit der Kontrollgruppe ergab das insgesamt eine Anzahl von 70 Stück.

Die Boxen wurden mit 250 ml 10% -iger Agarlösung und einer Standardnährlösung nach Hoagland gefüllt. Neben den Makro- und Mikronährstoffen wurde ferner ein Molar Blei und die Elemente Kupfer, Zink und Nickel molaräquivalent zum Blei hinzugegeben. Die Konzentration dieser Spurenelemente lag dabei unter dem Toxizitätslevel und es war aus vorherigen Studien bekannt, dass kein Einfluss auf das Wachstum der Pflanzen bestand. Zu der Agarlösung wurde eine IES- Lösung dazugegeben, bis die gewünschte Konzentration erreicht war.

Vor dem Eingiessen in die einzelnen Boxen wurden neben den Flaschen mit den Agarlösungen auch die Behälter und Deckel 15 Minuten lang autoklaviert. Anschliessend wurden in einer Sterilbank die einzelnen Boxen mit Agar gefüllt und nach dem Abkühlen bzw. Erstarren des Agars mit Deckeln verschlossen. Damit während des Versuchs ein Luftaustausch stattfinden konnte und gleichzeitig die sterilen Bedingungen bewahrt blieben, enthielten die Deckel Mikrofilter (s. Abb. 5). Um einen eventuellen Abbau des Auxins durch Licht zu verhindern, wurden die Boxen bis zum Einsetzen der Samen im Schatten aufbewahrt sowie mit Alufolie umwickelt.

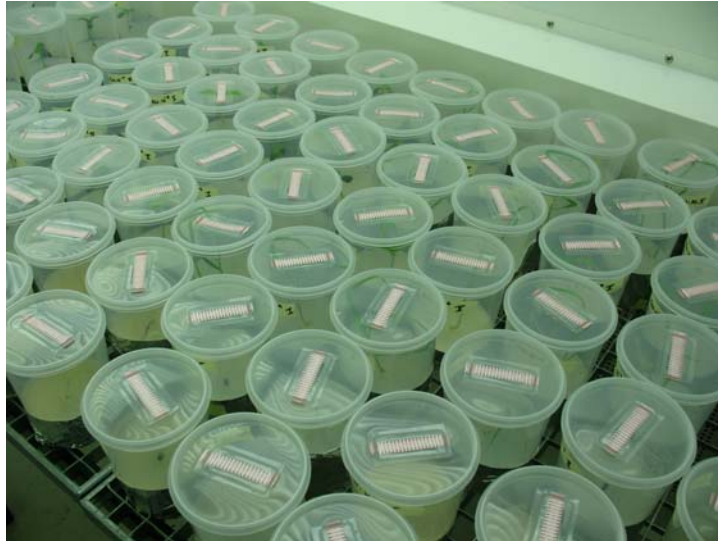


Abb. 5: Agarboxen mit Mikrofilter im Deckel.

Verwendete Samen und Samensterilisation

Die Samen der Versuchspflanzen wurden von der UFA Schweiz bezogen. Es wurde Winterweizen der Sorte Galaxie sowie Sonnenblumen der Sorte Iregi gewählt. Da sowohl Weizen als auch Sonnenblumen Selbstbestäuber sind, war eine Aufzucht in der Klimakammer ohne Windsimulation möglich. Vor der Verwendung der Weizen- und Sonnenblumensamen wurden diese sterilisiert. Zur Sterilisation wurde eine ca. 5 %- ige NaOCl - Lösung hergestellt. Die Samen wurden etwa 15 Minuten in dieser Lösung gereinigt und anschliessend 5 - 6 Mal mit sterilisiertem Wasser abgewaschen.

Samenkeimung

Die Samen wurden für 2 Tage in autoklavierten Petrischalen auf gut angefeuchtetem, zweilagigen und sterilem Filterpapier ausgelegt und mit weiteren zwei Schichten feuchtem Filterpapier bedeckt (s. Abb. 6). Nach beginnender Auskeimung wurde jeweils ein Samen in jede Agarbox eingesetzt.

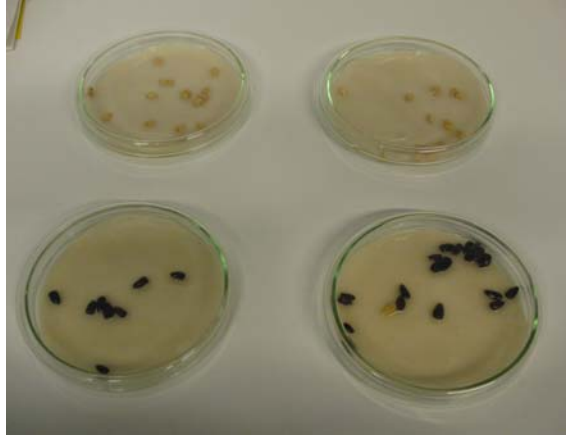


Abb. 6: Petrischalen mit Weizensamen (oben) und Sonnenblumensamen (unten). Nach 2-3 Tagen hat die Mehrzahl der Samen zu keimen begonnen und sie können in die Agarboxen eingesetzt werden.

Die Wurzeln der Pflanzen sollen möglichst gut verteilt im Agar nach unten wachsen, um die Nährstoffe und Spurenelemente optimal aufnehmen zu können. Um zu verhindern, dass die Wurzeln an der Agaroberfläche bleiben, wurden ca. 0.5 cm lange, kleine Plastikringe leicht in das Agar hineingedrückt. In diese Ringe wurden die ausgekeimten Samen hineingelegt und die Behälter wieder verschlossen (s. Abb. 7). Anschliessend wurden die Pflanzen für ca. 2 - 3 Wochen in einer Klimakammer mit einem Tages- und Nachtrhythmus von 16 bzw. 8 Stunden gehalten. Es wurde jeweils eine Stunde dazwischen geschaltet, die den Sonnenauf- bzw. untergang simulierte. Die Temperatur tagsüber betrug dort 22° C, nachts 15° C; die Luftfeuchtigkeit lag permanent bei 75 %.

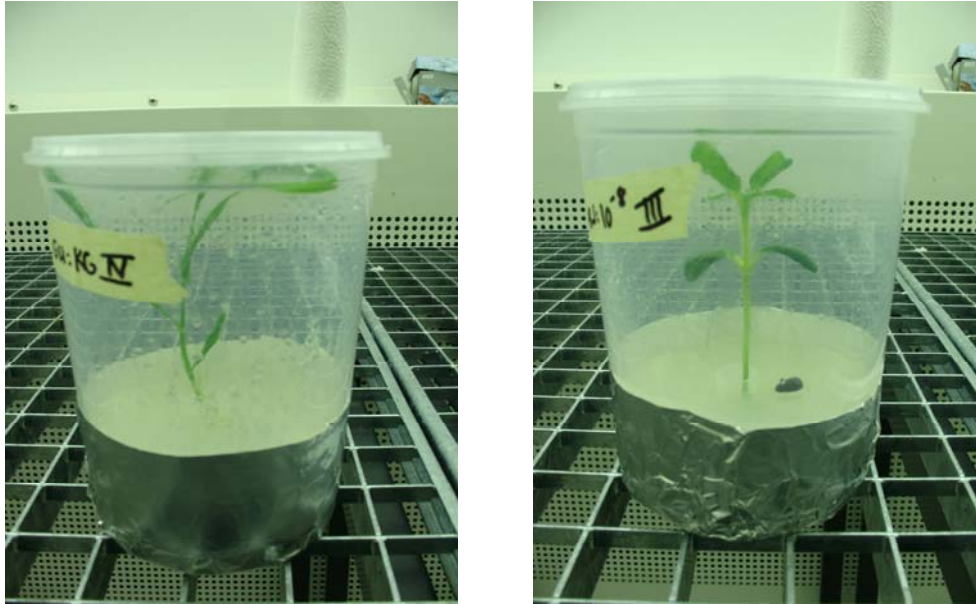


Abb. 7: Agarboxen mit Weizen (Kontrollgruppe, Boxnummer IV) links und Sonnenblume (Auxinkonzentration 10^{-8} M, Boxnummer III) rechts nach 15 Tagen in der Klimakammer.

Austausch nicht gewachsener Samen

Nach einer Woche wurde überprüft, welche Keimlinge in den Agarboxen seit ihrer Einsetzung nicht weiter gewachsen waren. Dies war bei 9 Boxen mit Sonnenblumen und bei 10 Boxen mit Weizen der Fall. Die Samen wurden in der Sterilbank durch neue, gekeimte Samen ersetzt. Bei den Sonnenblumen waren alle fünf Boxen mit der Auxinkonzentration 10^{-4} M sowie vier Boxen der Auxinkonzentration 10^{-5} M betroffen. Beim Weizen mussten ebenfalls alle fünf Boxen mit der höchsten Auxinkonzentration 10^{-4} M und zwei Boxen mit der Konzentration 10^{-5} M sowie drei Boxen der Konzentration 10^{-8} M mit neuen Samen versehen werden.

Ernten der Versuchspflanzen

Die Weizenpflanzen wurden nach 19, die Sonnenblumen nach 20 Tagen geerntet. Zum Erntezeitpunkt hatten sich nur die Laubblätter entwickelt und es war noch kein Ansatz einer Blütenanlage bzw. einer Ähre zu erkennen. Zuerst wurden die Plastikringe entfernt. Anschliessend wurden die Pflanzen vorsichtig aus den Boxen herausgenommen und das restliche Agar mit deionisiertem Wasser abgewaschen. Dies gestaltete sich besonders bei den empfindlichen Seitenwurzeln als schwieriges Unterfangen. Teilweise kam es zu Verlusten der feinen Wurzelmasse. Der Pflanzenspross wurde von den Wurzeln abgeschnitten. Die Länge der Hauptwurzel sowie die Länge des Pflanzensprosses wurde gemessen; des Weiteren wurde auch die Anzahl der Blätter notiert. Von jeder Pflanze wurde ein Scanning- Foto angefertigt, um vom Spross und der Wurzel einen besseren Eindruck zu bekommen (s. Abb. 8). Die geernteten Versuchspflanzen wurden anschliessend 4 Tage bei 60°C getrocknet.



Abb. 8: Scanning- Fotos von einer Weizenpflanze mit Wurzel (Kontrollgruppe, Boxnummer III) links sowie einer Sonnenblume mit Wurzel (Auxinkonzentration 10^{-9} M, Boxnummer V) rechts.

Aufschluss

Nach der Trocknung wurden die Pflanzenproben mit 65%-iger Salpetersäure (Merck, 1.00456.) aufgeschlossen. Dabei wird die organische Substanz zerstört und in wässrige Lösung überführt. Somit kann der Gehalt der Spurenelemente später mittels IPC-OES- Messung optimal gemessen werden. Dazu wurden Teflonröhrchen mit grob zerkleinertem Wurzel- oder Sprossmaterial gefüllt; die organischen Substanz wurde vorher gewogen, da das Gewicht für spätere Berechnungen der Spurenelementkonzentration essentiell ist. Die Werte lagen in der Regel zwischen 10-40 mg. Alle Röhrchen wurden mit 3 ml Salpetersäure gefüllt und verschlossen.

Die Behälter mit der organischen Substanz wurden danach in einem Mikrowellenofen auf ca. 200° C erhitzt, um das Material vollständig aufzuschliessen. Dazu wurden jeweils zwei Röhrchen mit entweder Wurzel- oder Sprossmaterial in eine grössere Teflonröhre gegeben; des weiteren wurde 10 ml Wasserstoffperoxid hinzugefügt, um das freiwerdende Kohlenstoffdioxid zu absorbieren und somit den Druck in den Teflonröhren zu reduzieren.

Um die Qualität der Messung zu überprüfen, wurden zusätzlich auch Blindproben mit Salpetersäure sowie Proben mit Referenzmaterialien aus Olivenblättern (BCR No 62) und verschiedenen Buschästen- und blättern (NCS DC 73349) mit aufgeschlossen. Nach der Aufbereitung in der Mikrowelle wurde das aufgelöste Probenmaterial in Plastikröhrchen umgefüllt und bis 10 ml mit Nanopurwasser aufgefüllt.

ICP-OES- Messung der Proben

Die Proben wurden alle mittels ICP - OES gemessen. Dabei wurden folgende Elemente aus dem aufgeschlossenen Pflanzenmaterial analysiert: Calcium, Magnesium, Eisen, Kalium, Mangan, Kupfer, Blei, Nickel und Zink.

3.1.2 Ethanoltest

Ethanol ist nötig, um Auxin vollständig aufzulösen. In der höchsten Auxinkonzentration (10^{-4} M), die im Agartest verwendet wurde, lag die Ethanolkonzentration bei 1%. Da ein Einfluss auf das Wachstum der Pflanzen durch Ethanol bei dieser Konzentration nicht ausgeschlossen werden konnte, wurde ein Test zur Überprüfung durchgeführt. Es wurden Agarlösungen mit 1% (vorhanden in der Auxinkonzentration 10^{-4} M), 0.1% (vorhanden in der Auxinkonzentration 10^{-5} M), 0.01% (vorhanden in der Auxinkonzentration 10^{-6} M) und 0.001% Ethanol (vorhanden in der Auxinkonzentration 10^{-7} M) sowie eine Kontrollgruppe vorbereitet. Von jeder Ethanolkonzentration bzw. der Kontrollgruppe wurden je fünf Boxen mit Weizen und Sonnenblumen angesetzt. Die übrigen Inhaltsstoffe (Makro- und Mikronährstoffe, Spurenelemente) wurden- wie beim Set up der Agarboxen weiter oben beschrieben- ebenfalls hinzugefügt. Nach dem Einsetzen der ausgekeimten Samen wurden die Behälter in einer Klimakammer mit den gleichen Konditionen wie die übrigen Agarboxen gehalten. Nach 18 Tagen wurden die Pflanzen geerntet, gewaschen sowie Sprosse und Wurzeln getrennt. Anschliessend wurden die Pflanzenteile bei 60°C vier Tage getrocknet und danach gewogen.

Bei der höchsten Ethanolkonzentration von 1%, die auch in der Auxinkonzentration 10^{-4} M vorhanden war, liess sich deutlich ein reduzierender Einfluss auf das Wachstum sowohl beim Weizen als auch bei den Sonnenblumen feststellen. Hier wurden die geringsten Werte für das Trockengewicht der Wurzeln als auch der Sprosstteile vorgefunden. Bei den übrigen Ethanolkonzentrationen und der Kontrollgruppe waren stets deutlich höhere Werte für die Biomasse vorzufinden als bei der 1%- igen Ethanolkonzentration und es konnte kein Einfluss mehr auf das Wachstum der Pflanzen durch Alkohol festgestellt werden. Aufgrund dessen wurden die Werte der Auxinkonzentration 10^{-4} M von beiden Versuchspflanzen im Agartest aus den Untersuchungen gestrichen.

3.2 Topfpflanzenexperiment

3.2.1 Versuchsböden

Um die Übertragbarkeit des Agartests auf "reale" Bedingungen zu testen, wurde der Versuch auch unter Verwendung von zwei verschiedenen Bodentypen statt Agar durchgeführt.

Der unkontaminierte Boden stammte von einem Ökosystemexperiment an der WSL in Birmensdorf. Es wurde nur der Oberboden, bestehend aus leicht saurem Lehm, verwendet. Dieser stammte ursprünglich von einem Ackerboden nahe des Ortes Birr, welcher 405 m ü.M. im Kanton Aargau liegt (65° 76'46" Nord und 25° 42'04" Ost). Die Gegend um die Gemeinde Birr ist eine landwirtschaftlich intensiv genutzte Ebene. In der FAO Klassifikation war der Boden als Luvisol eingestuft worden (Zhao, 2006).

Der andere kontaminierte Versuchsboden stammte von einem 432 m ü.M. hoch gelegenen Feld bei Witzwil im Berner Seeland (46° 58' 60" Nord und 7° 2' 60" Ost). Diese Region, welche ursprünglich ein grosses Moorgebiet war, konnte aufgrund der 1. Juragewässerkorrektur (1868-1890) und Meliorationsarbeiten landwirtschaftlich genutzt werden. Da der Boden jedoch relativ arm an Nährstoffen war, wurde er von 1913- 1954 mit Siedlungsabfällen der Stadt Bern gedüngt. Zu Beginn waren dies hauptsächlich organische Abfälle, die einen hohen Pflanzennährstoffgehalt aufwiesen. Im Verlauf der Zeit jedoch sank die Qualität der dort entsorgten Materialien rapide ab, so dass der Anteil an nicht zersetzbaren und toxischen Stoffen zunahm und der Boden als daraus resultierende Konsequenz stark mit Schwermetallen kontaminiert wurde (Rytz, 2001).

Zur Bestimmung der Elementkonzentrationen wurde eine Röntgenfluoreszenz-spektroskopie (XRF) durchgeführt. Dazu wurde der zuvor getrocknete Versuchsboden 20 Sekunden lang fein gemahlen. Danach wurden 4 g Boden mit 0.9 g Wachs 8 Minuten unter Zugabe zweier 9 mm Polyamid-Kugeln bei 17 Schwingungen / Sekunde geschüttelt. Das homogenisierte Wachs - Proben - Gemisch wurde zu Pellets mit 32 mm Durchmesser gepresst und anschliessend mit dem XRF Gerät Spectro X Lab 2000 analysiert.

Für die beiden Versuchsböden können die chemisch- physikalischen Angaben sowie die Daten der XRF- Analysen in den Tabellen 1 und 2 entnommen werden.

Tab. 1: Physikalische und chemische Charakteristika des unkontaminierten Versuchsbodens vom WSL (Nowack et al., 2006) und des kontaminierten Versuchsbodens aus Witzwil (Altorfer, 2007).

	Sand	Silt	Ton	pH- Wert	C _{org}	Carbonatanteil
Unkontaminierter Boden	35.5 %	49.4 %	15.1 %	6.4	1.5 %	≤0.1 %
Kontaminierter Boden	56.9 %	24.4 %	18.8 %	7.4	12.2 %	3.8 %

Tab. 2: Elementkonzentrationen im unkontaminierten und kontaminierten Versuchsboden, gemessen mit XRF (*µg/g bzw. ^x mg/g).

	Unkontaminierter Boden	Kontaminierter Boden
Blei	28*	871*
Cadmium	2*	≤ 0.4*
Calcium	4 ^x	38 ^x
Chlor	78*	102*
Eisen	15 ^x	41 ^x
Kalium	14 ^x	12 ^x
Kupfer	11*	709*
Magnesium	4 ^x	4 ^x
Mangan	0.5 ^x	1 ^x
Nickel	19*	83*
Molybdän	4*	5*
Phosphor	1 ^x	3 ^x
Zink	48*	945*

3.2.3 Versuchsaufbau und Behandlung

Es wurden diesmal fünf verschiedene Auxinkonzentrationen- von 10^{-5} M bis 10^{-9} M- verwendet sowie die Kontrollgruppen. Die Auxinlösungen enthielten diesmal nur die jeweilige Konzentration des Phytohormons und Wasser. Die Kontrollgruppe erhielt während des ganzen Experiments nur Wasser. Die Versuchspflanzen waren wiederum Weizen und Sonnenblumen. Von jeder Pflanze wurden je Konzentration bzw. je Kontrollgruppe fünf Replikate angesetzt, so dass sich eine totale Anzahl von 120 Töpfen ergab.

Es wurden ca. 250 - 300 g (Trockengewicht) gut durchmischte Erde in einem Topf mit einem Durchmesser von 10 cm und einer Höhe von 7.5 cm hineingegeben. Steine oder andere Gegenstände (≥ 1 mm) wurden ausgesiebt. Pro Topf wurden 3 - 4 Pflanzensamen eingesetzt, leicht mit Erde zugedeckt und gegossen. Die Töpfe wurden anschliessend unter den gleichen Konditionen wie beim Agartest in der Klimakammer gehalten (s. Punkt 3.1.1).

In der ersten Woche des Versuchs wurden den Topfpflanzen noch keine Auxinlösungen verabreicht, da das Auskeimen der Samen abgewartet werden sollte. Die Pflanzen wurde nach Bedarf mit Wasser gegeben, was alle 2 Tage der Fall war.

Eine Woche nach Beginn des Versuchs wurden die Pflanzen soweit ausgedünnt, dass nur noch eine Pflanze pro Topf vorhanden war. Bei drei Töpfen des unkontaminierten Versuchsboden waren keine Samen ausgekeimt und neue wurden eingesetzt. Da Auxin relativ schnell durch UV-Strahlen abgebaut wird, wurde die Technik des Begiessens mit den Auxinlösungen gewählt.

Dadurch konnte auch der Verdunstungsfaktor limitiert werden. In jeden Topf - ausser der Kontrollgruppe - wurde die jeweilige Auxinlösung bis zur Feldkapazität zugegeben; dies waren zu Beginn 20 - 30 ml. Im Verlauf des Versuchs wurde mit zunehmender Pflanzengrösse die Menge auf 50 ml gesteigert. Die Auxinlösungen wurden dreimal pro Woche verabreicht und explizit nur in die Erde gegossen, da eine Aufnahme über die Blätter oder den Spross andere, unerwünschte Effekte hervorrufen kann. Nach jedem Giessen wurden die Pflanzentöpfe neu positioniert, um eventuelle kleinere Standortunterschiede in der Klimakammer auszugleichen (s. Abb. 9).



Abb. 9: Sonnenblumen- und Weizenpflanzen mit den zwei verschiedenen Bodensorten in der Klimakammer.

3.2.3 Ernte, Aufschluss und Probenmessung

Die Pflanzen wurden nach 5 Wochen Wachstum geerntet; insgesamt also wurden sie 4 Wochen mit Auxinlösung bewässert. Bevor der Spross ca. 1 cm über der Erde abgeschnitten wurde, wurde die Anzahl der Blätter festgehalten und die Pflanzenhöhe gemessen. Bei den Sonnenblumen wurde ferner auch die maximale Blattspannweite festgehalten. Anschliessend wurden die Pflanzen mit deionisiertem Wasser gewaschen, um sie von oberflächlichen Verschmutzungen zu reinigen und danach 2 Tage bei 60°C getrocknet. Anschliessend wurde das Totalgewicht der getrockneten Pflanzensprosse ermittelt. Die Ermittlung des Trockengewichts der Wurzeln erwies sich als äusserst schwierig. Beim Abwaschen der Erde waren die Verluste so gross, dass letztendlich auf diese Untersuchung verzichtet wurde. Für die Einwaage des Sprossmaterials, das aufgeschlossen werden sollte, wurden die getrockneten Pflanzen grob zerkleinert, um eine gute Durchmischung des Pflanzenmaterials zu erreichen. Bei den Sonnenblumen wurden die untersten zwei Blätter dabei ausgelassen, da dies die Keimblätter

(Kotyledone) sind und diese ein anderes Aufnahmeverhalten bezüglich Spurenelementen zeigen. Die eingewogene Biomasse der Pflanzen für den Aufschluss lag beim Weizen zwischen 40 - 50 mg und bei den Sonnenblumen zwischen 60 - 70 mg. Der Aufschluss der Proben sowie deren Messung mittels ICP - OES erfolgte analog wie in Punkt 3.1.1 beschrieben.

3.3 Datenanalyse

Sowohl der Agartest als auch der Topfpflanzenversuch waren explorative Experimente und dienten in erster Linie der Gewinnung von qualitativen Resultaten. Laut unseren Hypothesen kann Auxin die Aufnahme von Spurenelementen verändern, jedoch wurden keine spezifischen Voraussagen, wie z.B. dass die Aufnahme von Zink in Sonnenblumen bei einer bestimmten Auxinkonzentration ansteigt, getroffen. Aus diesem Grund wurden sechs verschiedene Auxinkonzentrationen und neun Spurenelemente mit zwei physiologisch unterschiedlichen Pflanzen in drei Medien getestet, was eine totale Anzahl von 324 möglichen Tukeytests ergibt. Mindestens 16 (= 5%) würden falsch positiv getestet werden, was zu irreführenden oder inkorrekten Schlussfolgerungen führen würde. Unser Ziel war, vielversprechende Bereiche für zukünftige Experimente zu finden und mit wesentlich spezifischeren Hypothesen zu testen. Daher wurde auf eine intensive statistische Untersuchung verzichtet und der Schwerpunkt auf eine deskriptive Analyse der Ergebnisse gelegt (A. Papritz, persönliche Mitteilung).

Es wurden Daten für die Parameter Trockenbiomasse, Spross- und Wurzellänge, Blattanzahl, Blattspannweite der Sonnenblumen und Spurenelementaufnahme erhoben. Dabei lag der Fokus auf den Verteilungen, den Mittelwerten und den Standardfehlern der gemessenen Parameter. Bei den Daten der Spurenelementaufnahme wurden die Elemente mit ähnlichen Kurvenverläufen bezüglich der Konzentrationsverteilung in den verschiedenen Auxingruppen zusammengefasst und ihre relative prozentuale Konzentration bezogen auf die Kontrollgruppe (= 100%) errechnet.

4. Ergebnisse

Es werden erst die Resultate der gewogenen Trockenbiomasse sowie der gemessenen Parameter Blattzahl, Wurzel- und Sprosslänge und Spurenelementaufnahme von den Sonnenblumen, dann von den Weizenpflanzen vorgestellt. Aus den folgenden Darstellungen der Ergebnisse wurden unterentwickelte oder nicht gewachsene Pflanzen herausgenommen; es wurde jedoch sichergestellt, dass jede Untersuchungsgruppe noch mindestens drei verwertbare Replikate enthielt.

4.1 Sonnenblumen

4.1.1 Biomasse

Agartest

Für die Konzentration 10^{-5} M wurden nur sehr niedrige Trockengewichtswerte ermittelt, da hier vier der fünf Samen ausgetauscht worden waren und eine kürzere Wachstumszeit die Folge war. Daher wurde diese Gruppe aus den Analysen ausgeklammert. Abb. 10 zeigt die Durchschnittswerte für die Trockenbiomasse der Wurzel- und Sprosteile.

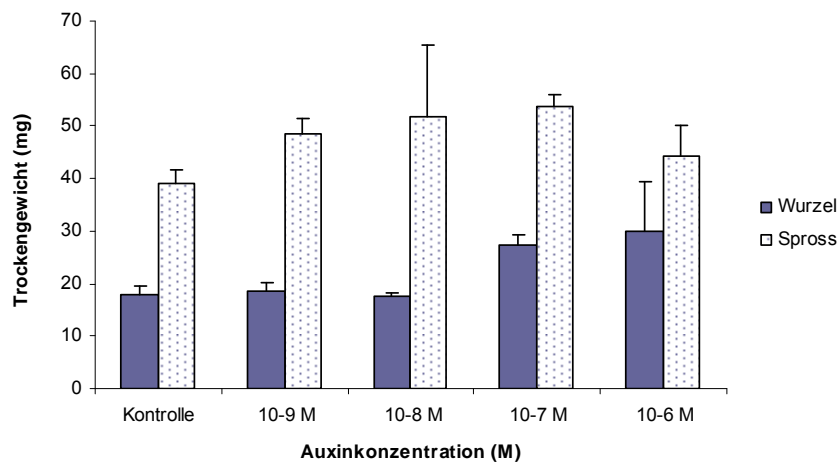


Abb. 10: Das durchschnittliche Trockengewicht der Sonnenblumen im Agartest in mg für die Wurzeln und die Sprosteile mit den jeweiligen Standardfehlern.

Die Sprossgewichte lagen deutlich über denen der Wurzeln. Die höchsten Werte für die Sprosse wurden in der Gruppe 10^{-7} M mit durchschnittlich 53.6 mg vorgefunden; für die Wurzelbiomasse sind die höchsten Werte mit ca. 30 mg in der Auxinkonzentration 10^{-6} M vorhanden. Auffallend ist, dass die Biomasse der Sprosse in den Auxinbehandlungen stets höher war als in der Kontrollgruppe; die Werte sind mit knapp 40 mg dort am niedrigsten. Ebenso macht sich der grosse Standardfehler in der Gruppe 10^{-8} M bemerkbar, was darauf zurück zu führen ist, dass der

niedrigste Wert in dieser Gruppe für einen Spross gut 25 mg war, der höchste 68 mg. Diese weite Spanne spiegelt sich in dieser Abbildung beim Standardfehler wider.

Die Wurzelbiomasse unterscheidet sich bei den Konzentrationen 10^{-8} M, 10^{-9} M sowie bei der Kontrollgruppe kaum; der Wert liegt stets um die 18 mg herum. Deutlich höhere Wurzelbiomasse ist bei den beiden niedrigeren Auxingruppen 10^{-6} M und 10^{-7} M vorhanden. Hier schwanken die Werte um die 30 mg und sind damit fast doppelt so hoch.

In Tab. 3 ist das Trockengewicht der Pflanzen im Wurzel : Spross Verhältnis abgebildet. Mit 0.7 ist es in der niedrigsten Auxinkonzentration 10^{-6} M am höchsten. Der Unterschied zwischen Spross- und Wurzelbiomasse ist hier also am wenigsten ausgeprägt. In den übrigen Gruppen schwanken die Werte für dieses Verhältnis zwischen 0.4 - 0.5; die Wurzelmasse beträgt knapp die Hälfte der Trockensprossmasse. Es lassen sich nur geringe Unterschiede zwischen den einzelnen Konzentrationen und der Kontrollgruppe ausmachen.

Tab. 3: Das durchschnittliche Wurzel:Spross Verhältnis der Sonnenblumen im Agartest mit dem jeweils dazugehörigen Standardfehler.

Auxinkonzentration	Ø Wurzel : Spross
Kontrolle	0.5 (0.0)
10^{-9} M	0.4 (0.0)
10^{-8} M	0.4 (0.1)
10^{-7} M	0.5 (0.0)
10^{-6} M	0.7 (0.3)

Topfpflanzenexperiment

In der Abb. 11 können die durchschnittlichen Trockengewichte der Sprosssteile im Topfpflanzenversuch für die Sonnenblumen betrachtet werden.

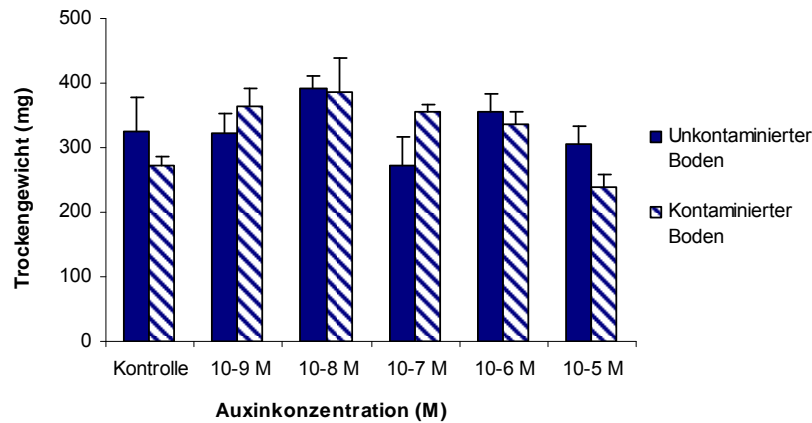


Abb. 11: Durchschnittliche Trockengewichte der Sonnenblumensprosse im Topfpflanzenversuch für beide Versuchsböden. Die Fehlerbalken stehen für die Standardfehler.

Die niedrigsten Werte für den unkontaminierten Versuchsboden wurden bei der Auxinkonzentration 10^{-7} M mit knapp 275 mg gemessen; beim kontaminierten Boden sind die Werte in der Gruppe 10^{-5} M mit 240 mg am geringsten. Die höchsten Werte von ca. 390 mg wurden bei beiden Böden bei einer Auxinkonzentration von 10^{-8} M erreicht. Beim unkontaminierten Boden ist kein eindeutiger Trend in der Verteilung der Gewichte ersichtlich; die Werte schwanken unregelmässig zwischen den Gruppen. Beim kontaminierten Versuchsboden fällt auf, dass ausser bei der höchsten Auxinkonzentration 10^{-5} M die Werte stets über denen der Kontrollgruppe liegen und mehr als gute 300 mg betragen. Hier kann also ein deutlicher Zuwachs der Biomasse bei den niedrigeren Auxinkonzentrationen verzeichnet werden.

4.1.2 Blattanzahl, Wurzel- und Sprosslängen

Agartest

Die Sonnenblumen wurden nach 20 Tagen Wachstum geerntet, gewaschen und die Parameter Blattanzahl, Spross- und Wurzellänge erfasst.

Die Blattanzahl betrug bei allen Gruppen im Schnitt sieben Stück und wies somit genau wie beim Weizen wenig Differenzen auf. Die Durchschnittswerte der Wurzel- und Sprosslängen sind in der Abb. 12 unten abgebildet.

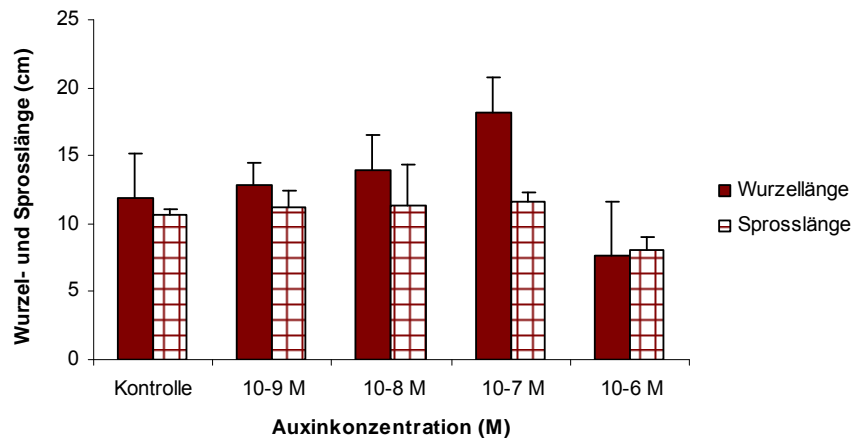


Abb. 12: Durchschnittliche Hauptwurzeln- und Sprosslängen der Sonnenblumen im Agartest mit dem jeweiligen Standardfehler.

Die geringsten Werte in den Längen für Spross und Wurzel wurden in der Auxinkonzentration 10^{-6} M ermittelt, obwohl dort das höchste Trockengewicht bei den Wurzeln gewogen wurde. Auf den Fotos der gescannten Wurzeln ist ersichtlich, dass die Wurzeln in dieser Gruppe 10^{-6} M wesentlich buschiger und kürzer als bei den übrigen Konzentrationen waren, so dass das höhere Gewicht wahrscheinlich darauf zurückzuführen ist. Auch die Sprosslänge ist hier am niedrigsten, obwohl das Gewicht für diesen Pflanzenteil höher war als in der Kontrollgruppe und sich nicht übermäßig von den Sprosstrockengewichten der anderen Gruppen unterschied.

Auffallend ist, dass die Länge der Hauptwurzel meist grösser war als der dazugehörige Spross, obwohl das Gewicht der Wurzeln immer kleiner als der Spross war (s. Punkt 4.1.2). Am deutlichsten ist dies in der Konzentration 10^{-7} M zu erkennen. Hier ist die Wurzellänge am grössten und auch das Gewicht der Wurzelbiomasse war hier am höchsten.

Die Sprosslängen unterscheiden sich kaum; die Werte bewegen sich stets um die 11 cm, obwohl das Trockengewicht der Sprosse von 10^{-7} M bis 10^{-9} M abnahm und in der Kontrollgruppe am niedrigsten ist. Die Werte für die Hauptwurzellängen hingegen variieren; sie sinken kontinuierlich von der Auxingruppe 10^{-7} M mit gut 18 cm über 10^{-9} M mit knapp 13 cm bis zur Kontrollgruppe mit knapp 12 cm. Beim Trockengewicht der Wurzeln ist diese Abnahme weniger stark ausgeprägt.

Topfpflanzenexperiment

Bei den Sonnenblumen waren die meisten Blätter pro Pflanze mit 12 im Mittel bei der Gruppe 10^{-6} M für den unkontaminierten Boden zu verzeichnen; für den kontaminierten Boden waren die Maxima bei den drei niedrigsten Auxinkonzentrationen mit gut 12 Blättern zu finden. Bei den Sonnenblumen ist im kontaminierten Boden ferner ein leichter, aber kontinuierlicher Anstieg von

etwa zwei Blättern im Schnitt von der höchsten zur niedrigsten Auxinkonzentration zu verzeichnen; in der Kontrollgruppe sind zusammen mit der Gruppe der höchsten Auxinkonzentration 10^{-5} M mit 10 Stück die wenigsten Blätter vorhanden. Auch im unkontaminierten Boden wurden die wenigsten Blätter bei der höchsten Konzentration 10^{-5} M mit 10 Stück gebildet.

Die Werte der Sprosslängen sind für beide Böden in Abb. 13 dargestellt. Bei der Sonnenblume waren die höchsten Pflanzensprosse für den unkontaminierten Versuchsboden in der Gruppe der zweitniedrigsten Auxinkonzentration 10^{-8} M zu finden; sie erreichen dort im Schnitt eine Grösse von 18 cm. In dieser Gruppe war auch das Trockengewicht am höchsten. In der Kontrollgruppe und bei der Auxinkonzentration 10^{-7} M waren mit knapp 12 cm die kleinsten Sonnenblumen vorhanden. Wie schon beim Weizen schwanken die Werte ansonsten für den ersten Versuchsboden unregelmässig und erreichen in den übrigen Gruppen eine Grösse um die 15 cm herum.

Beim kontaminierten Versuchsboden kann ein nahezu konstanter Anstieg der Werte von der Auxinkonzentration 10^{-5} M mit 14 cm zu 10^{-9} M mit 16 cm beobachtet werden. Die niedrigsten Werte für die Sprosshöhe werden bei den Sonnenblumen in der Kontrollgruppe mit beinahe 13 cm verzeichnet. Diese Ergebnisse harmonisieren mit denen der Trockengewichtsmessungen.

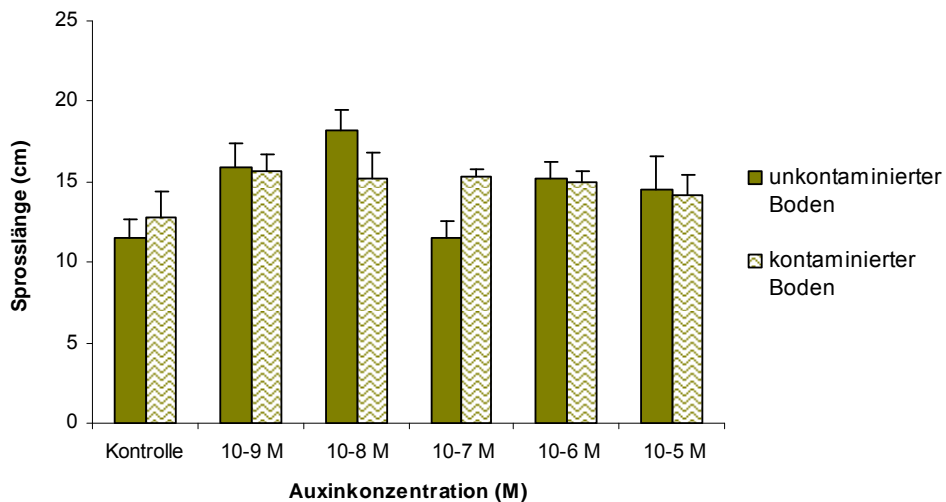


Abb. 13: Durchschnittliche Sprosslänge der Sonnenblumen mit Standardfehlern für beide Versuchsböden im Topfpflanzenexperiment.

4.1.3 Blattspannweite

Bei den Sonnenblumen wurde beim Topfpflanzenexperiment vor dem Trocknen die maximale Blattspannweite gemessen. Dadurch können Aussagen über die Morphologie und die Blattgröße bzw. Fotosyntheseleistung einer Pflanze gemacht werden. Die Blattspannweite wurde von der Blattspitze zur gegenüberliegenden Blattspitze der längsten Blätter gemessen.

Die Blattspannweiten der Sonnenblumen im unkontaminierten Versuchsboden zeigen weniger Aussagekräftiges an (s. Abb. 14). Es ist zwar festzuhalten, dass hier ein fast konstanter Anstieg mit geringer werdender Auxinkonzentration zu verzeichnen ist; der Unterschied zwischen der höchsten (10^{-5} M) und der niedrigsten Konzentration (10^{-9} M) beträgt jedoch nur zwei Zentimeter. Die Werte für die höchste Auxinkonzentration 10^{-5} M und für die Kontrollgruppe sind bei beiden Versuchsböden nahezu identisch.

Die Blattspannweiten der Sonnenblumen im kontaminierten Versuchsboden (s. Abb. 14) hingegen weisen von der höchsten zur niedrigsten Auxinkonzentration ebenfalls einen konstanten, aber deutlichen Zuwachs um ca. 1 cm vor und erreichen ihren maximalen Wert bei der Gruppe 10^{-9} M mit knapp 17 cm. Die Blattspannweiten der Pflanzen in der Kontrollgruppe des kontaminierten Bodens waren mit ca. 13 cm deutlich niedriger als in den Auxinkonzentrationen 10^{-6} M bis 10^{-9} M.

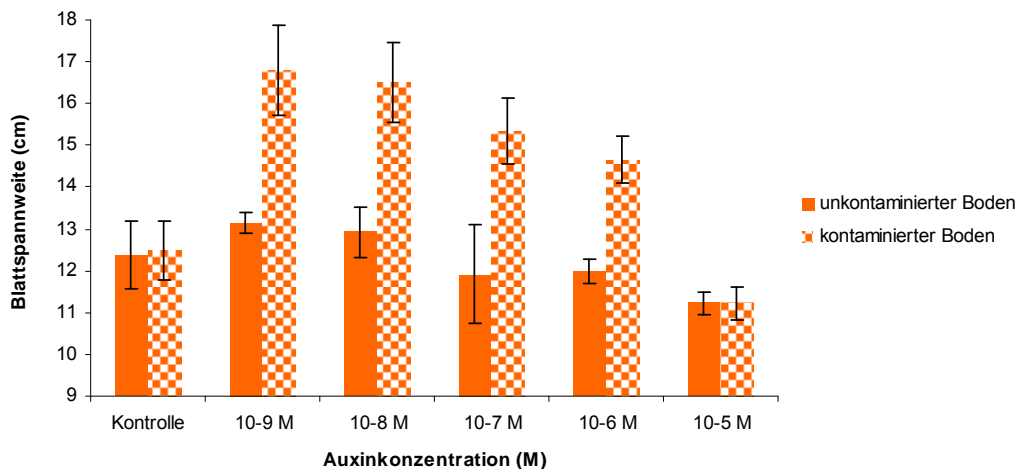


Abb. 14: Die durchschnittlichen maximalen Blattspannweiten der Sonnenblumensprosse im Topfpflanzenexperiment für beide Versuchsböden. Die Fehlerbalken stehen für die jeweiligen Standardfehler.

4.1.4 Aufnahme der Spurenelemente

Laut Literatur (s. Tab. 4) können folgende Werte für Mineralstoffgehalte bei Sonnenblumen in den oberen Blättern erwartet werden:

Tab. 4: Ausreichende Mineralstoffgehalte in den Blättern der Sonnenblume nach Bergmann (1993) und dem World Fertilizer Use Manual (10 g / kg TS = 1 %).

	% des Trockengewichts			mg / kg TS			
	Ca	K	Mg	Cu	Mn	Zn	Fe
Bergmann, 1993	0.8 - 2.0	3.0 - 4.5	0.3 - 0.8	10.0 - 20.0	25.0 - 100.0	30.0 - 80.0	-
World Fertilizer Use Manual	2.18	3.91	0.32	12.5	44.8	45.8	107

Starke Abweichungen nach unten bedeuten Mangel; erhöhte Gehalte stellen eine unökonomische Ernährung der Pflanze dar und können die Toxizitätsstufe erreichen (Bergmann, 1993). In allen drei Medien lagen die Werte meistens im Normalbereich, nur Eisen wies niedrigere Konzentrationen auf als im World Fertilizer Use Manual angegeben ist. Für Agar und den unkontaminierten Boden waren ausserdem die Werte für Zink und Mangan deutlich erhöht. Da die Sonnenblumen jedoch normal wuchsen und keine Mangelsymptome aufwiesen, kann davon ausgegangen werden, dass dies keinen negativen Einfluss hatte.

Agartest

Es wurde eine separate Messung von Wurzel- und Sprosstteilen durchgeführt. Tab. 5 und Tab. 6 unten zeigen die gemessenen Konzentrationen für die beiden Pflanzenteile der Sonnenblumen.

Tab. 5: Konzentrationen des ICP - OES für die Sonnenblumenwurzeln im Agartest. In den Klammern ist der jeweilige Standardfehler angegeben.

Element	Einheit	Auxinkonzentration				
		Kontrolle	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁸ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M
Ca	g / kg TS	5.96 (0.3)	3.91 (1.3)	4.60 (2.1)	5.42 (0.7)	5.76 (0.6)
K	g / kg TS	27.05 (2.4)	18.68 (0.9)	12.52 (5.6)	20.64 (5.5)	11.89 (3.1)
Mg	g / kg TS	2.69 (0.4)	1.75 (0.6)	2.01 (0.8)	2.55 (0.1)	2.17 (0.6)
Cu	mg / kg TS	237 (12)	164 (58)	168 (55)	251 (24)	211 (42)
Fe	mg / kg TS	498 (95)	407 (67)	430 (109)	435 (60)	267 (55)
Ni	mg / kg TS	210 (14)	145 (56)	133 (58)	209 (19)	182 (55)
Pb	mg / kg TS	72 (14)	111 (25)	110 (35)	120 (8)	104 (21)
Zn	mg / kg TS	380 (17)	183 (45)	256 (88)	383 (91)	222 (41)

Tab. 6: Elementkonzentrationen der Sonnenblumensprosse im Agartest. In den Klammern ist der jeweilige Standardfehler angegeben.

Element	Einheit	Auxinkonzentration				
		Kontrolle	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁸ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M
Ca	g / kg TS	19.98 (0.8)	17.03 (1.8)	17.15 (0.6)	4.51 (2.0)	17.43 (4.0)
K	g / kg TS	34.37 (5.1)	30.24 (1.9)	16.81 (4.1)	31.68 (0.2)	23.08 (5.2)
Mg	g / kg TS	5.04 (0.5)	4.77 (0.5)	4.84 (0.0)	5.06 (0.2)	4.78 (0.7)
Cu	mg / kg TS	23 (2)	23 (2)	21 (3)	29 (2)	20 (4)
Fe	mg / kg TS	59 (5)	59 (10)	64 (8)	61 (4)	57 (3)
Mn	mg / kg TS	152 (24)	114 (9)	117 (7)	133 (5)	128 (26)
Ni	mg / kg TS	71 (10)	57 (3)	67 (7)	66 (3)	58 (3)
Zn	mg / kg TS	297 (41)	251 (32)	207 (19)	316 (16)	284 (62)

Es fällt auf, dass mit Ausnahme von Blei die Konzentrationen der Spurenelemente in den Wurzeln der Sonnenblumen in der Kontrollgruppe und der Auxingruppe 10⁻⁷ M stets am höchsten und in der Auxinkonzentration 10⁻⁵ M ausser für Calcium am niedrigsten waren. Magnesium, Kupfer, Nickel und Zink weisen ähnliche Kurvenverläufe mit leichten Abweichungen auf; die höchsten Werte sind in der Kontrollgruppe und der Auxingruppe 10⁻⁷ M trotz stark unterschiedlicher Wurzellänge fast identisch (s. Abb. 15).

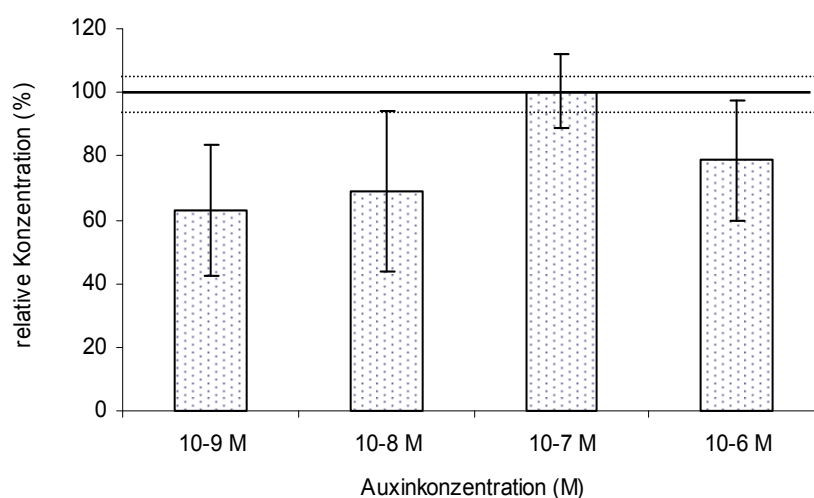


Abb. 15: Die prozentuale Verteilung der Elemente Cu, Mg, Ni und Zn in den Sonnenblumenwurzeln des Agartests. Die Werte dieser Elemente wurden zusammengefasst und ihre relative prozentuale Konzentration bezogen auf die Kontrollgruppe (= 100%) errechnet. Die Fehlerbalken bzw. die gestrichelte Linie kennzeichnet die Standardfehler.

Blei war das einzige Element in den Sonnenblumenwurzeln, das in allen Auxingruppen höhere, relative ähnliche Konzentrationen als in der Kontrollgruppe vorwies (s. Abb. 16).

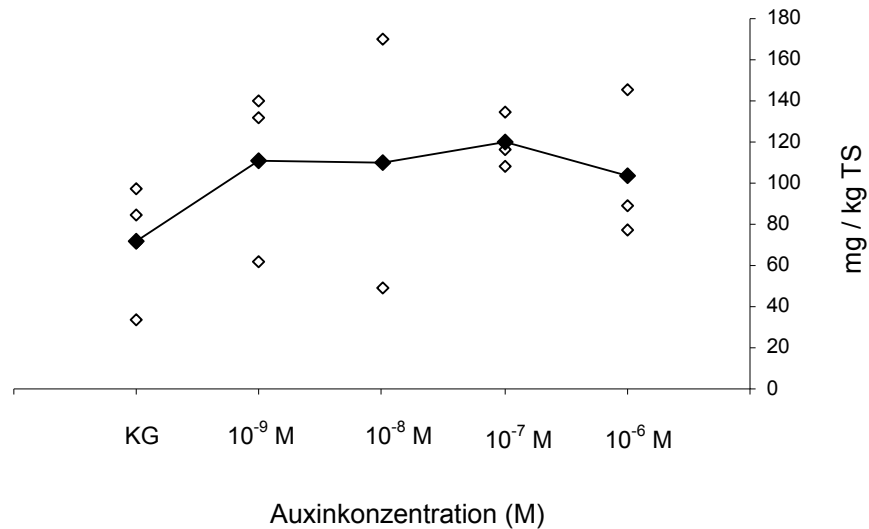


Abb. 16: Die Aufnahme von Blei in die Wurzeln der Sonnenblumen im Agartest. Die dick markierten Punkte sind die Mittelwerte der einzelnen Gruppen. Die kleineren Punkte stellen die einzelnen Messwerte dar.

Bei den übrigen Spurenelementen Calcium, Kalium und Eisen schwanken die Werte für die Wurzeln unregelmässig zwischen der Kontrollgruppe und der höchsten Auxinkonzentration 10^{-5} M und es lässt sich kein regelmässiges Muster erkennen. Für Mangan konnten bei den Wurzeln keine repräsentativen Werte gewonnen werden.

Für die Sprosstteile der Sonnenblumen zeichnet sich ein anderes Bild ab. Hier sind zwischen den verschiedenen Gruppen kaum nennenswerte Unterschiede auszumachen. Die Aufnahme der Spurenelemente ist bei allen Auxinkonzentrationen ähnlich. Es kann jedoch festgehalten werden, dass die höchsten Werte fast immer in der Kontrollgruppe vorliegen, auch wenn die Abweichungen zu den anderen Gruppen nur gering sind. In den verschiedenen Gruppen wurden zwischen 85 % und 89 % der Elemente im Vergleich mit der Kontrollgruppe aufgenommen (s. Abb. 17). Bei der Kontrollgruppe wurde die geringste Sprossbiomasse gewogen und nur wenige cm Wurzel und Sprosslänge gemessen.

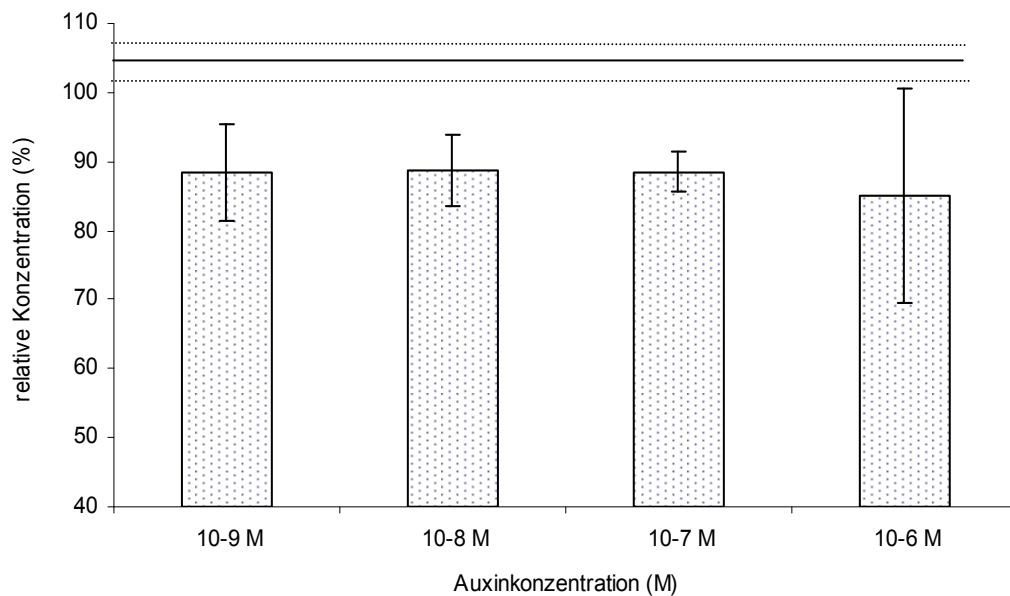


Abb. 17: Aufnahme der Elemente Ca, Cu, Fe, K, Mg, Mn, Ni und Zn in den Sonnenblumensprossen des Agartest im Vergleich zur Kontrollgruppe. Die Werte dieser Elemente wurden zusammengefasst und ihre relative prozentuale Konzentration bezogen auf die Kontrollgruppe (= 100%) errechnet. Die Konzentrationen in den Auxingruppen liegen ca. 15% unter denen der Kontrollgruppe. Die Fehlerbalken bzw. die gestrichelte Linie kennzeichnet die Standardfehler.

Topfpflanzenexperiment

In der Tab. 7 sind die Konzentrationen der Sonnenblumensprosse für den ersten, unkontaminierten Versuchsboden abgebildet.

Tab. 7: Elementkonzentrationen in die Sonnenblumensprosse auf unkontaminiertem Versuchsboden mit dem jeweiligen Standardfehler.

Element	Einheit	Auxinkonzentration					
		Kontrolle	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁸ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M	10 ⁻⁵ M
Ca	g / kg TS	26.00 (1.4)	22.10 (1.2)	21.27 (3.0)	28.93 (3.1)	26.68 (1.9)	22.77 (2.5)
K	g / kg TS	29.85 (4.8)	27.30 (1.8)	24.83 (2.9)	26.39 (1.3)	24.58 (1.6)	26.33 (2.3)
Mg	g / kg TS	4.69 (0.2)	4.68 (0.2)	4.86 (0.4)	4.08 (0.5)	4.21 (0.2)	4.32 (0.4)
Cu	mg / kg TS	21 (5)	14 (2)	18 (3)	21 (1)	19 (2)	17 (1)
Fe	mg / kg TS	59 (10)	47 (17)	45 (8)	46 (6)	42 (5)	44 (8)
Mn	mg / kg TS	6041 (724)	4743 (271)	4493 (562)	6320 (494)	5538 (285)	4888 (380)
Ni	mg / kg TS	3 (0)	2 (1)	4 (1)	3 (0)	3 (0)	3 (0)
Zn	mg / kg TS	212 (36)	170 (16)	153 (24)	229 (23)	177 (17)	159 (28)

Die Kurvenverläufe für die Elemente Calcium, Zink, Mangan und Kupfer sind beim unkontaminierten Versuchsboden sehr ähnlich. Hier wurde der höchste Wert in der Auxinkonzentration 10^{-7} M mit gut 7 % mehr Spurenelementaufnahme als in der Kontrollgruppe erreicht; dort wurde auch das geringste Trockengewicht und die niedrigste Sprosslänge ermittelt. Die niedrigsten Daten wurden in den Gruppen 10^{-8} M und 10^{-9} M erreicht, wo die Pflanzen maximales Gewicht und Sprosslängen vorwiesen. In Abb. 18 ist der Kurvenverlauf mit den prozentualen Verteilungen dieser vier Elemente dargestellt.

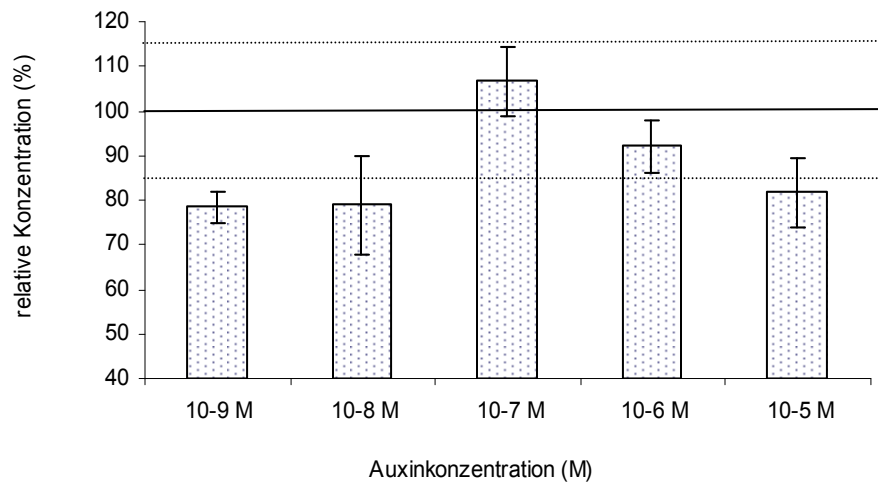


Abb. 18: Die prozentuale Verteilung der Elemente Ca, Cu, Mn und Zink in den Sonnenblumensprossen des unkontaminierten Versuchsbodens. Die Werte dieser Elemente wurden zusammengefasst und ihre relative prozentuale Konzentration bezogen auf die Kontrollgruppe (= 100%) errechnet. Die Fehlerbalken bzw. die gestrichelte Linie kennzeichnet die Standardfehler.

Die Verteilung von Eisen unterscheidet sich von den anderen Elementen. Die höchsten Konzentrationen wurden in der Kontrollgruppe gemessen; in den verschiedenen Auxinkonzentrationen ist die Verteilung dann relativ ähnlich (s. Abb. 19).

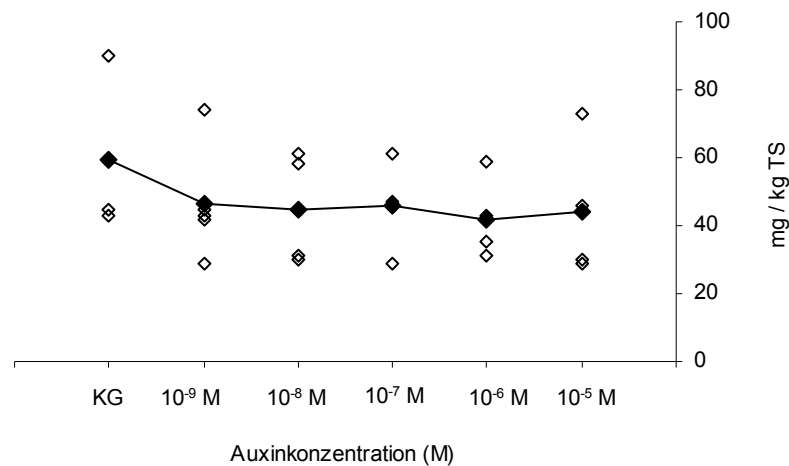


Abb. 19: Die Verteilung von Eisen der Sonnenblumensprosse im unkontaminierten Versuchsboden. Die dick markierten Punkte sind die Mittelwerte der einzelnen Gruppen. Die kleineren Punkte sind die gemessenen Konzentrationen der einzelnen Replikate.

Für die Elemente Magnesium, Nickel und Kalium konnten keine Auffälligkeiten festgestellt werden; die Werte unterscheiden sich nur gering voneinander.

Ein anderes Bild im Vergleich mit dem unkontaminierten Versuchsboden zeichnet sich bei den ICP - OES Messungen des zweiten, kontaminierten Bodens ab. Alle Konzentrationen sind in der Tab. 8 festgehalten.

Tab. 8: Elementkonzentrationen der Sonnenblumensprosse auf kontaminiertem Versuchsboden mit dem jeweiligen Standardfehler.

Element	Einheit	Auxinkonzentration					
		Kontrolle	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁸ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M	10 ⁻⁵ M
Ca	g / kg TS	26.17 (1.2)	32.50 (1.3)	32.87 (0.7)	30.25 (1.5)	27.48 (2.1)	24.60 (2.1)
K	g / kg TS	36.25 (2.4)	33.36 (2.1)	33.07 (1.8)	34.96 (1.9)	32.26 (2.5)	35.79 (2.9)
Mg	g / kg TS	6.87 (0.3)	8.62 (0.3)	8.21 (0.3)	8.45 (0.3)	8.14 (0.7)	7.87 (0.6)
Cu	mg / kg TS	15 (1)	18 (1)	18 (1)	18 (1)	20 (1)	15 (2)
Fe	mg / kg TS	36 (3)	41 (3)	46 (2)	56 (8)	43 (6)	42 (5)
Mn	mg / kg TS	19 (3)	22 (3)	19 (4)	19 (3)	18 (3)	26 (6)
Zn	mg / kg TS	68 (5)	69 (4)	66 (8)	66 (5)	69 (5)	73 (11)

Bei allen Elementen mit Ausnahme von Zink sind die kleinsten Werte in der Kontrollgruppe zu finden, wo das niedrigste Trockengewicht und die geringsten Sprosslängen gefunden wurden. In den drei geringsten Auxinkonzentrationen wurden insgesamt zwischen 20 – 25 % mehr Spurenelemente aufgenommen als in der Kontrollgruppe. Für Calcium, Eisen und Magnesium sind die höchsten Werte in den Gruppen 10^{-7} M bis 10^{-9} M zu finden. Mangan und Zink weisen in der höchsten Auxinkonzentration 10^{-5} M die höchsten Konzentrationen vor. Für Kalium konnte kein nennenswerter Effekt ausgemacht werden.

4.2 Weizen

4.2.1 Biomasse

Agartest

Die Abb. 20 zeigt das Trockengewicht nach drei Tagen im Ofen bei 60°C für die Wurzeln und die Sprosssteile mit dem jeweiligen Standardfehler. Die Werte sind die Durchschnitte der einzelnen Replikate. Der Verlust der Feinwurzeln beim Abwaschen des Agars wurde als gering eingestuft und dürfte keinen entscheidenden Einfluss auf das Endgewicht der Wurzeln haben.

Die höchsten Werte für die Trockenbiomasse der Spross- und Wurzelteile konnten bei der niedrigsten Auxinkonzentration 10^{-9} M ermittelt werden. Hier liegen die gemessenen Werte mit durchschnittlich 13.6 mg für die Wurzel und 56.3 mg für die Sprosssteile deutlich über denen der anderen Auxinkonzentrationen. Die zweithöchsten Werte wurden bei der Kontrollgruppe gemessen mit 12.8 mg bzw. 49.4 mg für die Wurzel- bzw. die Pflanzensprosse. Bei den Konzentrationen 10^{-6} M und 10^{-7} M sind nur geringe Unterschiede vorhanden; einzig die Sprossmasse der Gruppe 10^{-7} M ist gegenüber der Gruppe 10^{-6} M etwas höher. Die niedrigsten Werte sind in der Konzentration 10^{-5} M. In dieser Gruppe wurden nach einer Woche zwei der fünf Samen ausgetauscht, weil die Pflanzen nicht gewachsen waren; somit reduzierte sich die Wachstumszeit dieser beiden Pflanzen und senkt auch den Durchschnittswert. In der Auxinkonzentration 10^{-8} M mussten 3 von den 5 Samen nach einer Woche ausgetauscht werden, da sich diese Pflanzen ebenfalls nicht richtig entwickelten. Die Endergebnisse für diese Gruppe waren dennoch so niedrig, dass diese aus den gesamten Analysen des Agartests gestrichen wurden.

Generell kann festgehalten werden, dass die Wurzelbiomasse bei den verschiedenen Gruppen nahezu gleich hoch ist; die Unterschiede beim Trockengewicht der Weizenpflanzen sind vor allem in Variationen der Sprossmassen auszumachen.

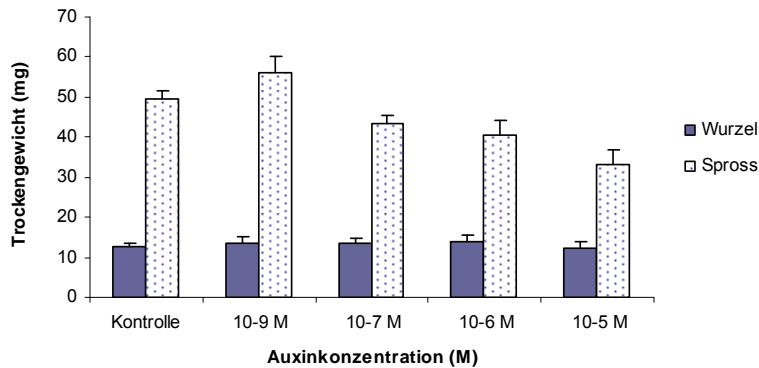


Abb. 20: Das durchschnittliche Trockengewicht der Weizenpflanzen des Agartests für die Wurzeln und die Sprosssteile. Die Balken zeigen die jeweiligen Standardfehler an.

Ferner wurde auch das Wurzel : Spross Verhältnis (Trockengewichte) verglichen (s. Tab. 9). Bereits aus der Abb. 20 ist ersichtlich, dass die Wurzelmasse stets deutlich geringer ist als die Gewichte der Sprosssteile. Alle Verhältniszahlen sind kleiner als 0.5 sind, die Wurzelbiomasse ist also kleiner als die Hälfte der Sprossbiomasse. Die höchsten Werte von 0.4 werden bei den beiden geringsten Auxinkonzentrationen erreicht (10^{-5} M, 10^{-6} M), hier ist also im Vergleich mit dem Spross noch am meisten Wurzelbiomasse zu finden. Bei den anderen Konzentrationen liegen die Verhältniswerte um die 0.3. Der geringste Wert für das Wurzel:Spross Verhältnis liegt erwartungsgemäss bei der niedrigsten Auxinkonzentration (10^{-9} M), da hier- wie bereits erwähnt- die meiste Biomasse der Sprosse vorliegt und die Wurzelwerte in den verschiedenen Gruppen nur gering schwanken. Insgesamt betrachtet lassen sich also kaum Unterschiede feststellen; die Verhältnisse des Trockengewichtes von Wurzel und Spross ist bei allen Konzentrationen verglichen mit der Kontrollgruppe relativ ähnlich. Die niedrigen Werte der Standardfehler machen ebenfalls deutlich, dass geringe Schwankungen beim Vergleich der Mittelwerte der Biomasse von Spross und Wurzel vorliegen.

Tab. 9: Das durchschnittliche Wurzel:Spross Verhältnis (Trockengewichte) der Weizenpflanzen im Agartest mit dem jeweils dazugehörigen Standardfehler.

Auxinkonzentration	Ø Wurzel:Spross
Kontrolle	0.3 (0.0)
10^{-9} M	0.2 (0.0)
10^{-7} M	0.3 (0.1)
10^{-6} M	0.4 (0.0)
10^{-5} M	0.4 (0.1)

Topfpflanzenexperiment

Nach vier Tagen im Trockenofen wurde das Gewicht der Sprosstteile gewogen. In untenstehender Abb. 21 können die Ergebnisse betrachtet werden.

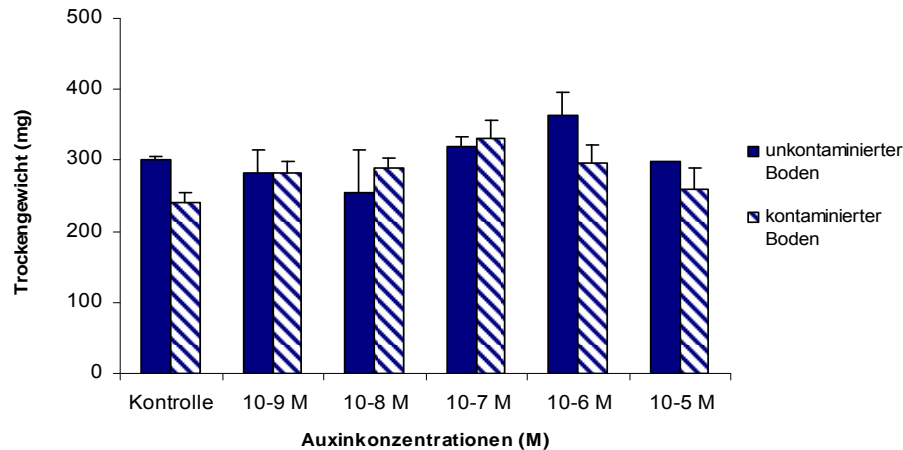


Abb. 21: Durchschnittliche Trockengewichte der Weizensprosse im Topfpflanzenversuch. Die Fehlerbalken stehen für die jeweiligen Standardfehler.

Beim unkontaminierten Versuchsboden wurde das Maximum bei der Auxinkonzentration 10^{-6} M mit 360 mg, beim kontaminierten Boden bei der Gruppe 10^{-7} M mit 330 mg erreicht. Das Minimum beim Trockengewicht wurde beim Boden I in der Gruppe 10^{-8} M mit 255 mg gefunden; beim kontaminierten Versuchsboden ist der geringste Trockengewichtswert der Weizensprosse in der Kontrollgruppe mit rund 240 mg vorhanden. Insgesamt betrachtet schwanken die Werte für den unkontaminierten Boden zwischen 255 – 360 mg, für den kontaminierten Boden zwischen 240 – 330 mg; die Unterschiede betragen also maximal rund 100 mg und sind damit eher weniger auffällig.

4.2.2 Blattanzahl, Wurzel- und Sprosslänge

Agartest

Vor dem Trocknen der Pflanzen wurde die Blattanzahl sowie Spross- und Wurzellänge jeder Pflanze erfasst.

Bei der Blattanzahl lassen sich beim Weizen nur geringe Unterschiede feststellen, es wurden bei allen Pflanzen zwischen drei und vier Blätter gezählt.

In untenstehender Abb. 22 können die durchschnittlichen Wurzel- und Sprosslängen der Weizenpflanzen im Agartest betrachtet werden. Bei den Wurzeln wurde die Länge der Hauptwurzel ermittelt.

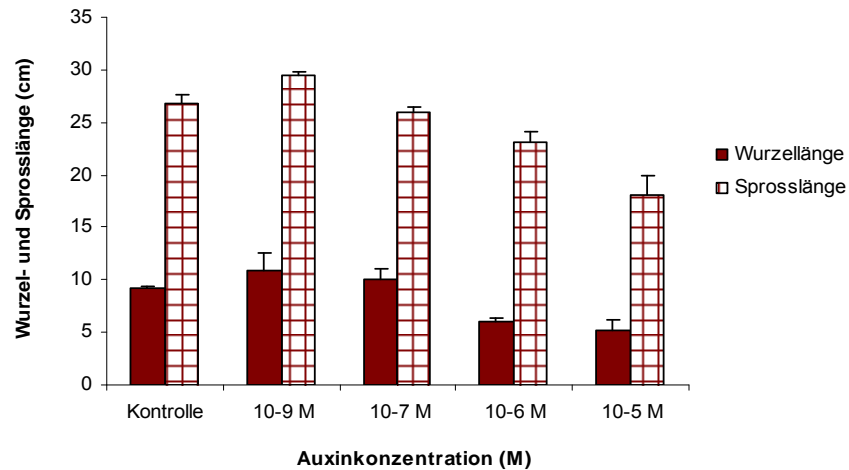


Abb. 22: Durchschnittliche Wurzel- und Sprosslängen der Weizenpflanzen im Agartest mit dem jeweiligen Standardfehler.

Wie schon bei den Werten der Trockenbiomasse sind auch die Werte der Sprosshöhen mit knapp 30 cm und der Wurzellängen mit 11 cm bei der niedrigsten Auxinkonzentration (10^{-9} M) am höchsten. Die zweithöchsten Werte für Spross und Wurzel liegen in der Kontrollgruppe mit 27 cm bzw. 9 cm vor. Die deutlich niedrigsten Werte sind in der höchsten Auxinkonzentration 10^{-5} M mit ca. 18 cm für den Spross und 5 cm für die Hauptwurzellänge zu finden. Auffallend ist die Steigerung der Längen von Spross und Wurzel von der höchsten zur niedrigsten Auxinkonzentration und dies, obwohl die Trockengewichte der Wurzeln bei den verschiedenen Gruppen relativ konstant war. Insgesamt decken sich die Resultate mit den Ergebnissen der Trockengewichtsanalyse. Die Standardfehler in den einzelnen Gruppen können als gering eingestuft werden.

Topfpflanzenexperiment

Die meisten Blätter für den ersten Versuchsboden waren beim Weizen mit durchschnittlich 10 Stück bei der Auxinkonzentration 10^{-7} M zu finden. Für den zweiten, kontaminierten Boden waren die Blätter mit gut 9 Stück bei den Gruppen 10^{-7} M und 10^{-8} M das Maximum. Die wenigsten Weizenblätter waren bei beiden Böden in der höchsten Auxinkonzentration 10^{-5} M mit knapp 8 bzw. 9 Stück vorhanden.

Die Sprosslänge des Weizens war mit knapp 44 cm für den unkontaminierten Boden bei der niedrigsten Auxinkonzentration am höchsten, ansonsten schwanken die Höhen der Pflanzen unregelmässig um die 40 cm herum. Die geringsten Sprosslängen des ersten Versuchsbodens wurden in der Auxinkonzentration 10^{-8} M mit knapp 39 cm gemessen; hier war auch das Trockengewicht der Pflanzen am geringsten. Beim zweiten, kontaminierten Versuchsboden ist

ein nahezu konstanter Anstieg der Weizenpflanzenhöhe mit einem Minimum bei der Gruppe 10^{-5} M mit 36 cm und einem Maximum bei der niedrigsten Auxinkonzentration 10^{-9} M mit 41 cm zu verzeichnen. Die Kontrollgruppe liegt mit knapp 39 cm im Mittelfeld (s. Abb. 23).

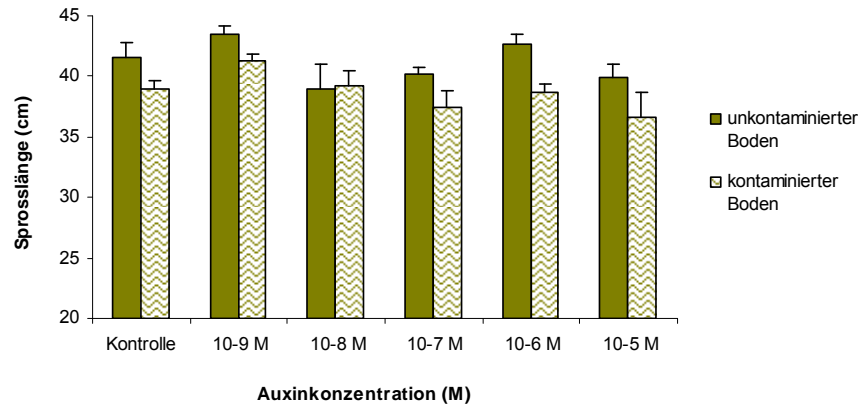


Abb. 23: Durchschnittliche Sprosslänge der Weizenpflanzen mit Standardfehlern für beide Versuchsböden im Topfpflanzenexperiment.

4.2.3 Aufnahme der Spurenelemente

Tab. 10 zeigt die Normalwerte für Calcium, Kalium, Magnesium, Mangan, Kupfer und Zink in den Weizensprossen nach Marschner (1993) und Welch (1995).

Tab. 10: Ausreichende Mineralstoffgehalte in den Blättern der Weizenpflanze nach Marschner (1993) und Welch (1995).

	% des Trockengewichts			mg / kg TS		
	Ca	K	Mg	Mn	Cu	Zn
Marschner, 1993	0.4-1.0	2.9-3.8	0.15-0.3	30-100	5-10	20-70
Welch, 1995	-	3-4.5	-	75	5-10	> 20

Die gemessenen Konzentrationen lagen bei allen drei verwendeten Medien überwiegend im Normalbereich. Auffallend sind nur die hohen Mangangehalte in den Weizensprossen im unkontaminierten Boden. Die Pflanzen zeigten aber keinerlei Anzeichen von Manganüberschuss und wuchsen gut.

Agartest

Die Analyse mittels ICP - OES wurde für Wurzeln und Sprosssteile separat durchgeführt; die Ergebnisse sind in Tab. 11 und Tab. 12 aufgeführt. Die Konzentrationen entsprechen dem mittleren Durchschnitt aller verwertbaren Replikate.

Tab. 11: Konzentrationen des ICP - OES für die Weizenwurzeln im Agartest. In den Klammern ist der jeweilige Standardfehler angegeben.

Element	Einheit	Auxinkonzentration				
		Kontrolle	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M	10 ⁻⁵ M
Ca	g / kg TS	1.71 (0.0)	1.55 (0.0)	1.78 (0.1)	1.48 (0.1)	1.30 (0.0)
K	g / kg TS	9.29 (2.7)	5.74 (3.5)	13.42 (1.4)	8.08 (2.1)	4.31 (1.2)
Mg	g / kg TS	1.41 (0.2)	1.25 (0.2)	1.84 (0.2)	1.21 (0.1)	1.22 (0.0)
Cu	mg / kg TS	430 (29)	430 (60)	419 (63)	305 (26)	90 (24)
Fe	mg / kg TS	367 (49)	289 (50)	139 (25)	120 (19)	67 (9)
Mn	mg / kg TS	50 (3)	74 (29)	67 (9)	45 (6)	28 (3)
Ni	mg / kg TS	339 (78)	259 (59)	463 (67)	257 (45)	95 (31)
Pb	mg / kg TS	23 (3)	14 (4)	9 (4)	15 (7)	-
Zn	mg / kg TS	299 (26)	279 (13)	377 (84)	272 (25)	165 (14)

Tab. 12: Konzentrationen des ICP - OES für die Weizensprosse im Agartest. In den Klammern ist der jeweilige Standardfehler angegeben.

Element	Einheit	Auxinkonzentration				
		Kontrolle	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M	10 ⁻⁵ M
Ca	g / kg TS	3.51 (0.2)	3.11 (0.0)	3.67 (0.3)	3.31 (0.3)	2.45 (0.2)
K	g / kg TS	31.46 (1.1)	30.10 (0.7)	30.84 (2.1)	31.38 (3.2)	20.12 (3.1)
Mg	g / kg TS	2.43 (0.1)	2.04 (0.1)	2.14 (0.2)	2.04 (0.2)	1.49 (0.2)
Cu	mg / kg TS	15 (1)	13 (2)	16 (2)	14 (2)	9 (2)
Fe	mg / kg TS	55 (3)	52 (11)	56 (4)	63 (8)	42 (7)
Mn	mg / kg TS	104 (4)	94 (6)	109 (17)	82 (14)	54 (8)
Ni	mg / kg TS	6 (1)	6 (1)	8 (1)	7 (1)	5 (1)
Zn	mg / kg TS	186 (13)	159 (14)	184 (37)	149 (33)	56 (16)

Bei den Wurzel- und den Sprosssteilen der Weizenpflanzen ergaben sich Ähnlichkeiten beim Kurvenverlauf von allen Elementen ausser Eisen. Bei allen Elementen werden die niedrigsten Werte in der Auxinkonzentration 10⁻⁵ M erreicht, die höchsten in der Gruppe 10⁻⁷ M, obwohl die

höchsten Werte für die Trockenbiomasse in der Auxinkonzentration 10^{-9} M gemessen wurden. Die Werte der Kontrollgruppe liegen meist an zweithöchster Stelle (s. Abb. 24).

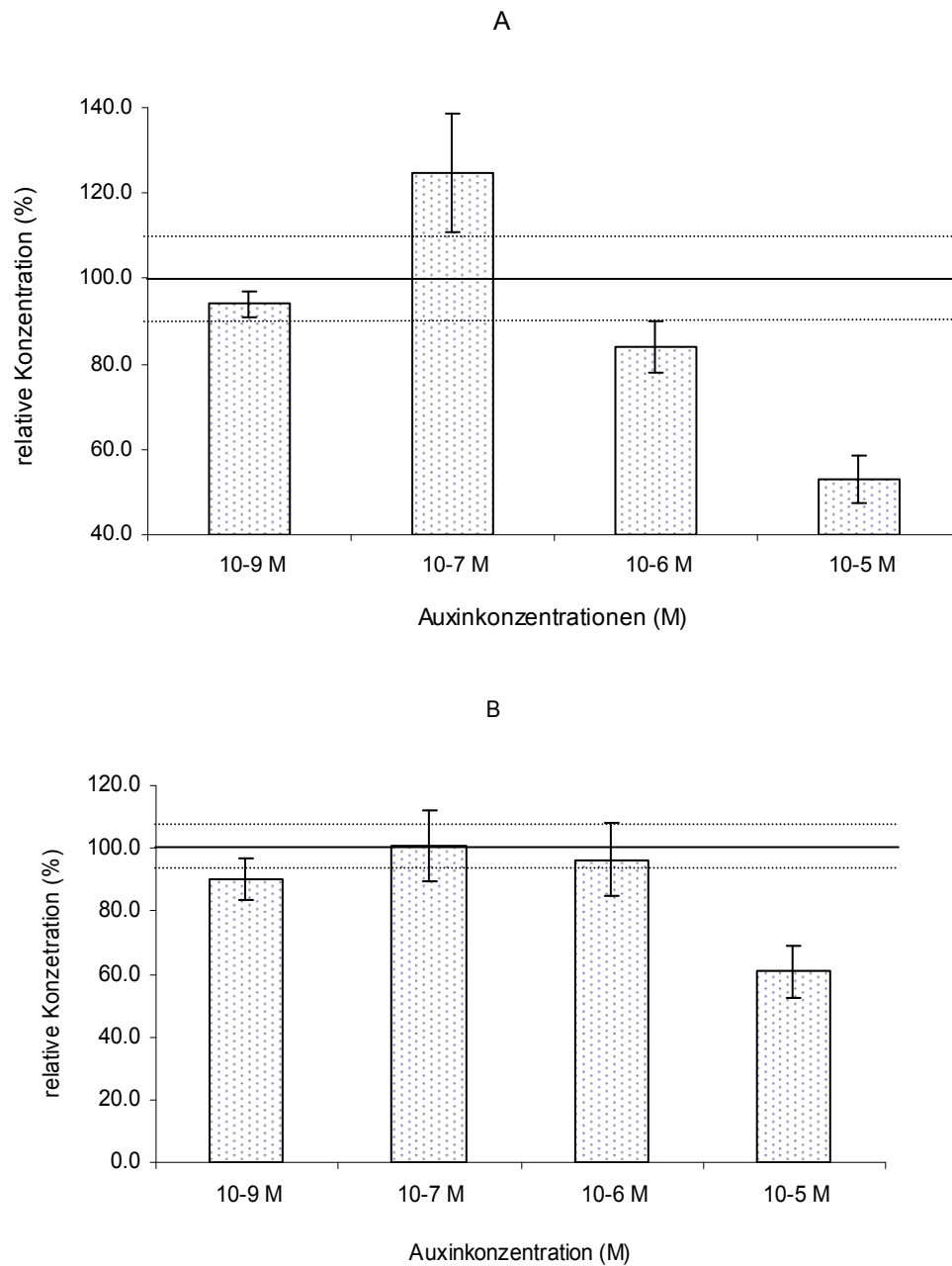


Abb. 24: Die Elemente Ca, Cu, K, Mg, Mn, Ni und Zn folgen diesen Verteilungen. Sowohl für Weizenwurzeln (A) als auch für die Sprosse (B) ergeben sich ähnliche prozentuale Verläufe wie beim Agartest. Die Werte dieser Elemente wurden zusammengefasst und ihre relative prozentuale Konzentration bezogen auf die Kontrollgruppe (= 100%) errechnet. Die Fehlerbalken bzw. die gestrichelte Linie kennzeichnet die Standardfehler.

Eine Ausnahme bei den Weizenwurzeln bildet Eisen. Hier ergibt sich eine andere Verteilung mit starker Abweichung zu den anderen Elementen (s. Abb. 25). Hier sind die höchsten Konzentrationen in der Kontrollgruppe vorhanden. Von der niedrigsten zur höchsten Auxinkonzentration ist ein stetiger Abfall der Kurve ersichtlich, obwohl die Wurzelbiomasse bei allen Gruppen fast immer gleich hoch war.

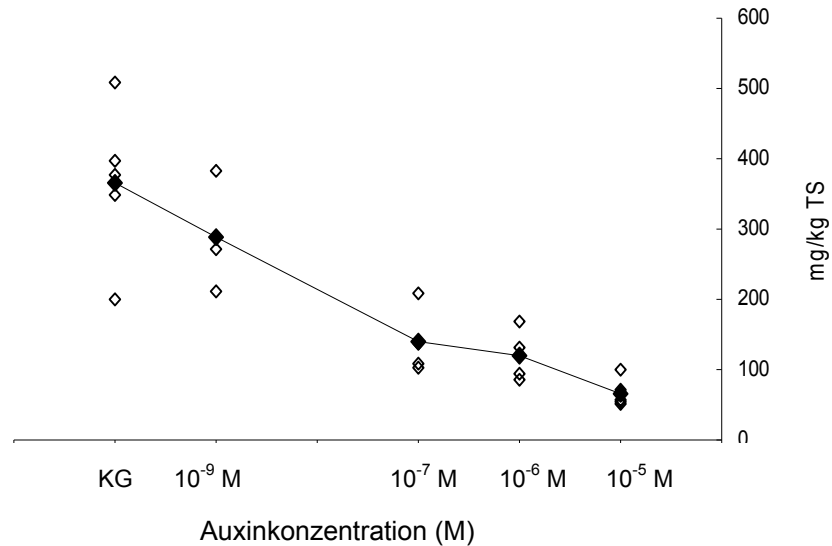


Abb. 25: Die Verteilung von Eisen in den Weizenwurzeln des Agartests. Die dick markierten Punkte sind die Mittelwerte der einzelnen Gruppen. Die kleineren Punkte sind die gemessenen Konzentrationen der einzelnen Replikate.

Topfpflanzentest

Für den unkontaminierten Versuchsboden kann festgehalten werden, dass die höchsten Elementwerte stets in der Kontrollgruppe vorliegen; bei allen anderen Elementen liegen die Konzentrationen deutlich darunter. Die niedrigsten Konzentrationen sind bei fast allen Elementen in der Auxinkonzentration 10^{-7} M, obwohl das niedrigste Trockengewicht bei 10^{-8} M gewogen wurde (s. Tab. 13). Dies ist genau umgekehrt im Vergleich mit dem Agartest, wo die höchsten Werte bei 10^{-7} M gemessen wurden.

Tab. 13: Elementkonzentrationen für die Weizensprosse im Topfpflanzentest auf unkontaminierten Versuchsboden. In den Klammern ist der jeweilige Standardfehler angegeben.

Element	Einheit	Auxinkonzentration					
		Kontrolle	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁸ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M	10 ⁻⁵ M

Ca	g / kg TS	10.11 (0.3)	9.43 (0.7)	7.96 (1.4)	7.75 (1.0)	8.79 (0.6)	8.67 (1.0)
K	g / kg TS	34.64 (1.9)	32.20 (3.4)	31.45 (2.9)	26.95 (2.5)	24.27 (1.0)	30.13 (2.8)
Mg	g / kg TS	3.10 (0.2)	2.54 (0.2)	2.18 (0.4)	2.18 (0.3)	2.60 (0.0)	2.48 (0.2)
Cu	mg / kg TS	16 (1)	15 (1)	16 (2)	14 (2)	16 (1)	15 (1)
Fe	mg / kg TS	88 (6)	79 (6)	79 (9)	63 (11)	71 (5)	73 (6)
Mn	mg / kg TS	1418 (53)	1343 (109)	1141 (222)	1192 (170)	1313 (68)	1270 (161)
Zn	mg / kg TS	74 (5)	51 (3)	46 (4)	43 (6)	45 (2)	61 (7)

Wie schon beim Agartest folgen auch hier die Elemente alle einem ähnlichen Kurvenverlauf (s. Abb. 26). Am deutlichsten ist dies bei Calcium, Magnesium, Eisen und Zink ausgeprägt, am wenigsten bei Kupfer und Kalium.

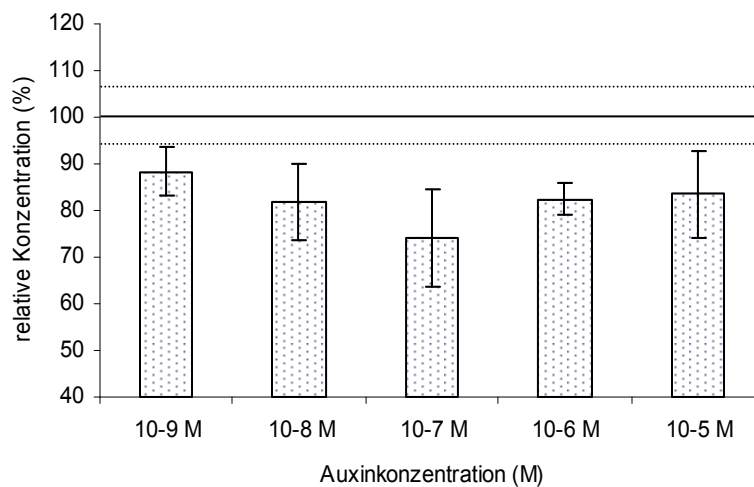


Abb. 26: Die prozentuale Verteilung der Elemente Ca, Cu, Fe, K, Mg, Mn und Zink in den Weizensprossen des Topfpflanzentests mit dem unkontaminierten Versuchsboden. Die Werte dieser Elemente wurden zusammengefasst und ihre relative prozentuale Konzentration bezogen auf die Kontrollgruppe (= 100%) errechnet. Die Fehlerbalken bzw. die gestrichelte Linie kennzeichnet die Standardfehler.

In der Tab. 14 sind die Konzentrationen für die Weizensprosse aus dem Topfpflanzenversuch mit dem kontaminierten Versuchsboden dargestellt.

Tab. 14: Elementkonzentrationen der Weizensprosse im Topfpflanzentest auf kontaminierten Versuchsboden. In den Klammern ist der jeweilige Standardfehler angegeben.

Element	Einheit	Auxinkonzentration
---------	---------	--------------------

		Kontrolle	10-9 M	10-8 M	10-7 M	10-6 M	10-5 M
Ca	g / kg TS	6.41 (0.6)	5.43 (0.7)	5.47 (0.4)	7.39 (0.5)	6.80 (0.4)	6.13 (0.5)
K	g / kg TS	44.36 (3.1)	42.86 (2.3)	45.94 (2.7)	42.91 (2.8)	43.29 (2.1)	45.87 (3.1)
Mg	g / kg TS	2.52 (0.2)	2.34 (0.2)	2.31 (0.3)	3.03 (0.2)	2.79 (0.2)	2.38 (0.2)
Cu	mg / kg TS	16 (1)	15 (1)	15 (2)	17 (1)	18 (0)	14 (1)
Fe	mg / kg TS	56 (4)	40 (7)	42 (4)	47 (4)	53 (4)	50 (5)
Zn	mg / kg TS	76 (4)	74 (6)	70 (4)	67 (3)	73 (5)	65 (5)

Beim kontaminierten Versuchsboden aus Witzwil sind bei den Elementen Calcium, Magnesium und Kupfer ähnliche Verteilungen in den Konzentrationen vorhanden. Die höchsten Werte sind in der Gruppe 10^{-7} M zu finden und die niedrigsten bei der Auxinkonzentration 10^{-8} M (s. Abb. 27). Die Werte in den Konzentrationen 10^{-6} M und 10^{-7} M sind gegenüber der Kontrollgruppe leicht erhöht; bei diesen beiden Gruppen war die gewogene Trockenbiomasse auch am höchsten.

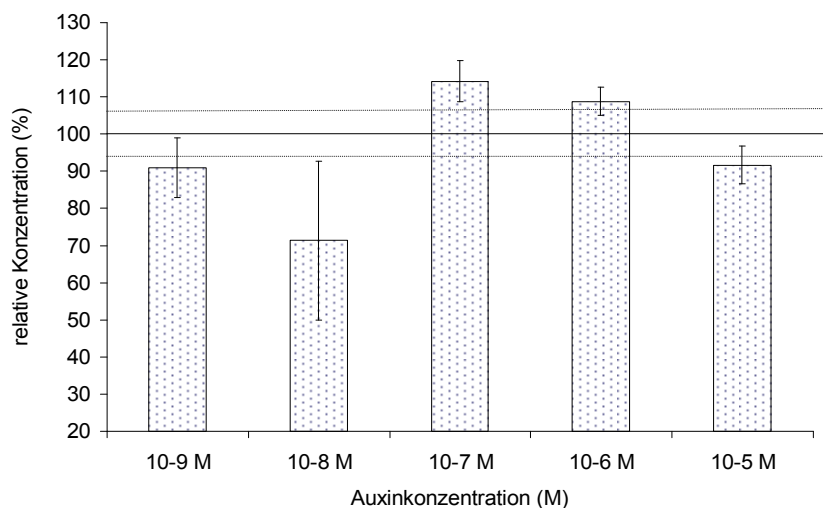


Abb. 27: Die prozentuale Verteilung der Elemente Ca, Cu und Mg in den Weizensprossen des Topfpflanzentests mit dem kontaminierten Versuchsboden. Die Werte dieser Elemente wurden zusammengefasst und ihre relative prozentuale Konzentration bezogen auf die Kontrollgruppe (= 100%) errechnet. Die Fehlerbalken bzw. die gestrichelte Linie kennzeichnet die Standardfehler.

Bei Zink und Kupfer kann kein Effekt durch das Phytohormon auf die Aufnahme von Spurenelementen in die Pflanze festgestellt werden; die Werte schwanken ohne erkennbares Muster zwischen den verschiedenen Gruppen.

Die Werte für Blei, Nickel und Mangan waren so niedrig, dass sie aus der Darstellung ausgenommen wurden. Eine Ausnahme bildet wie bei den Weizenwurzeln im Agartest das

Element Eisen. In der Kontrollgruppe wird der höchste Wert erreicht, in allen anderen Gruppen liegt er deutlich darunter. Am niedrigsten ist er in der Konzentration mit der geringsten Phytohormonkonzentration (s. Abb. 28).

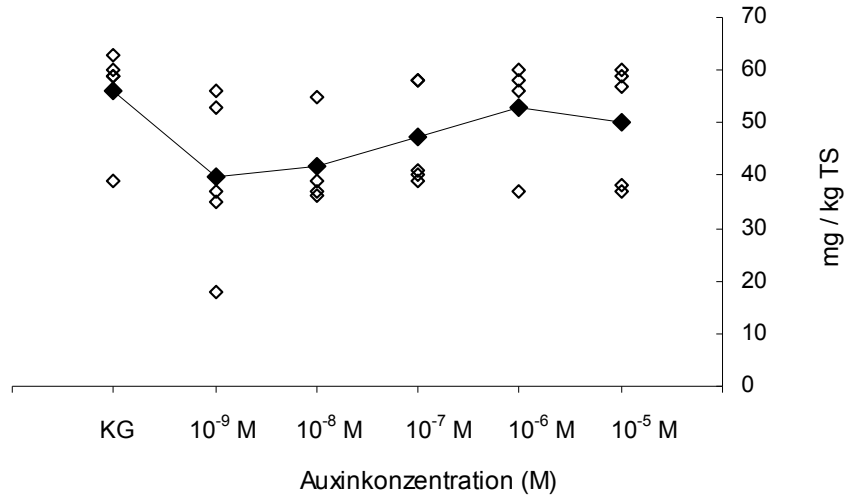


Abb. 28: Die Verteilung von Eisen in den Weizensprossen des kontaminierten Bodens aus Witzwil. Die dick markierten Punkte sind die Mittelwerte der einzelnen Gruppen. Die kleineren Punkte sind die gemessenen Konzentrationen der einzelnen Replikate.

5. Diskussion

Mit dieser Arbeit sollte geklärt werden, ob verschiedene Auxinkonzentrationen einen Einfluss auf die Aufnahme von Spurenelementen in Weizen und Sonnenblumen haben. Die Mechanismen,

mit denen Auxin die Aufnahme von Spurenelementen beeinflussen kann, sind vielfältig, kompliziert und bisher kaum bekannt. Im Folgenden werden mögliche Aufnahmemuster aus den verschiedenen Tests, die durch Auxin verursacht sein könnten, aufgezeigt und diskutiert. Ferner wird versucht, diese in Beziehungen zwischen Pflanzen und deren Mechanismen der Spurenelementaufnahme zu setzen.

5.1 Sonnenblumen

5.1.1 Biomasse und Morphologie

Laut Hypothese haben Auxine einen Einfluss auf die Morphologie und Physiologie einer Pflanze und können die Wurzel- bzw. Sprossbiomasse verändern. Auxine zählen zu den wichtigsten Wachstumsregulatoren einer Pflanze und aus zahlreichen Studien ist bekannt, dass sie Veränderungen in der Biomasse hervorrufen können. Dies kann entweder den Spross oder die Wurzeln oder auch beide Pflanzenteile betreffen. Niedrige Konzentrationen fördern in der Regel das Wachstum, zu hohe hemmen es aufgrund der Produktion von Ethylen, dem Antagonisten von Auxin (Hobbie, 2007; Perrot-Rechenmann und Napier, 2005; Salisbury und Ross, 1992).

In der vorliegenden Arbeit wurde vor allem ein Einfluss von Auxin auf die Biomasse der Sonnenblumen festgestellt. In der Tab. 15 sind alle drei verwendeten Medien und die daraus gewonnenen Ergebnisse im Überblick dargestellt.

Tab. 15: Die Ergebnisse der erhobenen Parameter Trockengewicht, Sprosslänge und Blattspannweite aus den drei verschiedenen Medien für die Sonnenblumensprosse. Die Angaben sind prozentuale Zunahmen (+) oder Abnahmen (-) im Vergleich mit der Kontrollgruppe.

Parameter	Medium	10^{-9} M	10^{-8} M	10^{-7} M	10^{-6} M	10^{-5} M
Trockengewicht	Agar	+24.2	+32.7	+37.5	+13.8	-
	Unkontaminiert	-0.7	+20.2	-16.1	+8.7	-6.3
	Kontaminiert	+34.3	+42.1	+31.5	+24.5	-12.0
Sprosslänge	Agar	+4.4	+6.5	+8.4	-24.6	-
	Unkontaminiert	+37.4	+57.8	-0.3	+31.5	+25.4
	Kontaminiert	+22.6	+19.1	+20.4	+17.6	+11.0
Blattspannweite	Agar	-	-	-	-	-
	Unkontaminiert	+6.1	+4.4	-3.7	-3.2	-9.4
	Kontaminiert	+34.4	+32.0	+22.7	+17.3	-10.2

Im Agar und dem kontaminierten Boden sind deutliche Wachstumseffekte in den drei niedrigsten Auxinkonzentrationen ersichtlich, beim unkontaminierten Boden lassen sich Effekte nur bei der Gruppe 10^{-8} M feststellen. Gemäss Dörffling (1982) stimulieren höhere Auxinkonzentrationen von 10^{-4} M bis 10^{-7} M vor allem das Sprosswachstum. Tanimoto (2005) kam ebenfalls zu diesem Ergebnis; er hält in seinem Paper „Regulation of Root Growth by Plant Hormones – Roles for

Auxin and Gibberellin“ fest, dass exogen zugeführtes Auxin bei Pflanzensprossen um 10^{-5} M am stärksten wachstumsstimulierend wirkt. Dies konnte hier nicht bestätigt werden. Allerdings ist nicht klar, mit welchem Medium Dörffling und Tanimoto dies testeten. Liphadzi et al. (2006) beobachtete, dass Sonnenblumen in kontaminiertem Boden schneller und grösser waren als Pflanzen in nicht kontaminiertem Boden; dies konnten wir ebenfalls beobachten. Sie fanden ausserdem heraus, dass die Sonnenblumen mit der Auxinkonzentration von 10^{-5} M am grössten waren. Somit stimmen seine und die Erkenntnisse von Tanimoto (2005) und Dörffling (1982) bezüglich Sprosswachstum bei höheren Auxinkonzentrationen überein. In diesem Konzentrationsbereich waren jedoch bei all unseren verwendeten Medien immer die niedrigsten Werte für die Sprosse vorhanden. Die möglichen Ursachen für unsere Beobachtungen dafür können verschiedene Faktoren sein. Zum einen könnte unterschiedliche Behandlung und Applikationsart verantwortlich sein. Die Auxinlösungen wurden in den Topfpflanzentests direkt in die Erde gegossen, so dass das Auxin möglichst schnell zum gewünschten Wirkungsort, nämlich der Wurzel, gelangen konnte; zum anderen wurde sehr früh mit der Behandlung- eine Woche nach Einsetzen der Samen in die Erde- begonnen. Die Pflanzen erhielten stets nur die Auxinlösung und niemals nur normales Wasser. Es handelte sich ausserdem um eher langanhaltende Tests und nicht um Kurzzeitexperimente wie es oft bei Auxinwirkungen durchgeführt wird. Allerdings könnte die Dauer auch zu kurz gewesen sein; Liphadzi (2006) liess seine Sonnenblumen wesentlich länger wachsen und goss das Auxin nicht nur in die Erde, sondern besprühte auch die Blätter mit Auxinlösung. Da der Aufnahmemechanismus über die Blätter jedoch ein völlig anderer ist als über die Wurzeln, wurde in unserem Fall darauf verzichtet. Es stellt sich hinsichtlich der gewonnenen Ergebnisse ferner die Frage, ob niedrige Auxinkonzentrationen die Stresstoleranz und Transpiration der Sonnenblumen erhöhen und somit gutes Wachstum ermöglichen. Tassi et al. (2008) fanden bei ihren Untersuchungen, dass diese beiden Faktoren durch Phytohormone stimuliert werden können. Theoretisch könnte dies also ebenfalls ein Grund sein, warum die Sonnenblumen und deren Morphologie im kontaminierten Versuchsboden eine so gute Entwicklung zeigten. Da die Werte in der Auxingruppe 10^{-5} M für alle Medien immer am niedrigsten waren, wäre ein Effekt von Ethylen, dem Antagonisten von Auxin, denkbar. Dies tritt auf, wenn zuviel Auxin in der Pflanze vorkommt und nicht in Konjugaten gebunden werden kann; das Pflanzenwachstum wird dann gehemmt (Hobbie, 2003). Liphadzi et al. (2006) konnten auf nicht kontaminiertem Boden ebenfalls keinen Einfluss durch Auxin auf die Sonnenblumenbiomasse feststellen. Beim unkontaminierten Versuchsboden könnte das geringere Wachstum an dem niedrigen C_{org} Gehalt von 1.5 % liegen; ein höherer Humusgehalt wirkt aufgrund der vielen enthaltenen Nährstoffe und der Aktivität von Mikroorganismen stimulierend. Die Wachstumszeit war für Sonnenblumen in diesem Boden vielleicht ebenfalls zu kurz, sie betrug nur insgesamt 5 Wochen. Andererseits stellen Sonnenblumen auch keine zu hohen Anforderungen an den Boden und sollten gut auf

Lehmböden mit diesem pH- Wert von 6.4 wachsen können. Letztendlich wäre auch ein Abbau Auxins durch mikrobielle Aktivitäten denkbar.

Nur beim Agartest wurden auch die Wurzeln untersucht; bei den Topfpflanzen erwies es sich als zu schwierig, die Wurzeln in einem Stück herauszulösen und von Erde zu befreien. Zwar gab es auch beim Abwaschen des Agars Verluste von Feinwurzeln, doch diese wurden als vernachlässigbar eingestuft. Das stärkste Wurzelwachstum war bei den Auxinkonzentrationen 10^{-7} M und 10^{-6} M vorhanden. Allerdings rufen nach Salisbury und Ross (1992) insbesondere niedrige Konzentrationen zwischen 10^{-7} M und 10^{-13} M Wachstumseffekte bei den Wurzeln hervor. Auch Dörffling (1982) hält fest, dass Auxin das Wurzelsystem und dessen Verzweigung bei einem Konzentrationsbereich zwischen 10^{-10} M und 10^{-12} M am besten stimuliert. Somit stimmen die Literaturangaben beim Agar weder für das Wurzel- noch für das Sprosswachstum überein. Agar ist eine homogene Masse und es wird angenommen, dass das Auxin gleichmässig verteilt war. Dem Abbau Auxins durch Licht wurde mit der Umhüllung der Boxen mit Aluminiumfolie entgegen gewirkt, dennoch war künstliches Tageslicht in den Klimakammer vorhanden und könnte theoretisch auch Auxin abgebaut haben. Eine möglich Erklärung für die beobachteten Effekte im Agar könnten also zum einen die sterilen Bedingungen sein, unter denen der Test ablief. Andererseits werden Effekte durch Auxin oft mit sehr kurzen Schnelltests untersucht wie zum Beispiel das Eintauchen in Auxinlösung oder Aufpressen der Pflanze auf einen mit Auxin angereicherten Agarblock. Somit könnte auch das lange Wachstum von fast drei Wochen in den Agarboxen für die Effekte verantwortlich sein. Die Agarmasse bestand zu 99% aus Wasser, was das Giessen der Pflanzen unnötig machte. Allerdings war in der Agarmasse auch kein Sauerstoff für die Wurzeln vorhanden, so dass ein Einfluss dadurch auf die Wurzeln nicht ausgeschlossen werden kann. In diesem Fall scheint die Konzentration 10^{-7} M bei einem Agartest für Sonnenblumenbiomasse am stimulierendsten zu wirken.

Es ist ferner noch zu bedenken, dass weder für Agar noch für Böden derzeit die Auxindegredation oder die Absorption bekannt ist. Daher ist denkbar, dass die Auxinkonzentrationen in den drei Medien unterschiedlich hoch waren und somit auch zu unterschiedlichen Resultaten führt. Gewissheit darüber können nur weitere Experimente geben.

5.1.2 Nähr- und Schadstoffkonzentrationen

Wenn Auxine auf Pflanzengewebe aufgetragen werden, heften sie sich an spezifische Rezeptoren und aktivieren die H^+ - ATPase. Dies führt dazu, dass durch die Abgabe von H^+ - Ionen der apoplastische Raum angesäuert wird, während das Cytoplasma alkalischer wird; dies schwächt die Zellwand. Der durch die H^+ - ATPase verursachte elektrochemische Gradient durch

die Plasmamembran führt zur Öffnung von Ionenkanälen oder zur Aktivierung verschiedener Transportproteine in der Plasmamembran, was zur Aufnahme von Kationen führt (Liphadzi et al., 2006). Es stellt sich nun die Frage, ob durch eine veränderte Biomasse und die Auxinzugabe auch eine Veränderung bei der Aufnahme von Spurenelementen in die Sonnenblumen erzielt werden konnte. Gemäss Hypothese ist eine üppigere Spross- und Wurzelmasse für eine erhöhte Aufnahme von Spurenelementen von vorteilhafter Bedeutung; ausserdem sollte Auxin die Wurzelmorphologie so verändern, dass eine Spurenelementaufnahme erleichtert wird. In verschiedenen Studien von Israr und Sahi (2008), Liphadzi et al. (2006) und Lopez et al. (2005) wurde gezeigt, dass mit Hilfe von Auxinbehandlungen die Biomasse einer Pflanze und die Aufnahme verschiedener Spurenelemente beeinflusst werden kann.

In Tab. 16 sind Veränderungen der Aufnahme verschiedener Spurenelemente in den einzelnen Medien noch einmal kompakt dargestellt.

Tab. 16: Die Ergebnisse der Spurenelementaufnahme aus den drei verschiedenen Medien für die Sonnenblumensprosse. Die Angaben sind prozentuale Zunahmen (+) oder Abnahmen (-) im Vergleich mit der Kontrollgruppe.

Element	Medium	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁸ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M	10 ⁻⁵ M
Ca	Agartest	-14.8	-14.2	-77.4	-12.8	-
	Unkontaminiert	-15.0	-18.2	+11.3	+2.6	-12.4
	Kontaminiert	+24.2	+25.6	+15.6	+5.0	-6.0
K	Agartest	-12.0	-51.1	-7.8	-32.8	-
	Unkontaminiert	-8.5	-16.8	-11.6	-17.7	-11.8
	Kontaminiert	-8.0	-8.8	-3.6	-11.0	-1.3
Mg	Agartest	-5.4	-4.0	+0.4	-5.2	-
	Unkontaminiert	-0.2	+3.6	-13.0	-10.2	-7.9
	Kontaminiert	+25.5	+19.5	+23.0	+18.5	+14.6
Cu	Agartest	0.0	-8.7	+26.1	-13.0	-
	Unkontaminiert	-33.3	-14.3	0.0	-9.5	-19.0
	Kontaminiert	+20.0	+20.0	+20.0	+33.3	0.0
Fe	Agartest	0.0	+8.5	+3.4	-3.4	-
	Unkontaminiert	-20.3	-23.7	-22.0	-28.8	-25.4
	Kontaminiert	+13.9	+27.8	+55.6	+19.4	+16.7
Mn	Agartest	-25.0	-23.0	-12.5	-15.8	-
	Unkontaminiert	-21.5	-25.6	+4.6	-8.3	-19.1
	Kontaminiert	+15.8	0.0	0.0	-5.3	+36.8
Zn	Agartest	-15.5	-30.3	+6.4	-4.4	-
	Unkontaminiert	-19.8	-27.8	+8.0	-16.5	-25.0
	Kontaminiert	+1.5	-2.9	-2.9	+1.5	+7.4

Im Agartest konnte die Aufnahme von Spurenelementen in die Sonnenblumensprosse, wenn überhaupt, nur sehr gering gesteigert werden. Im überwiegenden Fall wurde die Aufnahme im Vergleich zur Kontrollgruppe reduziert. Dabei ist kein klarer Trend erkennbar; die geringere Aufnahme betrifft fast alle Elemente und Auxingruppen. Somit zeigt sich beim Agartest für die Sonnenblumen, dass es zwar Veränderungen in der Biomasse in den einzelnen Auxingruppen

gegeben hat, jedoch hat sich dies nicht entscheidend auf die Aufnahme von Spurenelementen ausgewirkt bzw. sind keine Effekte bei einzelnen relevanten Spurenelementen entstanden. Am interessantesten erscheint noch die Auxinkonzentration 10^{-7} M zu sein. Verglichen mit den Normalwerten der Spurenelementkonzentrationen in Sonnenblumensprossen (s. Tab xxx) fällt auf, dass im Agartest die Werte für Kupfer und Mangan leicht, für Zink stark erhöht waren (s. Tab. Xxx). Das Agar war mit Kupfer, Blei, Zink und Nickel angereichert, aber nur in dem Masse, dass es das Pflanzenwachstum nicht negativ beeinflusste. Die Sonnenblumen wiesen auch keinerlei Krankheitsmerkmale auf. Es scheint also, dass Sonnenblumen insbesondere hohe Zinkkonzentrationen gut aufnehmen und in den Spross verlagern, obwohl die Beweglichkeit von Zink in der Pflanze eigentlich gering ist. Zink spielt ausserdem eine wichtige Rolle bei der Synthese von Tryptophan, der Vorstufe von IES (Bergmann, 1993). In diesem Zusammenhang fällt auf, dass der Zinkgehalt bei der Auxinkonzentration 10^{-7} M, in welcher die Biomasse am grössten war, am höchsten ist. Des Weiteren ist bemerkenswert, dass der Gehalt an Calcium und Kalium in den Gruppen 10^{-8} M und 10^{-6} M etwa gleich hoch ist. Bei der Konzentration 10^{-7} M ist der Calciumgehalt sehr niedrig und der Kaliumgehalt sehr hoch. Ionen konkurrieren bei der Aufnahme in die Pflanze oft miteinander. Dabei haben die Ionen die grösseren Vorteile, die kleiner und weniger geladen sind. Kalium ist ein einwertiges Kation mit geringerem Durchmesser als Calcium und verfügt zusätzlich über eine dickere Hydrathülle, welche die Ladung des Ions abschirmt. Da die Membran unipolar ist, gelangt Kalium leichter und schneller in die Zellen als Calcium. Dies könnte eine Erklärung für die Kalium- und Calciumkonzentration bei der Gruppe 10^{-7} M. Eine weitere Möglichkeit wäre die Art des Transports. Kalium wird aufgrund seiner Eigenschaften vor allem symplastisch transportiert, Calcium hat es wegen seiner Grösse und Ladung wesentlich schwerer und nimmt in erster Linie den apoplastischen Weg (Marschner, 1993). Es wäre also möglich, dass bei der Konzentration 10^{-7} M eine Veränderung in der Morphologie zugunsten der Elemente, die symplastisch transportiert werden, stattgefunden hat. Auch die Kaliumkonzentration in den Wurzeln der Sonnenblumen ist von allen Auxinkonzentrationen am höchsten.

Im Agartest konnte ein Einfluss auf die Wurzelbiomasse bei den beiden niedrigsten Auxinkonzentrationen der Sonnenblumen erreicht werden. In der Gruppe 10^{-7} M, wo die längste Hauptwurzel vorhanden war, wurde die höchste Konzentration der Spurenelemente Kupfer, Magnesium, Nickel und Zink gemessen. Es wurden dort aber nur genauso viel dieser vier Spurenelemente wie in der Kontrollgruppe aufgenommen, bei der die Wurzellänge jedoch wesentlich kürzer war. Dies bedeutet, dass eine längere Wurzel wie bei der Gruppe 10^{-7} M oder mehr Wurzelmasse wie bei der Konzentration 10^{-6} M sich nicht positiv auf die Aufnahme von Spurenelementen im Agartest ausgewirkt hat. Bei den niedrigeren Auxinkonzentrationen hat sich scheinbar auch nichts in der Wurzelmorphologie verändert, was sich positiv auf die Aufnahme von mehr Spurenelementen ausgewirkt hätte, da in den Gruppen 10^{-8} M und 10^{-9} M zwar

genauso viel Wurzellänge und Masse wie in der Kontrollgruppe vorlag, aber weniger Spurenelementkonzentrationen vorhanden sind. Magnesium zählt zu den Makronährstoffen, während Kupfer, Nickel und Zink zu den Mikronährstoffen gehören. Allen gemein ist, dass sie zweiwertige Ionen sind. Mikronährstoffe werden nur in geringen Mengen benötigt und kommen in sehr niedrigen Konzentrationen vor. Daher ist es schwierig, genaue Aussagen über ihren Aufnahmemechanismus in die Pflanze zu machen. Von Magnesium weiss man, dass es vorwiegend über den apoplastischen Weg transportiert wird und häufig aufgrund der Ladung und Grösse mit Ca, Mn oder K konkurriert (Marschner, 1993). In jeder Pflanze existieren Ionenkanäle, die nicht selektiv funktionieren und eine Vielzahl verschiedener Ionen transportieren. Diese befinden sich vor allem an der Wurzelspitze und in der Wachstumszone, wo die Endodermis mit den kasparischen Streifen noch nicht richtig ausgebildet ist. Somit können durch diese Ionenkanäle viele Nährstoffe auf dem apoplastischen Weg in die Pflanze gelangen und von dort über das Xylem verteilt werden; dazu gehören zum Beispiel Magnesium und Calcium. Andere Spurenelemente werden mittels Transportproteinen von einem Gebiet höherer Konzentration in ein Gebiet niedrigerer Konzentration oder aber entgegen einem Konzentrationsgefälle transportiert; letzteres kostet Energie in Form von ATP. Diese Transporte erfolgen mit Hilfe von sogenannten Carrier und sind hochgradig selektiv (Raven, 2005). Es existieren aber beispielsweise verschiedene Transportsysteme für Zink, Eisen oder Kupfer, welche auch andere Spurenelemente mit ähnlicher Grösse durch die Zellmembran in den symplastischen Raum in den Spross schleusen. Diese Systeme werden aktiver, falls Mangel von einem essentiellen Spurenelement vorliegt (Reid und Hayes, 2003; Robinson, 2008). Verglichen mit den gewonnenen Ergebnissen im Agartest der Sonnenblumenwurzeln wären daher folgende Szenarien möglich, die die Resultate erklären könnten: In der Kontrollgruppe und der Konzentration 10^{-7} M wurden trotz unterschiedlicher Länge die gleiche Menge an Kupfer, Magnesium, Nickel und Zink aufgenommen. Somit wäre es einerseits möglich, dass in der Wachstumszone keine morphologischen Veränderungen trotz Längenwachstum passiert sind wie z.B. die Ausbildung von mehr Ionenkanälen oder anderen Transportproteinen. Andererseits wäre denkbar, dass sich nicht die Wachstumszone, sondern der oberste Wurzelteil verlängert hat, wo die Barrieren der kasparischen Streifen bereits voll ausgebildet sind. Bei der Konzentration 10^{-6} M konnte buschigeres Wurzelwachstum beobachtet werden, aber kaum Längenwachstum. Hier wäre es möglich, dass eine Vergrösserung der Wurzelhaarzone stattgefunden hat, die die relativ hohe Spurenelementaufnahme im Vergleich mit den längeren Wurzeln der anderen Gruppen 10^{-8} M und 10^{-9} M erklären könnte. In der Wurzelhaarzone ist eine riesige Oberfläche vorhanden und die Wasseraufnahme am grössten. Allerdings sind hier auch die kasparischen Streifen bereits vorhanden, so dass eine grössere Wurzelhaarzone ebenso viele Spurenelemente aufnehmen kann wie eine vergrösserte Wachstumszone. Die Spurenelementaufnahme für die Sonnenblumenwurzeln im Agartest konnte somit durch Auxinzugabe nicht in wünschenswertem

Masse gesteigert werden und widerspricht unserer Hypothese zumindest bei der Aufnahme von Kupfer, Magnesium, Nickel und Zink bei den Sonnenblumenwurzeln im Agartest.

Bei Blei konnte die Aufnahme bei allen Auxinkonzentrationen gesteigert werden. Blei wies stets höhere Werte zwischen 104 und 120 mg / kg TS in den verschiedenen Auxingruppen als in der Kontrollgruppe (72 mg / kg TS) auf. Im Agar war die Bleikonzentration erhöht, lag aber immer noch unter dem Toxizitätslevel; es wird ausserdem angenommen, dass das Blei im Agar komplett pflanzenverfügbar ist und nicht adsorbiert wird. Blei wird ansonsten aus dem Boden von den Pflanzen nur sehr schwer aufgenommen. Dies liegt daran, dass sich Pb^{2+} an den Wurzeloberflächen anreichert und in den Zellwänden der Wurzeln festlegt. Akkumulationen von Blei im Boden bewirken daher nur einen geringen Anstieg der Konzentration in den Pflanzensprosssteilen (Bergmann, 1993). Daher wurden in den Sonnenblumensprosse auch keine Konzentrationen von Blei gefunden. Bei den Wurzeln dagegen sind die Werte verglichen mit der Kontrollgruppe hoch. Es scheint, als ob durch die Auxinzugaben die Bleiaufnahme beim Agartest in die Sonnenblumenwurzeln erhöht werden kann ganz unabhängig davon, welche Wurzeloberfläche vorhanden ist, solange das Blei pflanzenverfügbar ist. Blei ist zwar kein pflanzennotwendiges Spurenelement, jedoch gehören bleibelastete Böden zu den grössten Umweltproblemen. Es muss allerdings beachtet werden, dass die Streuungen bzw. die Standardfehler in den einzelnen Auxingruppen relativ gross sind.

Beim unkontaminierten Versuchsboden sind nur wenig Effekte durch das Auxin auf die Spurenelementaufnahme ersichtlich. Es sieht so aus, als ob Auxin zwar das Wachstum in den Gruppen 10^{-9} M und 10^{-8} M gefördert hat, nicht aber die Morphologie der Wurzel verändert hat, um mehr Spurenelemente aufzunehmen. Bei der Gruppe 10^{-7} M scheint es wie schon beim Agartest anders zu sein; Auxin scheint bei dieser Konzentration im unkontaminierten Medium für die Aufnahme der Elemente Calcium Mangan und Zink einen leicht positiven Effekt zu haben. Da alle diese Elemente bevorzugt über unspezialisierte Ionenkanäle apoplastisch aufgenommen werden, wäre eine Vergrösserung der Wurzelwachstumszone denkbar, da dort viele dieser Ionenkanäle vorhanden sind und die kasparischen Streifen noch fehlen. Auffallend sind des Weiteren die hohen Konzentrationen von Zink und Mangan, die weit über den Normalwerten für Sonnenblumensprosse liegen (s. Tab. 7). Sie sind besonders hoch in der Kontrollgruppe und bei 10^{-7} M. Hohe Zinkwerte wurden schon beim Agartest beobachtet, jedoch war das Agar im Gegensatz zum unkontaminierten Versuchsboden auch mit Zink angereichert. Zink und Mangan sind beide zweiwertig und gehören zu den Mikronährstoffen. Sie sind relativ klein und werden eigentlich nur schwer in den Spross verlagert. Da die Konzentrationen im Boden im Normalbereich liegen, kann angenommen werden, dass Sonnenblumen eine Affinität bei der Aufnahme von Zink und Mangan haben und diese auch relativ mobil in den Pflanzen sind.

Für Eisen wurde ein anderes Aufnahmebild gezeichnet als bei allen anderen Elementen. Es scheint so, als ob durch Auxinzugabe die Aufnahme von Eisen unabhängig von der Sprossmasse

gleichermaßen bei allen Gruppen reduziert wurde. Sonnenblumen gehören zu den dikotyledonen Gewächsen und somit zu den Strategie-I Pflanzen, welche spezielle Mechanismen entwickelt haben, um Eisenmangel entgegenzuwirken. Diese Mechanismen sind nötig, da Pflanzen stetig Eisen aufnehmen müssen und Eisen aus älteren Blättern nicht in jüngere verlagert werden kann, um deren Bedarf zu decken (Frossard et al., 2000). In diesem Fall sieht es so aus, als ob Auxin diesen Mechanismen entgegen arbeitet oder sie unterbindet, da in der Kontrolle mehr aufgenommen wurde als in allen übrigen Gruppen. Allerdings ist Eisen auch ein starker Komplexbildner und Verlagerungen innerhalb der Pflanze schwer. Somit könnte Auxin die Anbindung des Eisens in den Wurzeln noch mehr verstärkt haben.

Insgesamt betrachtet sind die Effekte durch Auxin beim unkontaminierten Versuchsboden aber eher als gering einzustufen. Eine Erhöhung der Spurenelementaufnahme konnte nur für einige Elemente um 7 % bei der Konzentration 10^{-7} M erreicht werden. Eine erhöhte Biomasse, wie sie in der Auxinkonzentrationen 10^{-8} M und 10^{-9} M erzielt wurde, wirkte sich nicht positiv auf die Aufnahme von Spurenelementen aus.

Der kontaminierte Versuchsboden war stark mit Blei, Cadmium, Kupfer und Zink angereichert. Die Aufnahme von allen Spurenelementen - ausser Blei und Kalium - konnten durch die Auxinzugaben gesteigert werden; in der Kontrollgruppe wurden stets die niedrigsten Spurenelementkonzentrationen gemessen. Verglichen mit der Biomasse ist in der Kontrollgruppe die grösste Konzentration, da das niedrigste Gewicht und die kürzesten Sprosslängen hier gemessen wurden. Generell kann also ein Einfluss des Phytohormons auf die Biomasse und die Aufnahme von Spurenelementen festgehalten werden, der sich besonders in den drei niedrigsten Auxinkonzentrationen widerspiegelt. Es scheint also, als ob sich die zweite aufgestellte Hypothese hier bewahrheitet. Der Effekt war jedoch wesentlich geringer als bei Lopez et al. (2005), Liphadzi et al. (2006), Israr und Sahi (2008) oder Tassi et al. (2008). Bei all diesen Studien wurde allerdings auch EDTA zur Hilfe genommen, um die Spurenelementeverfügbarkeit im Boden zu erhöhen. Oftmals wird aber dadurch auch die Auswaschung ins Grundwasser begünstigt und stellt somit eher einen weiteren Risikofaktor als eine Unterstützung beim Phytomanagement dar. Nur bei Liphadzi et al. (2006) wurde auch eine Versuchsreihe im kontaminierten Boden ohne EDTA untersucht und eine erhöhte Aufnahme von Mangan und Nickel in den Blättern ermittelt. Er verwendete dabei eine Auxinkonzentration, die in etwa der hier verwendeten Lösung von 10^{-5} M entspricht; bei dieser Konzentration wurden auch in der hier durchgeführten Untersuchung die höchsten Mangankonzentrationen in den Sonnenblumensprossen gemessen.

Interessanterweise wurde die Aufnahme von Kalium bei allen Auxinkonzentrationen reduziert. Da Kalium ein einwertiges Ion ist, wird es eigentlich relativ leicht aufgenommen und den zweiwertigen Ionen gegenüber bevorzugt. Da alle anderen, zweiwertigen Ionen verstärkt aufgenommen wurden, scheint hier eine Veränderung bei der Aufnahme zugunsten der

grösseren Ionen stattgefunden zu haben. Genaueres liesse sich erst mit einer intensiveren Analyse der Wurzeln klären.

Der Gehalt an organischer Substanz im kontaminierten Versuchsboden war mit 12.2 % im Vergleich mit dem unkontaminierten Versuchsboden sehr hoch. Dies könnte verschiedene Effekte hervorrufen. Zum einen ist die Wasserspeicherkapazität gross. Beim Giessen der Pflanzen wurde für beide Böden die gleiche Auxinlösungsmenge zugegeben. Beim ersten Boden war diese Menge absolut ausreichend, da der C_{org} Gehalt mit 1.5 % sehr niedrig und die benötigte Wassermenge klein war. Beim kontaminierten Boden wäre es durchaus möglich gewesen, noch mehr Auxinlösung hinzuzufügen, was den Effekt vielleicht noch verstärkt hätte. Aus Gründen der Vergleichbarkeit wurde dies jedoch verworfen. Organische Substanz stellt für Pflanzen einen Nährstoffspeicher dar, in dem Mikroorganismen die Spurenelemente in pflanzenverfügbare Form überführen. Es können aber auch viele Nährstoffe, insbesondere zweiwertige Metallionen wie z.B. Zn^{2+} , Mn^{2+} oder Cu^{2+} an Huminstoffe adsorbiert werden und in stabilen Komplexen vorliegen (Scheffer und Schachtschabel, 2002). Dasselbe gilt auch für Schadstoffe in Böden und prinzipiell auch für Phytohormone. Die gleiche Behandlung kann also in unterschiedlichen Medien verschiedene Effekte hervorrufen. Inwieweit Auxin im Boden oder Agar tatsächlich adsorbiert wird, ist derzeit nicht bekannt. Auch die Lebensdauer von Auxin im Boden ist schwierig abzuschätzen, da es nicht nur von Licht abgebaut werden kann und meistens in chemisch instabiler Form vorliegt. Da aber immer mehr Spurenelemente aufgenommen wurden als in der Kontrollgruppe wäre denkbar, dass die Adsorption von Auxin im Boden eher gering ist bzw. das Auxin im Boden durch die hohe Wasserspeicherkapazität gut gehalten werden konnte und pflanzenverfügbar war.

Der pH- Wert kann grossen Einfluss auf die Verfügbarkeit von Spurenelementen im Boden haben. Beim kontaminierten Versuchsboden lag der pH- Wert mit 7.4 im schwach alkalischen Bereich. Bestimmte Mikronährstoffe wie z.B. Mn, Cu oder Zn werden mit steigendem pH- Wert weniger pflanzenverfügbar. Alle drei Elemente wurden erst in den beiden niedrigsten Auxingruppen verstärkt aufgenommen; es scheint also, als ob hier der Einfluss des Auxins überwiegt. Andererseits werden durch einen höheren pH- Wert auch die Aktivitäten von Mikroorganismen angeregt und somit vermehrt Nährstoffe freigesetzt. Ein optimaler pH- Wert für Kulturböden mit einem solchen hohen Gehalt an C_{org} beträgt unabhängig vom Tonanteil zwischen 5 und 6 (Scheffer und Schachtschabel, 2002). Der pH-Wert des kontaminierten Versuchsbodens lag also um einiges über dem optimalen Wert, was sich nachteilig auf das Wachstum der Sonnenblumen ausgewirkt haben könnte. In diesem Fall sind daher verschiedene Szenarien möglich: zum einen könnte die hormonelle Wirkung des Auxins und dadurch verursachte Effekte auf das Wurzelwachstum so positiv gewesen sein, dass es die vermehrte Spurenelementeaufnahme gegenüber der Kontrollgruppe erklärt. Andererseits ist Auxin eine Säure und könnte den pH- Wert senken, was die Mobilität vieler Elemente erhöhen würde. Auxin

zählt jedoch zu den schwachen Säuren und der zugeführte Betrag ist höchstwahrscheinlich für eine Senkung des pH- Wertes zu gering. Allerdings sind Säuren bei einem höheren pH- Wert auch löslicher und somit besser pflanzenverfügbar. Daher wäre auch möglich, dass durch den höheren pH- Wert im kontaminierten Boden die Auxinsäure mehr verfügbar war als in den anderen beiden Medien, was den höheren Pflanzenwuchs und die vermehrte Spurenelementaufnahme erklären könnte.

Für den kontaminierten Versuchsboden kann für Sonnenblumen daher folgendes festgehalten werden: Auxin veränderte die Biomasse und die Aufnahme von Spurenelementen. Bei den Spurenelementen war für Zink und Mangan die höchste Auxinkonzentration 10^{-5} M, für Calcium, Eisen und Magnesium die Konzentrationen 10^{-7} M bis 10^{-9} M am vielversprechendsten. Die Veränderungen in der Biomasse decken sich also nur bedingt mit den gemessenen Spurenelementenkonzentrationen. Allerdings scheint sich so die Hypothese als richtig zu erweisen, dass mit Auxin Einfluss auf den Aufnahmemechanismus bei Pflanzen genommen werden kann. Da sich Zunahme der Biomasse und Verteilung der Elementkonzentrationen nur teilweise decken, scheinen die Veränderungen für die unterschiedlichen Aufnahmen vorwiegend bei den Wurzeln zu liegen. Denn würde man allein nach den morphologischen Veränderungen gehen, würde man eine konstante Zunahme der Spurenelemente von der höchsten zur niedrigsten Auxinkonzentration erwarten. Bei den Wurzeln sind folgende Veränderungen möglich, welche in den Hypothesen angesprochen wurden: eine verlängerte Wachstumszone, mehr Wurzelhaare oder auch eine veränderte Permeabilität der Endodermis.

5.2 Weizen

5.2.1 Biomasse und Morphologie

Die Wachstumseffekte fallen beim Weizen bescheiden aus. In Tab. 17 unten sind die Ergebnisse zusammengefasst.

Tab. 17: Die Ergebnisse der erhobenen Parameter Trockengewicht und Sprosslänge aus den drei verschiedenen Medien für die Weizensprosse. Die Angaben sind prozentuale Zunahmen (+) oder Abnahmen (-) im Vergleich mit der Kontrollgruppe.

Parameter	Medium	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁸ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M	10 ⁻⁵ M
Trockengewicht	Agar	+13.8	-	-12.3	-18.0	-32.8
	Unkontaminiert	-6.1	-15.4	+6.5	+20.9	-0.2
	Kontaminiert	+17.3	+20.7	+38.0	+23.3	+8.0
Sprosslänge	Agar	+10.0	-	-3.6	-13.7	-32.7
	Unkontaminiert	+4.8	-6.3	-3.2	+2.6	-3.7
	Kontaminiert	+6.0	+0.8	-4.0	-0.7	-6.0

Beim Agartest konnte nur eine Erhöhung der Biomasse bei der niedrigsten Auxinkonzentration 10⁻⁹ M erzielt werden. In den übrigen Gruppen waren die Wurzeln fast genauso gleich schwer wie in der Kontrollgruppe; die Sprosse waren kürzer als in der Kontrollgruppe. Morphologische Veränderungen, z.B. breitere oder verschiedene Anzahl an Blättern, konnten nicht festgestellt werden. Auch beim Topfpflanzentest wurden für den unkontaminierten Versuchsboden keine Effekte festgestellt, es konnten nur leichte Steigerungen beobachtet werden. Beim kontaminierten Versuchsboden lag die Biomasse wie bei den Sonnenblumen stets höher als in der Kontrollgruppe, allerdings nicht in auffälliger Masse. Es ist gut möglich, dass der hohe C_{org}-Gehalt hierbei eine Rolle gespielt hat.

Insgesamt wurde also die erste Hypothese, dass Auxin die Wurzel- und Sprossmasse massgeblich beeinflussen kann, in unserer Studie für Weizen nicht bestätigt. Bei Guo et al. (1999) konnten zwar Wachstumssteigerungen bei einer niedrigen Dosis von NAA beobachtet werden, aber er verwendete erstens mit Sand ein anderes Medium und zweitens arbeitete er mit einer synthetischen Auxinart. Auch wenn Mais wie Weizen eine monokotyledone Pflanze ist, kann jede Pflanze doch sehr unterschiedlich auf Auxin reagieren. Fuentes et al. (2000) verwendeten wesentlich höhere Konzentrationen von NAA und IBA und stellten bei ihren Maispflanzen stark reduziertes Wachstum fest. Auch bei Salisbury und Ross (1992) erwähnt, dass zu hohe Auxinkonzentrationen wachstumshemmend wirken. Zudem war die Behandlungsart mit Aufsprühen der Auxinlösung auf die Blätter bei Fuentes et al. (2000) anders.

Pilet und Saugy (1987) fanden in ihrer Arbeit mit Maiswurzeln und exogen aufgetragenem Auxin, dass die anfängliche Wachstumsrate der Wurzeln eine grosse Rolle spielt. Wurzeln, die sehr langsam gewachsen sind, wurden durch Auxin- unabhängig von der Konzentration- im weiteren Wurzelwachstum gehemmt. Bei Wurzeln, die von Anfang an sehr gut wuchsen, konnte durch

niedrige Auxinkonzentrationen von etwa 10^{-9} M ein wachstumsfördernder Effekt festgestellt werden. Dies legt nahe, dass der „Gesundheitszustand“ der Wurzeln bedeutend für eine Phytohormonbehandlung ist. Eine intensivere Untersuchung der Wurzeln in dieser Studie hätte darüber vielleicht mehr Auskunft gegeben. Insgesamt lassen sich nur wenige wissenschaftliche Arbeiten zu dem Thema Pflanzenhormone und Effekte bei monokotyledonen Pflanzen finden. Es scheint so zu sein, dass diese aufgrund ihrer unterschiedlichen Physiologie anders und weniger effektiv auf Auxinbehandlungen reagieren. Dies wird deutlicher, wenn die Wirkung von Auxin als Herbizid betrachtet wird. Synthetische Auxine werden schon seit ca. 1940 als Bekämpfungsmittel gegen unerwünschte Pflanzen eingesetzt. Dabei fiel auf, dass Auxine wesentlich mehr Einfluss auf Dikots als auf Monokots haben. Diese Selektivität wird oftmals so erklärt, dass Gräser weniger Auxin absorbieren und somit auch kein Ethylen produzieren, welches die Pflanze zerstören könnte. Dies könnte eine mögliche Erklärung für die kaum vorhandenen Wachstumsunterschiede sein. Jedoch sind auch noch andere, bisher unbekannte Mechanismen dahinter zu vermuten (Salisbury und Ross, 1992).

5.2.2 Nähr- und Schadstoffkonzentrationen

Es stellt sich nun die Frage, ob zumindest bei der Spurenelementaufnahme Veränderungen beim Weizen durch die Auxinbehandlungen erzielt werden konnten. Die Ergebnisse der drei verwendeten Medien sind für die Weizensprosse in untenstehender Tab. 18 zusammengefasst.

Tab. 18: Die Ergebnisse der Spurenelementaufnahme aus den drei verschiedenen Medien für die Weizensprosse. Die Angaben sind prozentuale Zunahmen (+) oder Abnahmen (-) im Vergleich mit der Kontrollgruppe.

Element	Medium	10 ⁻⁹ M	10 ⁻⁸ M	10 ⁻⁷ M	10 ⁻⁶ M	10 ⁻⁵ M
Ca	Agartest	-11.4	-	+4.6	-5.7	-30.2
	Unkontaminiert	-6.7	-21.3	-23.3	-13.1	-14.2
	Kontaminiert	-15.3	-14.7	+15.3	+6.1	-4.4
K	Agartest	-4.3	-	-2.0	-0.3	-36.0
	Unkontaminiert	-7.0	-9.2	-22.2	-29.9	-13.0
	Kontaminiert	-3.4	+3.6	-3.3	-2.4	+3.4
Mg	Agartest	-16.0	-	-16.0	-11.9	-16.0
	Unkontaminiert	-18.1	-29.7	-29.7	-16.1	-20.0
	Kontaminiert	-7.1	-8.3	+20.2	+10.7	-5.6
Cu	Agartest	-13.3	-	+6.7	-6.7	-40.0
	Unkontaminiert	-6.3	0.0	-12.5	0.0	-6.3
	Kontaminiert	-6.3	-6.3	+6.3	+12.5	-12.5
Fe	Agartest	-5.5	-	+1.8	+4.5	-23.6
	Unkontaminiert	-10.2	-10.2	-28.4	-19.3	-17.0
	Kontaminiert	-28.6	-25.0	-16.1	-5.4	-10.7
Mn	Agartest	-9.6	-	+4.8	-21.2	-48.1
	Unkontaminiert	-5.3	-19.5	-91.6	-7.4	-10.4
	Kontaminiert	-	-	-	-	-
Zn	Agartest	-14.5	-	-1.1	-19.9	-69.9
	Unkontaminiert	-31.1	-37.8	-41.9	-39.2	-17.6
	Kontaminiert	-2.6	-7.9	-11.8	-3.9	-14.5

Sowohl bei den Wurzeln als auch den Sprossen der Weizenpflanzen kann für die Spurenelemente Calcium, Kupfer, Kalium, Magnesium, Mangan, Nickel und Zink festgehalten werden, dass in der Konzentration 10⁻⁷ M am meisten aufgenommen wurde. Der Peak ist für die Wurzeln wesentlich höher und zeigt, dass die Elemente zwar vermehrt in die Wurzeln aufgenommen, aber nicht in gleichem Masse in den Spross verlagert wurden. Ausser Kalium und Magnesium sind diese anderen Elemente jedoch auch recht immobil in der Pflanze. Dieses Ergebnis ist insofern überraschend, als in der Biomasse weder bei Wurzeln noch beim Spross im Vergleich zur Kontrollgruppe Veränderungen zu sehen waren. Allenfalls könnte Auxin morphologische Unterschiede in den Weizenwurzeln bewirkt haben, womit mehr Spurenelemente in die Pflanzen gelangen konnten, was sich aber nicht auf die Biomasse auswirkte. Auffallend ist auch, dass bereits bei den Sonnenblumen die Auxinkonzentration 10⁻⁷ M interessant erschien. In dieser Hinsicht kann also nicht viel Unterschied bei den beiden Pflanzen erkannt werden.

Das Element Eisen verhält sich wie schon bei den Sonnenblumenwurzeln anders als die übrigen Spurenelemente. Seine Aufnahme nahm mit höher werdender Auxinkonzentration stetig ab. Dies verhielt sich auch in den Sprossen so. Eine mögliche Ursache könnten wieder die spezifisch entwickelten Mechanismen der Pflanzen bei der Eisenaufnahme sein, die sich von den anderen Elementen unterscheiden. Weizen zählt zu den Strategie – II – Pflanzen und verfügt über andere Möglichkeiten als die der Sonnenblumen, Eisen aufzunehmen. In diesem Fall scheint Auxin mit immer höherer Konzentration der Aufnahme dieses Spurenelements entgegenzuarbeiten. Dies konnte auch bei den Sonnenblumensprossen im unkontaminierten Versuchsboden beobachtet werden. Bei Betrachten der Normalwerte in Tab. xxx fällt auf, dass die gemessenen Konzentrationen von Zink und Kupfer, mit denen das Agar angereichert war, weit darüber liegen; laut Welch (1987) sind sie sogar toxisch. Bei unseren Pflanzen konnten aber keine äusseren Merkmale von Zink- oder Kupferüberschuss, wie z.B Chlorosen oder verfärbte Blätter, festgestellt werden. Laut Bergmann (1993) sind sogar erst Gehalte von über 550 mg / kg TS in Getreide kritisch. Ein möglicherweise reduzierender Effekt auf das Wachstum kann aber nicht ausgeschlossen werden.

Für den unkontaminierten Boden stellte sich heraus, dass sich für die beim Agartest vielversprechend erscheinende Konzentration 10^{-7} M ein anderes Bild abzeichnete; hier wurden am wenigsten Spurenelemente gemessen, obwohl sich bei der Biomasse im Vergleich mit den anderen Gruppen keine markanten Unterschiede zeigten. Auch bei den anderen Auxingruppen wurden weniger Elemente aufgenommen, als in der Kontrollgruppe. Möglich wäre also je nach Konzentration des Phytohormons, dass die Aufnahme z.B. durch morphologische Veränderungen in der Wurzeln mehr oder weniger stark reduziert wurden.

Beim kontaminierten Boden ist im Gegensatz zu den Sonnenblumen kein klarer Trend zu erkennen. Zwar sticht nun wieder die Auxinkonzentration 10^{-7} M für einige Elemente- insbesondere Kupfer- hervor, doch für die Mehrheit der übrigen Spurenelemente konnten keine Veränderungen bezüglich Aufnahme verzeichnet werden. Eine starke Erhöhung von Nickel, wie sie Guo et al. (1999) bei Maissetzlingen fand, konnte nicht beobachtet werden.

6. Schlussfolgerungen

Diese Studie wurde durchgeführt, um die Effekte von Auxin auf die Spurenelementaufnahme verschiedener wichtiger Kulturpflanzen zu untersuchen und festzustellen, ob sich hieraus mögliche Ansätze zur Durchführung des Phytomanagements finden lassen.

Die erste Hypothese, dass Auxin einen Einfluss auf das Wurzel : Spross- Verhältnis der Pflanzen hat, konnte teilweise verifiziert werden. Bei den Sonnenblumen konnten insbesondere beim kontaminierten Versuchsboden deutliche Veränderungen beobachtet werden und zwar sowohl bei der Biomasse als auch der Morphologie der Pflanzen. Beim Weizen hingegen waren die Wachstumseffekte nicht stark ausgeprägt. In dieser Hinsicht scheint die Physiologie der Versuchspflanzen eine grosse Rolle zu spielen. Um diesen Effekt aber nun für das Phytomanagement zu nutzen, müsste sich auch die Aufnahme von Spurenelementen in die Pflanzen verändern; dies wurde in der zweiten und dritten Hypothese festgehalten. Auch diese konnten teilweise angenommen werden. Wiederum wurden Effekte beim kontaminierten Versuchsboden der Sonnenblumen beobachtet. Die Spurenelementaufnahme konnte gegenüber der Kontrollgruppe um bis zu 25 % für bestimmte Elemente gesteigert werden. Auch beim unkontaminierten Boden scheint bei den Sonnenblumen die Gruppe der Auxinkonzentration 10^{-7} M vielversprechend und könnte in weiteren Experimenten näher untersucht werden. Grundsätzlich hat sich also in dieser Studie bei den Sonnenblumen ein grösserer Effekt gezeigt als beim Weizen, was aber aufgrund der bisherigen Erfahrungen mit Auxin als Herbizid nicht weiter überrascht. Inwieweit tatsächlich aber die Wurzelmorphologie oder die Durchlässigkeit der Endodermis beeinflusst wurde, könnte erst in zukünftigeren intensiveren Studien mit Sicherheit analysiert werden.

Um die Methode der Phytohormonbehandlung für das Phytomanagement nutzen zu können, müssten noch viele Fragen beantwortet werden. So könnten zum einen noch verschiedene Behandlungsaspekte variiert werden, wie z.B. die Wachstumsdauer oder der Konzentrationsbereich. Interessant wäre auch, mit anderen Spurenelementen, etwa Aluminium oder Cadmium zu arbeiten. Bisher ist die Adsorption von Auxin im Boden oder dessen Degradation nicht bekannt. Um eine Auxinbehandlung in der Praxis durchführen zu können, wäre dieses Wissen jedoch essentiell. Eine weitere Möglichkeit für zukünftige Arbeiten wäre ferner, verschiedene Pflanzenarten zu testen. Dabei sollte man sich nicht nur auf die vielversprechenderen dikotyledonen Pflanzen beschränken, sondern vielmehr versuchen herauszufinden, warum Auxin anscheinend nicht gut von Monokots absorbiert wird. Wenn dies erreicht werden könnte, könnten vielleicht die gleichen Effekte auch bei diesen Gewächsen gefunden werden. Denn viele monokotyledonen Pflanzen, wie zum Beispiel Mais oder Reis, spielen für die Nahrungsproduktion weltweit eine tragende Rolle.

7. Ausblick

Die erwarteten Effekte durch die Auxinbehandlung konnten vor allem bei den Sonnenblumen betrachtet werden. Hier gibt es sowohl beim kontaminierten Boden als auch beim nicht kontaminierten Boden verschiedene Aspekte, bei denen eingehendere Untersuchungen interessant wären. Beim Weizen gibt es wesentlich weniger, aber dennoch ebenfalls vereinzelte Punkte, bei denen sich eine genauere Analyse als lohnenswert herausstellen könnte. Prinzipiell konnten in dieser Arbeit somit Ansätze gefunden werden, die sich sowohl für die Phytoextraktion bzw. Biofortification als auch für die Phytostabilisation eignen würden. Allerdings bleiben auch noch viele Fragen offen. Die Varität der kontaminierten Böden ist global so gross, dass weitere Tests unumgänglich sind. Auch sollten die einzelnen Untersuchungen nicht nur auf die Wurzel- und Sprosstteile beschränkt werden; gerade im Bereich Biofortification ist der Gehalt der Spurenelemente in den essbaren Pflanzenteilen wichtig. Wenn dies mittels weiterer, intensiverer Untersuchungen geklärt werden könnte, könnte Auxin zum Beispiel dem Bewässerungswasser beigefügt werden. Eine andere Möglichkeit böte sich mit der Freisetzung von Bakterien, die die Produktion von Auxin in der Pflanze anregen bzw. Auxin ausscheiden.

Einige Aspekte müssen somit noch geklärt werden, um diese Methode wirklich in die Praxis umzusetzen. Da Auxin nicht gerade kostengünstig ist und die Anwendung sich bisher eher schwierig gestaltet, ist noch viel Forschungsbedarf vorhanden, bis die optimale Anwendung von Phytohormonen gewährleistet werden kann. Das Potenzial für das Phytomanagement, dass diese Behandlungsart in sich trägt, können wir jedoch schon heute sehen.

Anhang A: Angaben zu den Versuchspflanzen

A.1: Sonnenblumen

Die Sonnenblume (*Helianthus annuus*) gehört zu den Fett liefernden Pflanzen und wurde neben Mais und Bohne um 1596 von der neuen Welt nach Europa gebracht. In Abb. A.1a sind die Ursprungsgegenden sowie die wichtigsten heutigen Anbaubereiche ersichtlich.

Systematik	
Unterklasse	Asternähnliche (<i>Asteridae</i>)
Ordnung	Asternartige (<i>Asterales</i>)
Familie	Korbblütengewächse (<i>Asteraceae</i>)
Gattung	<i>Helianthus</i>



Abb. A.1a: Die Ursprungsgegend der Sonnenblume (schwarz markiert) ist der aride Teil Nordamerikas. Die grauen Regionen zeigen die heutigen Hauptanbaubereiche an.
(Quelle: <http://www2.mpiz-koeln.mpg.de/pr/garten/schau/Helianthusannuus/Sonnenblume.html>)

Sonnenblumen zählen zu den einjährigen, dikotyledonen Pflanzen (s. Abb. A.1b). Sie erreichen eine Höhe zwischen 1-3 m; der Stiel ist kräftig, 2-7 cm dick und rau behaart. Sie stellen relativ hohe Ansprüche an den Boden und Düngung und verlangen beim Anbau einen nährstoffreichen, warmen, sonnigen und mässig trockenen Standort. Die Vegetationszeit dauert etwa von April bis September und sollte eine Temperatursumme von mindestens 1450°C- gerechnet ab einem Basiswert von 6°C- beinhalten. Sie bilden eine deutliche Pfahlwurzel mit zahlreichen langen Seitenwurzeln aus, so dass eine gute Durchwurzelung des Bodens für den Anbau nötig ist (ProPlanta, 2008).

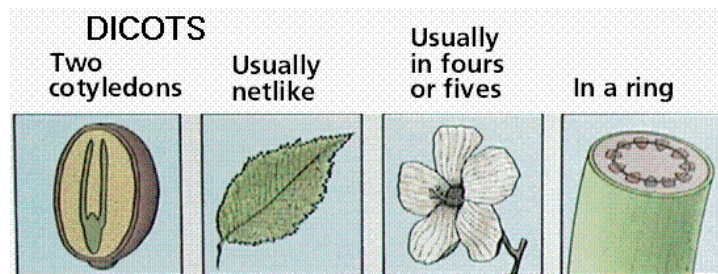


Abb. A.1b: Sonnenblumen zählen zu den dikotyledonen (zweikeimblättrigen) Pflanzen.
(Quelle: <http://www.emc.maricopa.edu/faculty/farabee/BIOBK/BioBookPLANTANATII.html>)

A.2: Weizen

Die Weizenpflanze (*Triticum L.*) ist ein einjähriges, büschelig wachsendes Ährengras. Sie erreicht eine Höhe von ca. 50- 150 cm und ist mit einer aufrechten Ährenspindel versehen. Im Regelfall

tritt noch vor der Blütenöffnung Selbstbestäubung ein. Saatweizen gehört zu den Langtagspflanzen, d.h. er gelangt erst zum Blühen bei mehr als 13 Stunden Lichtdauer pro Tag (Franke, 1997). Der dunkelgrüne Halm ist rundlich, dünnwandig und hohl. In Abb. A.2a sind die Ursprungsgegenden sowie die wichtigsten heutigen Anbaubereiche dargestellt.

Systematik	
Klasse	Einkeimblättrige (Liliopsida)
Unterklasse	Commelinaähnliche (Commelinidae)
Ordnung	Süßgrasartige (Poales)
Familie	Süßgräser (Poaceae)
Gattung	<i>Triticum</i>



Abb. A.2a: Die Ursprungsgegend von Weizen (schwarz markiert) befindet sich in Vorderasien. Die grauen Regionen zeigen die heutigen Hauptanbaubereiche an. (Quelle: <http://www.lfl.bayern.de/ipz/zuechtungsforschung/15346/verbreitung.jpg>)

Weizen ist eine monokotyledone Pflanze und gehört zu den anspruchsvolleren Getreidearten (s. Abb.2b). Für gutes Wachstum werden schwere, nährstoffreiche und vor allem feuchte Lehmböden benötigt. Seine Wurzeln erreichen eine Tiefe von mehr als 1 m und zählt somit zu den Intensivwurzeln (Becker et al., 2000).

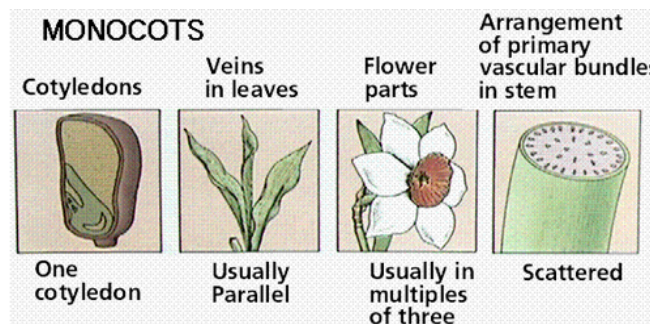


Abb. A.2b: Weizen zählt zu den monokotyledonen (einkeimblättrigen) Pflanzen. (Quelle: <http://www.emc.maricopa.edu/faculty/farabee/BIOBK/BioBookPLANTANATII.html>)

Anhang B: Messresultate

B.1: Ergebnisse des Ethanoltest

Tab. B.1: Ergebnisse für den Ethanoltest (Trockengewicht in mg) beider Versuchspflanzen mit den jeweiligen Standardfehlern.

	Weizen		Sonnenblumen	
	Wurzel	Spross	Wurzel	Spross
1%	3.8 (1.4)	4.8 (1.3)	6.6 (3.3)	30.6 (8.0)
0.10%	24.5 (3.6)	56.9 (4.9)	22.8 (2.1)	45.6 (4.9)
0.01%	17.6 (1.0)	53.0 (3.9)	21.8 (3.6)	52.7 (7.5)
0.001%	24.2 (1.9)	48.6 (3.1)	14.2 (2.6)	40.9 (5.1)
Kontrollgruppe	12.8 (1.6)	43.7 (0.5)	20.0 (1.1)	46.2 (3.4)

B.2: Trockengewicht und Wurzel : Spross Verhältnis der Pflanzen im Agartest

Tab. B.2a: Trockengewicht in mg der Wurzel- und Sprosstteile der Sonnenblumen im Agartest.

Konzentration	Wurzel	Spross	Wurzel:Spross
Kontrolle I	14.3	32.2	0.4
Kontrolle II	22	44.8	0.5
Kontrolle III	16.1	37.1	0.4
Kontrolle IV	18.7	41.9	0.4
10^{-9} II	21.6	52.6	0.4
10^{-9} III	18.2	49.3	0.4
10^{-9} IV	20.6	51.8	0.4
10^{-9} V	13.7	40	0.3
10^{-8} I	16.3	24.7	0.7
10^{-8} II	18.9	62.2	0.3
10^{-8} III	17.7	68.4	0.3
10^{-7} I	24.6	49.2	0.5
10^{-7} II	27	55.3	0.5
10^{-7} III	30.6	56.4	0.5
10^{-6} III	26	38.2	0.7
10^{-6} IV	16.2	55.7	0.3
10^{-6} V	48	39.3	1.2

Tab. B.2b: Trockengewicht in mg der Wurzel- und Sprosstteile der Weizenpflanzen im Agartest.

Konzentration	Wurzel	Spross	Wurzel:Spross
Kontrolle I	11	46.6	0.2
Kontrolle II	12.3	51.1	0.2
Kontrolle III	15.1	57.1	0.3
Kontrolle IV	12.9	47.6	0.3
Kontrolle V	12.6	44.8	0.3
10^{-9} I	10.7	48.2	0.2
10^{-9} III	14.8	59.4	0.2
10^{-9} V	15.3	61.2	0.3
10^{-7} I	10.9	38.8	0.3
10^{-7} II	16.6	45.3	0.4
10^{-7} III	12.1	41.3	0.3
10^{-7} V	14.1	48	0.3
10^{-6} II	19.2	35.3	0.5
10^{-6} III	12.8	50.6	0.3
10^{-6} IV	13.1	40.8	0.3
10^{-6} V	10.2	35.5	0.3
10^{-5} I	8.3	34.1	0.2
10^{-5} II	14.9	34.1	0.4
10^{-5} III	8	25	0.3
10^{-5} IV	12.6	27	0.5
10^{-5} V	17.3	45.9	0.4

B.3: Blattanzahl, Sprosslänge und Wurzellänge der Pflanzen im Agartest

Tab. B.3a: Blattanzahl, Sprosslänge und Länge der Hauptwurzel der Sonnenblumen im Agartest.

Konzentration	Blattanzahl	Sprosslänge	Wurzellänge
Kontrolle I	8	10.2	2.7
Kontrolle II	8	11.2	18.8
Kontrolle III	6	10	12.5
Kontrolle IV	6	11.4	13.5
10^{-9} II	6	14.9	16.7
10^{-9} III	6	9.5	13
10^{-9} IV	8	10	13.2
10^{-9} V	6	10.3	8.6
10^{-8} I	6	5.9	9.6
10^{-8} II	8	16	18.5
10^{-8} III	8	12.3	13.7
10^{-7} I	6	10.3	17.3
10^{-7} II	8	12.6	23
10^{-7} III	8	11.9	14.3
10^{-6} III	6	8.4	3
10^{-6} IV	8	9.5	4.5
10^{-6} V	8	6.3	15.5

Tab. B.3b: Blattanzahl, Sprosslänge und Hauptwurzellänge der Weizenpflanzen im Agartest.

Konzentration	Blattanzahl	Sprosslänge	Wurzellänge
Kontrolle I	4	26	8.6
Kontrolle II	4	24.9	9.8
Kontrolle III	4	28.3	8.7
Kontrolle IV	5	26	9
Kontrolle V	4	29	9.7
10^{-9} I	4	29	8.5
10^{-9} III	4	29.5	14
10^{-9} V	4	30.1	10.1
10^{-7} I	3	24.1	7.3
10^{-7} II	4	25.5	11
10^{-7} III	4	26.4	10.1
10^{-7} V	4	27.5	11.8
10^{-6} II	4	23	6.2
10^{-6} III	4	26.5	5
10^{-6} IV	4	21.6	6.7
10^{-6} V	4	21.5	6.1
10^{-5} I	3	13.5	3.3
10^{-5} II	4	17.5	3.5
10^{-5} III	3	15.3	5
10^{-5} IV	3	19.5	7.5
10^{-5} V	4	24.5	7

B.4: Trockengewichte und Spurenelementkonzentrationen der Versuchspflanzen im Agartest

Tab. B.4a: Trockengewichte (TG, in mg) und Konzentrationen der Spurenelemente (mg / kg TS) der Sonnenblumenwurzeln für den Agartest.

Konzentration	TG	Makroelemente			Mikroelemente					
		Ca	K	Mg	Cu	Fe	Mn	Ni	Pb	Zn
Kontrolle I	14	6723.8	21260.2	2189.7	220.5	462.0	29.7	176.2	33.9	382.5
Kontrolle II	22	5435.0	28242.7	3166.8	212.5	464.9	21.9	226.3	71.1	424.9
Kontrolle III	16	6327.4	32849.8	1917.8	252.6	761.1	27.3	196.9	96.9	366.9
Kontrolle IV	19	5369.3	25855.0	3485.3	261.8	304.3	24.2	239.8	84.9	345.9
10 ⁻⁹ M II	22	5576.4	20058.7	2108.6	268.1	538.3	20.3	198.4	140.0	216.0
10 ⁻⁹ M III	18	1264.3	1919.5	482.5	68.7	320.5	-	32.2	132.2	93.4
10 ⁻⁹ M V	14	4895.5	34064.1	2648.0	156.6	361.3	14.7	204.7	61.4	240.4
10 ⁻⁸ M I	16	6161.2	19527.8	2239.5	202.0	582.6	20.9	133.3	170.2	351.5
10 ⁻⁸ M II	19	7206.4	16667.3	3248.4	242.0	488.8	13.3	232.3	109.6	335.5
10 ⁻⁸ M III	18	431.6	1354.8	551.2	59.7	217.7	-	32.8	49.4	80.8
10 ⁻⁷ M I	25	5126.0	31520.2	2548.1	282.8	453.7	23.8	237.9	134.3	459.5
10 ⁻⁷ M II	27	6728.1	14458.4	2763.3	267.5	527.2	25.9	216.5	116.7	486.5
10 ⁻⁷ M III	31	4408.3	15932.0	2337.8	203.3	323.2	16.3	173.4	108.3	202.3
10 ⁻⁶ M III	26	6705.6	5757.4	1063.4	146.1	259.6	11.6	80.1	145.3	171.1
10 ⁻⁶ M IV	6	5786.2	15609.8	3057.0	289.2	365.6	-	270.4	88.7	304.3
10 ⁻⁶ M V	48	4787.5	14273.4	2399.0	197.4	177.2	15.5	195.7	77.3	191.0

Tab. B.4b: Trockengewichte (TG, in mg) und Konzentrationen der Spurenelemente (mg / kg TS) der Sonnenblumensprosse für den Agartest.

Konzentration	TG	Makroelemente			Mikroelemente				
		Ca	K	Mg	Cu	Fe	Mn	Ni	Zn
Kontrolle I	32	19000.5	39294.6	4803.9	22.8	56.7	198.8	65.9	351.2
Kontrolle II	45	22218.1	34057.2	5880.3	22.2	56.0	144.5	74.9	304.0
Kontrolle III	37	18489.3	27822.8	4818.6	19.3	56.2	124.4	75.9	254.6
Kontrolle IV	42	20220.5	36301.5	4653.8	28.2	76.2	140.7	68.4	276.9
10 ⁻⁹ M II	52.6	20329.2	34092.1	5329.9	27.1	78.9	122.7	61.8	280.1
10 ⁻⁹ M III	49.3	16385.9	28647.2	5195.9	23.3	51.8	122.8	53.4	285.7
10 ⁻⁹ M V	40	14367.9	27982.6	3773.0	18.8	47.3	95.1	54.9	187.6
10 ⁻⁸ M I	24.7	17014.8	14031.8	4733.0	17.2	56.4	112.6	86.6	164.9
10 ⁻⁸ M II	62.2	18250.1	29249.3	4952.4	25.7	84.7	135.5	58.0	252.0
10 ⁻⁸ M III	68.4	16197.1	30812.2	4831.8	20.3	49.9	104.1	57.8	205.3
10 ⁻⁷ M I	49.2	2259.1	31874.9	5331.8	31.8	68.5	144.4	74.0	334.4
10 ⁻⁷ M II	55.3	1575.1	31232.6	5177.7	29.9	63.8	130.3	61.6	275.8
10 ⁻⁷ M III	56.4	9685.3	31939.1	4681.6	24.6	51.9	124.2	61.2	337.5
10 ⁻⁶ M III	38	9685.3	9993.4	2899.9	9.6	55.6	61.1	51.0	130.0
10 ⁻⁶ M IV	56	22862.7	31719.4	5977.1	22.8	65.2	165.7	59.4	399.3
10 ⁻⁶ M V	39	19738.4	27531.6	5473.5	28.1	50.0	158.2	65.0	322.8

Tab. B.4c: Trockengewichte (TG, in mg) und Konzentrationen der Spurenelemente (mg / kg TS) der Weizenwurzeln für den Agartest.

Konzentration	TG	Makroelemente			Mikroelemente					
		Ca	K	Mg	Cu	Fe	Mn	Ni	Pb	Zn
Kontrolle I	11	1830.3	16631.4	1459.6	537.6	507.2	57.8	521.1	21.3	358.9
Kontrolle II	12.3	1835.5	12988.1	1542.3	446.3	377.6	51.7	472.7	17.6	346.7
Kontrolle III	15.1	1796.7	10814.6	1930.6	379.0	398.0	51.8	390.6	31.8	283.4
Kontrolle IV	12.9	1516.7	2649.9	1042.3	388.1	349.8	48.0	127.8	27.2	291.4
Kontrolle V	12.6	1574.8	3373.7	1091.7	397.5	201.2	39.1	185.0	15.6	213.3
10 ⁻⁹ M I	10.7	1584.4	2688.2	1164.8	542.3	212.4	58.2	225.9	15.4	305.0
10 ⁻⁹ M III	14.8	1471.7	1881.9	1017.7	411.4	272.1	130.4	176.0	7.0	261.0
10 ⁻⁹ M V	15.3	1578.1	12654.5	1559.3	336.1	382.6	32.5	374.0	19.6	269.9
10 ⁻⁷ M I	10.9	1372.3	9801.8	1402.4	270.5	101.8	63.5	271.8	7.7	256.1
10 ⁻⁷ M II	16.6	2032.8	15656.7	2348.7	403.4	107.4	83.5	523.2	2.9	305.0
10 ⁻⁷ M III	12.1	1897.1	15610.2	1946.3	578.1	137.6	76.4	578.8	17.8	624.5
10 ⁻⁷ M V	14.1	1824.2	12626.8	1679.0	425.9	209.7	43.9	477.7	-	322.6
10 ⁻⁶ M II	19.2	1797.0	12009.0	1503.9	336.8	85.7	53.8	295.1	10.7	209.8
10 ⁻⁶ M III	12.8	1482.0	3019.0	1080.8	292.0	169.2	28.7	152.6	35.3	331.1
10 ⁻⁶ M IV	13.1	1196.4	10912.2	1295.1	237.5	94.8	54.0	222.4	4.9	257.9
10 ⁻⁶ M V	10.2	1460.3	6389.1	965.6	353.2	130.2	42.5	359.7	9.4	287.3
10 ⁻⁵ M I	8.3	1173.7	2098.7	1101.0	61.7	50.8	23.8	39.2	-	142.9
10 ⁻⁵ M II	14.9	1224.2	6205.6	1054.8	61.8	53.9	27.5	63.4	3.4	147.6
10 ⁻⁵ M III	8	1331.4	1575.0	1220.7	101.0	71.1	39.5	52.9	-	146.2
10 ⁻⁵ M IV	12.6	1246.2	3988.3	1147.7	48.0	58.0	22.9	110.3	-	174.5
10 ⁻⁵ M V	17.3	1534.1	7682.4	1591.8	177.7	100.4	28.3	207.5	15.5	215.3

Tab. B.4d: Trockengewichte (TG, in mg) und Konzentrationen der Spurenelemente (mg / kg TS) der Weizensprosse für den Agartest.

Konzentration	TG	Makroelemente			Mikroelemente				
		Ca	K	Mg	Cu	Fe	Mn	Ni	Zn
Kontrolle I	47	3095.6	30875.3	2152.9	16.1	53.8	109.3	8.0	214.2
Kontrolle II	51	4181.5	31556.9	2868.2	16.9	54.4	112.8	6.2	203.9
Kontrolle III	57	3402.0	29769.8	2354.4	14.9	53.8	94.4	4.9	152.2
Kontrolle IV	48	3530.9	35549.8	2465.7	15.3	63.8	111.9	6.6	200.9
Kontrolle V	45	3316.8	29565.7	2309.8	12.8	48.2	92.4	3.7	158.9
10 ⁻⁹ M I	48	3184.4	31061.0	2164.0	15.6	74.0	98.0	6.8	179.4
10 ⁻⁹ M III	59	2955.5	30596.3	1807.1	10.3	39.4	101.7	5.5	132.8
10 ⁻⁹ M V	61	3178.1	28653.3	2144.4	13.1	43.3	82.2	4.7	164.0
10 ⁻⁷ M I	39	2932.2	24432.9	1655.9	11.0	47.4	58.8	6.7	86.6
10 ⁻⁷ M II	45	4255.1	32742.6	2258.6	20.5	64.9	138.1	9.7	259.1
10 ⁻⁷ M III	41	3646.3	33386.1	2245.0	16.4	59.3	115.0	-	173.1
10 ⁻⁷ M V	48	3860.8	32798.8	2408.7	15.8	53.4	125.5	8.1	215.6
10 ⁻⁶ M II	35	3979.5	39092.8	2639.4	18.9	84.0	119.8	9.0	219.5
10 ⁻⁶ M III	51	3006.7	34250.6	1981.3	15.3	67.6	87.4	7.7	184.5
10 ⁻⁶ M IV	41	2700.6	25779.8	1726.5	11.9	48.5	52.8	6.4	74.3
10 ⁻⁶ M V	36	3566.5	26412.7	1815.8	10.3	53.2	69.1	6.0	117.2
10 ⁻⁵ M I	34	1799.3	10892.2	1006.4	3.4	21.0	31.6	3.6	24.0
10 ⁻⁵ M II	34	2359.6	17007.7	1367.1	9.5	34.1	44.4	7.5	41.4
10 ⁻⁵ M III	25	2725.1	25645.9	1505.7	7.7	46.3	64.1	4.0	-
10 ⁻⁵ M IV	27	2218.4	19120.7	1526.5	8.9	43.7	51.8	3.0	53.9
10 ⁻⁵ M V	46	3163.1	27929.5	2031.3	13.1	62.9	79.5	6.4	106.6

B.5: Blattanzahl, Blattspannweite und Sprosslänge im Topfpflanzenexperiment

Tab. B.5a: Blattanzahl, Blattspanweite (Sonnenblume) sowie die Sprosslänge in cm der Versuchspflanzen beim unkontaminierten Versuchbodens.

Konzentration	Blattanzahl		Blattspanweite Sonnenblume	Sprosslänge	
	Weizen	Sonnenblume		Weizen	Sonnenblume
Kontrolle I	10	11	11.6	36.8	14.5
Kontrolle II	10	11	10.6	44	11
Kontrolle III	10	11	13.5	40.5	13
Kontrolle IV	8	10	11.2	44	7.8
Kontrolle V	10	10	15	42.3	11.5
10 ⁻⁹ I	8	10	14.1	41.2	14.7
10 ⁻⁹ II	6	10	12.9	42.6	15.3
10 ⁻⁹ III	8	11	12.9	44.7	19.2
10 ⁻⁹ IV	9	10	13	44.6	18.9
10 ⁻⁹ V	9	12	12.8	44.5	11.3
10 ⁻⁸ I	10	11	13.8	42.1	17.8
10 ⁻⁸ II	8	13	13.5	38.8	22.3
10 ⁻⁸ III	9	11	14.3	42.8	19.5
10 ⁻⁸ IV	11	11	11.2	39.7	15.6
10 ⁻⁸ V	3	10	11.8	31.1	16
10 ⁻⁷ I	10	12	16	40	11
10 ⁻⁷ II	9	10	11.5	39.1	10.2
10 ⁻⁷ III	10	10	8.5	40.2	8.7
10 ⁻⁷ IV	10	10	12	39.2	14.5
10 ⁻⁷ V	11	11	11.6	42.4	13.2
10 ⁻⁶ I	9	11	12	39.8	12
10 ⁻⁶ II	8	13	12.4	43.2	16.5
10 ⁻⁶ III	9	11	11.3	41.9	17.9
10 ⁻⁶ IV	11	12	12.8	45.3	14.8
10 ⁻⁶ V	11	12	11.4	42.8	14.8
10 ⁻⁵ I	8	10	10.9	40.4	20.2
10 ⁻⁵ II	9	11	11.1	41.2	9
10 ⁻⁵ III	8	10	10.8	37.8	11
10 ⁻⁵ IV	7	10	12.2	37.7	14.7
10 ⁻⁵ V	7	10	11.1	42.8	17.6

Tab. B.5b: Blattanzahl, Blattspanweite (Sonnenblume) sowie die Sprosslänge in cm der Versuchspflanzen beim kontaminierten Versuchbodens.

Konzentration	Blattanzahl		Blattspannweite Sonnenblume	Sprosslänge	
	Weizen	Sonnenblume		Weizen	Sonnenblume
Kontrolle I	8	10	12	40.8	9.5
Kontrolle II	7	11	15.2	40.3	10
Kontrolle III	11	10	12.5	38	16
Kontrolle IV	8	10	11.3	37.5	10.8
Kontrolle V	8	10	11.5	38	17.5
10^{-9} I	10	12	18.8	43.5	14.8
10^{-9} II	8	12	14.8	40.2	19.2
10^{-9} III	8	11	13.7	39.8	13.9
10^{-9} IV	7	12	17.5	41.3	13.8
10^{-9} V	10	13	19.2	41.4	16.5
10^{-8} I	10	15	19.5	41.4	18.5
10^{-8} II	8	11	16	42.5	10.5
10^{-8} III	8	12	13.8	36.8	12.3
10^{-8} IV	11	11	17.5	36.7	17.3
10^{-8} V	10	12	15.7	38.7	17.4
10^{-7} I	8	12	16	41.8	15
10^{-7} II	11	12	17.7	33.1	14.7
10^{-7} III	10	11	14.5	39.3	16.5
10^{-7} IV	8	11	15.5	37.2	14.6
10^{-7} V	10	15	13	35.5	16
10^{-6} I	11	11	15.3	40.4	15.5
10^{-6} II	10	13	14	39.8	14.3
10^{-6} III	7	12	13.3	36.8	17.5
10^{-6} IV	8	11	16.4	39.2	13.4
10^{-6} V	9	12	14.3	37	14.3
10^{-5} I	10	9	10.4	38.8	17.5
10^{-5} II	11	8	10.5	39.5	11.3
10^{-5} III	10	12	11.2	40.5	13.2
10^{-5} IV	7	12	12.5	28.7	17
10^{-5} V	6	10	11.5	35.4	11.8

B.6: Trockengewichte und Spurenelementkonzentrationen der Versuchspflanzen im Topfpflanzenexperiment

Tab. B.6a: Trockengewichte (TG, in mg) und Konzentrationen der Spurenelemente (mg / kg TS) der Sonnenblumensprosse im Topfpflanzenversuch für den unkontaminierten Versuchsboden.

Konzentration	TG	Makroelemente			Mikroelemente					
		Ca	K	Mg	Cu	Fe	Mn	Ni	Pb	Zn
Kontrolle I	389	24164.2	25485.3	5056.0	14.5	59.0	5095.3	2.3	0.0	139.3
Kontrolle II	178	27407.1	47008.8	4247.0	38.0	-	8708.0	3.4	1.0	345.1
Kontrolle III	418	30716.4	23552.2	5091.0	22.0	45.0	6410.4	4.1	1.0	223.9
Kontrolle IV	184	23594.0	33432.8	4573.0	15.0	90.0	4729.3	2.6	0.0	180.5
10 ⁻⁹ I	309	20295.8	26000.0	4363.0	11.0	29.0	5129.9	2.3	1.0	187.6
10 ⁻⁹ II	336	22942.1	22194.0	4467.0	10.0	74.0	4517.1	3.0	2.0	193.2
10 ⁻⁹ III	416	22850.7	26395.5	4443.0	11.9	45.0	5343.3	3.0	1.0	179.1
10 ⁻⁹ IV	324	18564.3	33314.3	4696.0	19.0	43.0	3807.1	2.3	0.0	107.1
10 ⁻⁹ V	232	25859.2	28739.4	5366.0	20.0	42.0	4915.5	0.0	0.0	183.1
10 ⁻⁸ I	382	18918.1	28433.8	3747.0	22.0	58.0	3969.3	5.0	0.0	160.8
10 ⁻⁸ II	430	26346.7	24638.5	5740.0	23.0	31.0	5766.3	3.0	1.0	216.7
10 ⁻⁸ III	416	13731.2	16611.9	4618.0	9.0	30.0	3220.7	4.0	0.0	105.1
10 ⁻⁸ IV	322	26067.6	29632.8	5323.0	17.5	61.0	5015.4	2.8	1.0	130.6
10 ⁻⁷ I	411	27307.1	22268.7	2421.0	24.0	-	7418.4	2.9	1.0	230.0
10 ⁻⁷ II	166	21573.2	30390.6	3732.0	16.0	47.0	4618.4	2.8	0.0	148.0
10 ⁻⁷ III	186	24823.3	25176.9	3799.0	23.0	46.0	5906.3	3.5	1.0	261.1
10 ⁻⁷ IV	298	39977.1	27007.6	5553.0	21.5	61.0	7050.3	3.6	1.0	221.0
10 ⁻⁷ V	305	30972.2	27117.6	4898.0	21.5	29.0	6608.2	3.8	1.0	285.1
10 ⁻⁶ I	271	26475.5	25323.1	4293.0	19.0	31.0	6123.9	2.8	1.0	221.7
10 ⁻⁶ II	408	29511.1	20970.6	4504.0	18.0	59.0	5422.2	3.0	1.0	192.6
10 ⁻⁶ III	401	19521.1	20767.6	3422.0	16.0	35.2	4570.4	3.0	0.0	119.7
10 ⁻⁶ IV	393	30301.3	28192.9	4604.0	25.0	43.0	6111.9	3.2	0.0	172.2
10 ⁻⁶ V	298	27595.5	27619.7	4221.0	15.0	42.0	5459.7	3.0	1.0	176.8
10 ⁻⁵ I	359	14730.1	23686.6	3484.0	14.0	30.0	3680.7	2.3	0.0	104.9
10 ⁻⁵ II	242	21826.6	32423.1	4879.0	17.0	46.0	4411.8	2.4	0.0	100.6
10 ⁻⁵ III	253	23221.1	30500.0	4851.0	20.0	73.0	5790.6	2.7	1.0	256.2
10 ⁻⁵ IV	284	30624.1	25246.4	5077.0	20.0	44.0	5479.0	4.3	0.0	174.2
10 ⁻⁵ V	388	23459.9	19807.1	3319.0	15.0	29.0	5078.8	3.0	0.0	157.6

Tab. B.6b: Trockengewichte (TG, in mg) und Konzentrationen der Spurenelemente (mg / kg TS) der Sonnenblumensprosse im Topfpflanzenversuch für den kontaminierten Versuchsboden.

Konzentration	TG	Makroelemente			Mikroelemente			
		Ca	K	Mg	Cu	Fe	Mn	Zn
Kontrolle I	237	23531.7	29182.5	5970.0	11.9	31.7	16.0	55.6
Kontrolle II	316	29321.4	36992.9	7623.0	16.0	43.0	14.0	64.3
Kontrolle IV	300	27582.6	40223.9	7022.0	17.0	37.5	15.0	67.6
Kontrolle V	265	24234.8	38613.6	6844.0	16.0	30.0	30.0	83.3
10 ⁻⁹ I	371	36329.9	30477.6	9267.0	22.0	45.0	30.0	66.9
10 ⁻⁹ II	423	31984.0	31137.7	8433.0	20.0	29.0	15.0	79.9
10 ⁻⁹ III	323	28320.3	32343.8	8800.0	15.0	47.0	16.0	70.3
10 ⁻⁹ IV	287	32388.4	41795.1	8813.0	17.0	41.3	17.0	57.9
10 ⁻⁹ V	41	33488.7	31044.8	7761.0	18.0	45.0	30.0	67.7
10 ⁻⁸ I	530	32995.4	30424.2	8027.0	19.0	46.0	15.0	46.0
10 ⁻⁸ II	329	34572.6	30137.1	8825.0	22.5	48.0	16.0	72.6
10 ⁻⁸ III	248	33178.0	37067.8	7985.0	18.0	51.0	34.0	93.2
10 ⁻⁸ IV	332	33500.0	37666.7	7367.0	17.0	43.0	14.0	50.7
10 ⁻⁸ V	487	30087.0	30065.2	8852.0	16.0	43.0	14.0	65.2
10 ⁻⁷ I	369	31772.7	39772.7	7522.0	16.0	61.0	15.0	83.3
10 ⁻⁷ III	337	25267.6	34823.9	8867.0	17.0	42.0	14.0	63.4
10 ⁻⁷ IV	355	33121.4	34928.6	8569.0	17.0	43.0	29.0	64.3
10 ⁻⁷ V	386	30843.8	30320.3	8843.0	22.0	78.0	16.0	54.7
10 ⁻⁶ I	385	24962.1	25689.4	8101.0	19.0	30.0	15.0	68.2
10 ⁻⁶ II	272	35727.3	39727.3	8029.0	18.0	45.0	30.0	53.0
10 ⁻⁶ III	341	27092.3	29792.3	6757.0	19.5	62.0	15.0	69.2
10 ⁻⁶ IV	338	24335.8	35985.1	10751.0	21.0	45.0	15.0	67.2
10 ⁻⁶ V	351	25289.1	30093.8	7037.0	23.0	31.0	16.0	85.9
10 ⁻⁵ I	231	17773.0	38465.5	3918.0	12.0	35.0	17.0	60.7
10 ⁻⁵ II	182	23715.5	39181.0	6584.0	19.0	52.0	17.0	112.1
10 ⁻⁵ III	277	23587.0	26007.2	6012.0	11.0	29.0	14.0	50.7
10 ⁻⁵ IV	293	30122.1	33085.7	7354.0	18.5	57.0	43.0	79.0
10 ⁻⁵ V	209	27824.1	42231.5	6459.0	14.0	37.0	37.0	64.8

Tab. B.6c: Trockengewichte (TG, in mg) und Konzentrationen der Spurenelemente (mg / kg TS) der Weizenpflanzenprosse im Topfpflanzenversuch für den unkontaminierten Versuchsboden.

Konzentration	TG	Makroelemente			Mikroelemente			
		Ca	K	Mg	Cu	Fe	Mn	Zn
Kontrolle I	295	9588.7	28427.4	2869.5	13.4	72.6	1483.9	72.6
Kontrolle II	305	10744.4	39166.7	3573.1	20.7	111.1	1566.7	89.0
Kontrolle III	321	9430.0	36530.0	2892.8	15.0	80.0	1290.0	60.0
Kontrolle IV	284	10902.2	36260.9	3350.7	15.6	87.0	1445.7	76.1
Kontrolle V	296	9891.3	32815.2	2811.1	15.0	87.0	1304.3	76.1
10 ⁻⁹ I	341	7781.3	24604.2	2405.0	11.0	63.0	1135.4	42.0
10 ⁻⁹ II	164	10162.8	44453.5	2088.0	16.0	93.0	1325.6	58.1
10 ⁻⁹ III	264	8613.6	33909.1	2619.0	16.0	91.0	1227.3	56.8
10 ⁻⁹ IV	322	11791.7	27427.1	3250.0	19.0	83.0	1760.4	52.1
10 ⁻⁹ V	319	8777.8	30600.0	2333.0	15.0	67.0	1266.7	44.0
10 ⁻⁸ I	386	11644.4	25300.0	3167.0	17.0	89.0	1700.0	55.6
10 ⁻⁸ II	185	7968.8	36270.8	2234.0	19.0	83.0	1104.2	52.1
10 ⁻⁸ III	291	7422.0	29522.2	2112.0	17.0	89.0	1089.0	44.0
10 ⁻⁸ IV	358	9588.9	25911.1	2502.0	18.0	89.0	1433.3	44.0
10 ⁻⁸ V	50	3177.8	40266.7	886.0	9.0	44.0	377.8	33.3
10 ⁻⁷ I	336	3865.5		924.0	7.0	21.0	588.0	21.0
10 ⁻⁷ II	278	9745.1	27921.6	2802.0	18.0	78.0	1588.2	49.0
10 ⁻⁷ III	311	7581.6	28479.6	2200.0	13.0	61.0	1102.0	41.0
10 ⁻⁷ IV	318	8877.4	31622.6	2494.0	18.0	84.9	1320.8	57.0
10 ⁻⁷ V	355	8696.1	19774.5	2500.0	15.0	68.6	1362.7	49.0
10 ⁻⁶ I	355	7627.7	24031.9	2413.0	14.0	64.0	1095.7	43.0
10 ⁻⁶ II	340	11010.1	26810.0	2749.0	17.0	81.0	1505.1	50.5
10 ⁻⁶ III	286	9107.8	26107.8	2622.0	18.0	78.0	1382.4	49.0
10 ⁻⁶ IV	481	8019.2	22019.2	2708.0	17.5	77.0	1250.0	38.5
10 ⁻⁶ V	352	8194.4	22388.9	2497.0	14.4	56.0	1333.3	46.3
10 ⁻⁵ I	317	6669.8	24981.1	2308.0	16.0	57.0	1084.9	47.2
10 ⁻⁵ II	305	9500.0	29754.7	2958.0	17.6	75.0	1405.7	66.0
10 ⁻⁵ III	345	5843.8		1623.0	10.0	63.0	750.0	42.0
10 ⁻⁵ IV	225	9891.3	37945.7	2637.0	17.0	87.0	1434.8	65.0
10 ⁻⁵ V	306	11427.1	27843.8	2868.0	15.0	83.0	1677.1	83.0

Tab. B.6d: Trockengewichte (TG, in mg) und Konzentrationen der Spurenelemente (mg / kg TS) der Weizenpflanzenprosse im Topfpflanzenversuch für den kontaminierten Versuchsboden.

Konzentration	TG	Makroelemente			Mikroelemente		
		Ca	K	Mg	Cu	Fe	Zn
Kontrolle I	247	5598.0	35823.5	2293.0	15.0	39.0	59.0
Kontrolle II	209	8812.5	41312.5	3244.0	18.0	63.0	83.0
Kontrolle III	272	5343.1	45274.5	2203.0	16.0	59.0	78.0
Kontrolle IV	205	5732.9	54750.0	2308.0	16.0	60.0	80.0
Kontrolle V	268	6578.4	44617.6	2563.0	15.0	59.0	78.0
10^{-9} I	327	3960.9	40955.4	2003.0	11.5	18.0	62.2
10^{-9} II	261	7509.4	49198.1	3098.0	17.0	56.0	75.0
10^{-9} III	258	4538.3	39298.2	1997.0	14.0	35.0	61.0
10^{-9} IV	244	5418.1	47500.0	2462.0	20.0	53.0	89.0
10^{-9} V	319	5707.7	37324.1	2151.0	14.0	37.0	82.7
10^{-8} I	303	5882.9	43472.2	2338.0	14.0	37.0	65.1
10^{-8} II	337	6003.7	41981.5	2899.0	19.0	55.0	74.0
10^{-8} IV	270	5746.6	53960.8	2353.0	15.0	39.0	79.0
10^{-8} V	270	4235.0	44354.5	1647.0	10.0	36.0	63.8
10^{-7} I	291	6408.2	37265.3	2674.0	15.0	41.0	61.0
10^{-7} II	310	8740.4	45346.2	3595.0	17.0	58.0	58.0
10^{-7} III	341	7102.6	38070.0	2782.0	15.5	40.0	70.4
10^{-7} IV	423	6269.2	52567.3	2877.0	19.5	58.0	77.0
10^{-7} V	292	8411.8	41294.1	3204.0	19.0	39.0	68.6
10^{-6} I	389	8277.8	35750.0	3361.0	17.0	56.0	74.0
10^{-6} II	275	6043.9	42675.4	2694.0	18.0	53.0	88.0
10^{-6} III	237	6527.8	43648.1	2489.0	17.0	37.0	64.8
10^{-6} IV	311	6140.0	48530.0	2574.0	18.0	60.0	80.0
10^{-6} V	269	7000.0	45836.5	2807.0	18.0	58.0	58.0
10^{-5} I	271	7108.9	43127.5	2888.0	10.0	59.0	59.0
10^{-5} II	322	4603.8	55245.3	1988.0	13.0	38.0	57.0
10^{-5} III	318	6603.6	41420.0	2575.0	15.0	60.0	80.0
10^{-5} IV	163	7238.1	50764.2	2479.0	16.0	57.0	76.0
10^{-5} V	223	5091.6	38800	1976	14	37	55

Anhang C: Angaben zum ICP- OES

C.1: Verwendete Wellenlängen für den Agartest

Tab. C.1: Verwendete Wellenlängen bei der ICP- OES Messung der Agarpflanzen. Pro Element wurden mehrere Wellenlängen ausgewählt und ein Durchschnitt aus den Messergebnissen ermittelt.

Element	Wellenlänge (nm)
Calcium	317.933
	373.690
Kupfer	222.778
	223.009
	224.700
Eisen	239.563
	260.709
	261.382
Kalium	766.491
	769.897
Magnesium	277.983
	279.078
	285.213
Mangan	259.372
	293.931
Nickel	216.555
	222.486
	231.604
Blei	217.000
	220.353
Zink	283.305
	202.548
	206.200
	213.857

C.2: Verwendete Wellenlängen für den Topfpflanzentest

Tab. C.2: Verwendete Wellenlängen bei der ICP- OES Messung der Topfpflanzen. Bei mehreren Wellenlängen pro Element wurde der Durchschnitt aus den Messergebnissen ermittelt.

Element	Wellenlänge (nm)
Calcium	315.887
	317.933
Kupfer	324.754
	327.395
Eisen	238.204
	259.940
Kalium	766.491
	769.897
Magnesium	277.983
Mangan	257.610
	259.372
Nickel	216.555
	231.604
Blei	220.353
Zink	206.200
	213.857

Anhang D: VBBo

D.1: Angaben zum kontaminierten Versuchsboden in Bezug auf die VBBo

Die Grenzwerte, die für die Elemente Blei, Cadmium, Kupfer und Zink in der „Verordnung über Belastung des Bodens“ (VBBo) angegeben werden, sind mittels einer HNO₃ Extraktion ermittelt worden und fallen in der Regel tiefer aus als die mit XRF gewonnenen Werte. Dies ist beim Vergleich der Tabellen mit den Werten der XRF- Messung / HNO₃ Extraktion zu berücksichtigen. Die Sanierungswerte werden bei diesem Versuchsboden bei keinem Element überschritten; jedoch liegen die Werte für Blei und Kupfer deutlich über dem Prüfwert. Bei den Elementen Cadmium und Zink wird der Richtwert überschritten.

Tab. D.1: Konzentrationen des kontaminierten Versuchsboden (mg / kg) im Vergleich mit den Richt-, Prüf- und Sanierungswerten der VBBo. Die HNO₃- Extraktionswerte des Versuchsboden aus Witzwil wurden von E.Fässler (unpublizierte Daten) übernommen.

Element	Ø Konzentration	Richtwert VBBo	Prüfwert VBBo	Sanierungswert VBBo
Blei	653	50	200	2000
Cadmium	1.4	0.8	2	30
Kupfer	554	40	150	1000
Zink	683	150	-	2000

Literatur

Altorfer, A. (2007): Einfluss von Phosphor und Phytohormonen auf die Allokation von Schwermetallen in Soja und Weizen. Diplomarbeit am Institut für terrestrische Ökosysteme, ETH Zürich.

Becker, K. und John, S. (2000): Farbatlas Nutzpflanzen in Mitteleuropa. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.

Bergmann, W. (1993): Ernährungsstörungen bei Kulturpflanzen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.

Beruto, M., Beruto, D., Debergh, P. (1999): Influence of agar on in vitro cultures: I. Physicochemical properties of agar and agar gelled media. *In Vitro Cellular & Developmental Biology – Plant* 35: 86 - 93.

Delargy, J.A. und Wright, C.E. (1979): Root Formation in Cuttings of Apple in Relation to Auxin Application and to Etiolation. *New Phytologist*, Vol. 82, No. 2 (March), pp. 341 - 347.

Dörffling, K. (1982): Das Hormonsystem der Pflanzen. Thieme Verlag, Stuttgart.

Eliasson, L., Bertell, G., Bolander, E. (1989): Inhibitory Action of Auxin on Root Elongation not Mediated by Ethylene. *Plant Physiology* 91: 310 - 314.

Franke, W. (1997): Nutzpflanzenkunde. Georg Thieme Verlag, Stuttgart.

Frossard, E., Bucher, M., Mächler, F., Mozafar, A., Hurrell, R. (2000): Potential for increasing the content and bioavailability of Fe, Zn and Ca in plants for human nutrition. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 80: 861 - 879.

Fuentes, H.D., Khoo, C.S., Pe, T., Muir, S., Khan, A.G.(2000): Phytoremediation of a contaminated mine using plant growth regulators to increase heavy metal uptake. In: *Proceedings of the 5th International Conference on Clean Technologies for the Mining Industry, Santiago, Chile* 1: 427 – 435.

GACGC, *World in Transition: The Threat to Soils*, 1994.

Geisler, M. und Murphy, A.S. (2006): The ABC of auxin transport: the role of p-glycoproteins in plant development. *Federation of European Biochemical Societies* 580: 1094 - 1102.

Guo, D.S., Xi, Y.Y., Wang, A.Y., Zhang, J., Yuan, X.Y. (1999): Contribution of Auxin to the Uptake of Nickel and Cadmium in Maize Seedlings. *Biomedical and Environmental Sciences* Volume 12, Issue 3: 170 - 176.

Hagemeyer, J. und Breckle, S.W. (1996): Growth under Trace Element Stress. In: Waisel, Y., Eshel, A., Kafkaki, U. (Hrsg.) : *Plant Roots- The Hidden Half*. Marcel Dekker, New York.

- Heldt, H.(1999): Pflanzenbiochemie. Spektrum akademischer Verlag, Heidelberg.
- Hobbie, L.J. (2003): Auxin. Encyclopedia of Hormones: 186 - 197.
- Hobbie, L.J. (2007): Auxin. Encyclopedia of Life Sciences.
- Israr, M. und Sahi, S.V. (2008): Promising role of plant hormones in translocation of lead in *Sesbania drummondii* shoots. Environmental Pollution 153: 29 – 36.
- International Fertilizer Industry Association (IFA): World Fertilizer Use Manual for Sunflowers. <http://www.fertilizer.org/ifa/publicat/html/pubman/sunflow.htm>, Zugriff: August 2008
- Jungk, A. O. (1996): Dynamics of Nutrient Movement at the Soil-Root Interface. In: Waisel, Y., Eshel, A., Kafkaki, U. (Hrsg.): Plant Roots- The Hidden Half. Marcel Dekker, New York.
- LeDuc, D.L. und Terry, N. (2005): Phytoremediation of toxic trace elements in soil and water. Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology 32: 514 - 520.
- Liphadzi, M.S., Kirkham, M.B., Paulsen, G.M. (2006): Auxin-enhanced root growth for phytoremediation of sewage-sludge amended soil. Environmental Technology 27: 695 - 704.
- Lopez, M., Peralta-Videa, J.R., Benitez, T., Gardea-Torresdey, J.L. (2005): Enhancement of lead uptake by alfalfa (*Medicago sativa*) using EDTA and a plant growth promoter. Chemosphere 61: 595 - 598.
- Marschner, H. (1993): Mineral Nutrition of Higher Plants. Academic Press, London.
- Mohr, H. und P. Schopfer (1992): Pflanzenphysiologie. Springer Verlag, Heidelberg.
- Nowack, B., Rais, D., Frey, B., Menon, M., Schulin, R., Günthardt-Goerg, M., Luster, J. (2006): Influence of metal contamination on soil parameters in a lysimeter experiment designed to evaluate phytostabilization by afforestation. Forest Snow and Landscape Research 80,2: 201 - 211.
- Pais, I. und Jones, J.B. (1997): The Handbook of Trace Elements. St. Lucie Press, Boca Raton (Florida).
- Perrot- Rechenmann C. und Napier, R.M (2005): Auxins. Vitamins and Hormones, Volume 72: 203 - 233.
- Pilet, P.E. und Saugy, M. (1987): Effect on Root Growth of Endogenous and Applied IAA and ABA. Plant Physiology 83: 33 – 38.

- ProPlanta (2008): Sonnenblume.
<http://www.proplanta.de> (Stichwort: Pflanzenproduktion), Zugriff: Juni 2008
- Raven, P.H., Evert, R.F., Eichorn, S.E. (2005): Biology of Plants. Worth Publishers, New York.
- Reid, R. und Hayes, J. (2003): Mechanism and Control of Nutrient Uptake in Plants. International Review of Cytology 229: 73 – 114.
- Robinson, B. (2008): The Phytomanagement of Trace Elements. Habilitation Thesis. Institute of Terrestrial Ecosystems, Departement of Environmental Sciences, ETH Zürich.
- Rytz, I. (2001): Bodenbelastung „Scherbenland Witzwil“ – Schlussbericht. Herausgeber: Amt für Landwirtschaft, Abteilung Umwelt (Kanton Bern).
- Salisbury, F.B. und Ross, C.W. (1992): Plant Physiology. Wadsworth Publishing Company, Belmont (California).
- Salt, D., Smith, R.D., Raskin, I. (1998): Phytoremediation. Annu Rev Plant Physiol Plant Mol Biol 49: 643 - 668.
- Scheffer, F. und Schachtschabel, P. (2002): Lehrbuch der Bodenkunde. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg.
- Schönberger, H. (2006): Phytohormone steuern die Entwicklung des Getreide. Getreide Magazin 11(4): 216 - 223.
- Tanimoto, E. (2005): Regulation of Root Growth by Plant Hormones - Roles for Auxin and Gibberellin. Critical Reviews in Plant Sciences 24: 249 – 265.
- Tassi, E., Pouget, J., Petruzzelli, G., Barbafieri, M. (2008): The effect of exogenous plant growth regulators in the phytoextraction of heavy metals. Chemosphere 71: 66 – 73.
- Welch, R. (1995): Micronutrient Nutrition of Plants. Critical Reviews in Plant Sciences 14: 49 – 82.
- Wittenmayer, L. (2001): Effect of rhizosphere indole-3-acetic acid on growth and phosphorus nutrition of maize plants (*Zea mays* L.). Plant nutrition – Food security and sustainability of agroecosystems: 684 – 685.
- Yang, X.E., Chen, W.R., Feng, Y. (2007): Improving human micronutrient nutrition through biofortification in the soil-plant system: China as a case study. Environmental Geochemical Health 29: 413 - 428.

Zhao, L. (2006): In situ investigation of the mobilization of Cu and Zn in Soil columns. Dissertation
ETH No. 16868, Zürich.