

Aus dem Institut für Pflanzenernährung
der Justus-Liebig-Universität Gießen
Prof. Dr. Sven Schubert

Mobilisierungspotential unterschiedlicher Pflanzen für stabile Phosphatformen im Boden

Dissertation
zur Erlangung des Doktorgrades der Agrarwissenschaften
im Fachbereich 09
-Agrarwissenschaften, Ökotropologie und Umweltmanagement-
der Justus-Liebig-Universität Gießen

vorgelegt von
Thomas Leppin
Cuxhaven / Niedersachsen
2007

Tag der Disputation: 11. Februar 2008

Bestätigt durch die Prüfungskommission

Vorsitzender: Prof. Dr. Ernst-August Nuppenau

1. Gutachter: Prof. Dr. Sven Schubert

2. Gutachter: Prof. Dr. Günter Leithold

Prüfer: Prof. Dr. Diedrich Steffens

Prüfer: Prof. Dr. Sylvia Schnell

Inhaltsverzeichnis

1 Einleitung	1
1.1 Phosphatversorgung von Kulturpflanzen – ein Problem ?!.....	1
1.2 Mögliche Wege aus der Krise.....	3
1.3 Problemstellung.....	8
2 Material und Methoden.....	11
2.1 Durchführung der Bodeninkubation.....	11
2.1.1 Bodenaufbereitung.....	11
2.1.2 Versuchsansatz und Versuchsbedingungen	13
2.1.3 Probenentnahme und Probenaufbereitung	13
2.2 Durchführung der Vergleichsversuche (Klimakammer)	14
2.2.1 Bodenaufbereitung.....	14
2.2.2 Versuchsansatz und Versuchsbedingungen	14
2.2.3 Versuchspflanzen.....	15
2.2.4 Ernte und Probenaufbereitung	16
2.3 Durchführung des Containerversuches	16
2.3.1 Bodenaufbereitung.....	16
2.3.2 Versuchsansatz und Versuchsbedingungen	18
2.3.3 Ernte und Probenaufbereitung	18
2.4 Bodenuntersuchungen	19
2.4.1 Calcium-Acetat-Lactat (CAL)-Analyse.....	19
2.4.2 Hydrolyse des CAL-Extraktes	20
2.4.3 Doppellactat (DL)-Analyse.....	21
2.4.4 Olsen-Analyse.....	22
2.4.5 Mehlich-III-Analyse	22
2.4.6 P-Wasser-Analyse.....	23
2.4.7 Elektro-Ultrafiltration (EUF).....	23
2.4.8 P-Fraktionierung	24
2.5 Pflanzenanalysen	26
2.5.1 Phosphat-Bestimmung	27
2.5.2 Kationenbestimmung	27
2.5.3 Messung der Wurzelfeinheit.....	28
2.6 Statistische Auswertung.....	28
3 Ergebnisse	29

3.1 Bodeninkubation – Veränderung der P-Konzentrationen im Boden im Versuchsverlauf ohne Bepflanzung.....	29
3.2 Versuche zum Aneignungsvermögen verschiedener Versuchspflanzen	30
3.2.1 Vergleichsversuche in der Klimakammer.....	30
3.2.1.1 Bodenuntersuchungen	31
3.2.1.2 Frisch- und Trockenmassen der Pflanzen	39
3.2.1.3 Kationenkonzentrationen.....	48
3.2.1.4 P-Konzentrationen.....	53
3.2.1.5 P-Entzüge	62
3.2.1.6 Relativer Vergleich der P-Entzüge der Versuchspflanzen.....	70
3.2.2 Containerversuch	75
3.2.2.1 Frisch- und Trockenmasse.....	75
3.2.2.2 Kationenkonzentrationen.....	78
3.2.2.3 P-Konzentration.....	88
3.2.2.4 P-Entzug	90
3.2.2.5 Relativer P-Entzug	92
3.2.2.6 Wurzellänge.....	93
4 Diskussion.....	97
4.1 Entwicklung der P-Gehalte des Versuchsbodens ohne Bepflanzung	97
4.2 Eignung von Routinebodenuntersuchungsmethoden zur Erfassung stabiler Bodenphosphate vor dem Hintergrund eines pflanzlichen Aneignungsvermögens 	99
4.3 Charakterisierung von Versuchspflanzen hinsichtlich ihres P- Aneignungsvermögens.....	101
4.4 Physiologisches Aneignungspotential oder Bedeutung der Wurzelmorphologie ? 	112
5 Zusammenfassung	114
6 Summary	116
7 Literatur	117

1 Einleitung

1.1 Phosphatversorgung von Kulturpflanzen – ein Problem ?!

Die globale Bereitstellung von Nahrungsmitteln, und damit die Sicherstellung der menschlichen Ernährung, steht in engem Zusammenhang mit der Pflanzenernährung. Durch die moderne Pflanzenernährung wird Pflanzenwachstum – und damit die Produktion von Nahrungsmitteln – erst denkbar. Es ist heute ein wichtiges Anliegen der Pflanzenernährung, unter dem Aspekt der Nachhaltigkeit auch langfristig die Versorgung zukünftiger Generationen mit Nahrungsmitteln sicherzustellen. In diesem Zusammenhang ist es hinsichtlich der Pflanzenernährung besonders wichtig, ausreichende Nährstoffressourcen zu gewährleisten. Problematisch ist dies insbesondere im Fall von Phosphor (P).

Bei der Betrachtung der Entwicklung der P-Düngung in Mitteleuropa über die letzten 35 Jahre fällt auf, dass der P-Düngemittelverbrauch nach einem stetigen Anstieg bis zu seinem Höhepunkt Mitte der 80er Jahre wieder stark zurückgegangen ist und seit Anfang der 90er Jahre auf einem sehr niedrigen Niveau verharrt. Der Verbrauch in einer Entwicklungsregion wie Lateinamerika nimmt hingegen nach wie vor zu (Abb. 1).

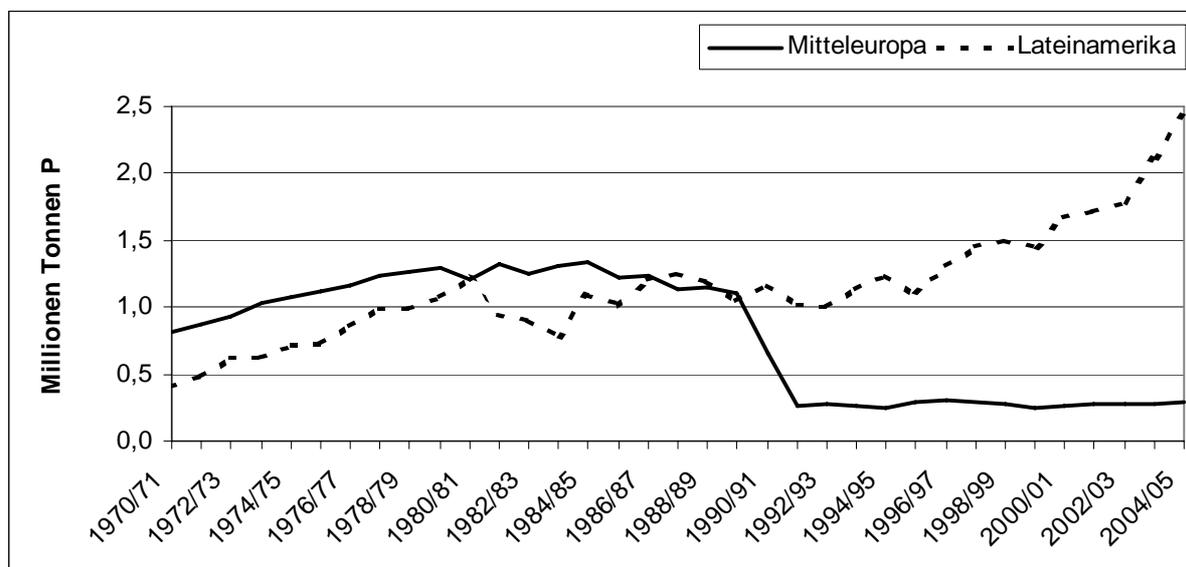


Abb. 1: Entwicklung des Verbrauchs an P-Düngern (Millionen Tonnen P) in Mitteleuropa und Lateinamerika von 1970 bis 2005 (Quelle: IFA, 2006).

Obwohl anhand dieser Darstellung keine Aussage darüber gemacht werden kann, inwiefern ein Düngerüberschuss oder ein Defizit vorliegt, symbolisieren die zwei gegenläufigen Entwicklungen des P-Düngemittelverbrauchs in Mitteleuropa in vortrefflicher Weise die zwei Extreme der P-Düngung mit ihren negativen Auswirkungen.

So ist eine zu hohe P-Düngung besonders im Zusammenhang mit Gewässereutrophierungen ein Problem, da Phosphat unter erosiven Bedingungen, wie Starkregen und Verwehungen, in hohem Maße mit Bodenpartikeln von landwirtschaftlich genutzten Flächen abgetragen und in Gewässer eingetragen wird (Schachtschabel *et al.*, 1998). Da Phosphor in Gewässern unserer Breiten der limitierende Faktor für das Algenwachstum ist, kommt es durch Phosphoreinträge zu einer sprunghaften Erhöhung des Algenwachstums mit den im Extremfall auftretenden Folgen Sauerstoffmangel und Fischsterben. Besonders in den 80er Jahren herrschte die Ansicht, alle Sorptionsstellen für Phosphat im Boden müssten zunächst abgesättigt werden, um eine Nachlieferung von P zu Kulturpflanzen zu ermöglichen. Abbildung 1 zeigt deshalb den höchsten P-Verbrauch in dieser Zeit in Mitteleuropa. Eine solche Maßnahme erhöht jedoch in starkem Maße die P-Einträge und damit die Gefahr des erosiven Abtrags von Phosphat mit dem Oberbodenmaterial. Wenn andererseits die P-Entzüge langjährig deutlich über den Einträgen liegen, kommt es langfristig zu einer Verarmung an Phosphat im Boden und damit zu einer Abnahme der Bodenfruchtbarkeit mit der Folge verringerter Erträge.

Eine geeignete Düngungsstrategie ist dementsprechend die Erhaltungsdüngung auf einem niedrigen Niveau (P-Entzug durch Ernteprodukte), um sowohl P-Verluste durch erosiven Abtrag als auch P-Verarmung zu vermeiden. Jedoch ist auch eine solche Erhaltungsdüngung mit einem akuten und mit einem längerfristigen Problem verbunden. Zunächst besteht akut vor allem auf Böden mit vielen Sorptionsplätzen für P bei einer niedrig dosierten Düngung die Gefahr einer stark eingeschränkten P-Verfügbarkeit aufgrund einer Festlegung von P. Zum anderen führt der weltweit ansteigende P-Düngerkonsum zu einer Verknappung der globalen P-Ressourcen. Der P-Düngerkonsum der entwickelten Länder geht seit Anfang der 90er Jahre zurück, während der P-Verbrauch der Entwicklungsländer nach wie vor stetig ansteigt, so dass der P-Verbrauch weltweit auch nach wie vor weiter ansteigt (Abb. 2). Eine Umkehr dieses Trends ist in nächster Zukunft nicht zu erwarten (Werner, 1999).

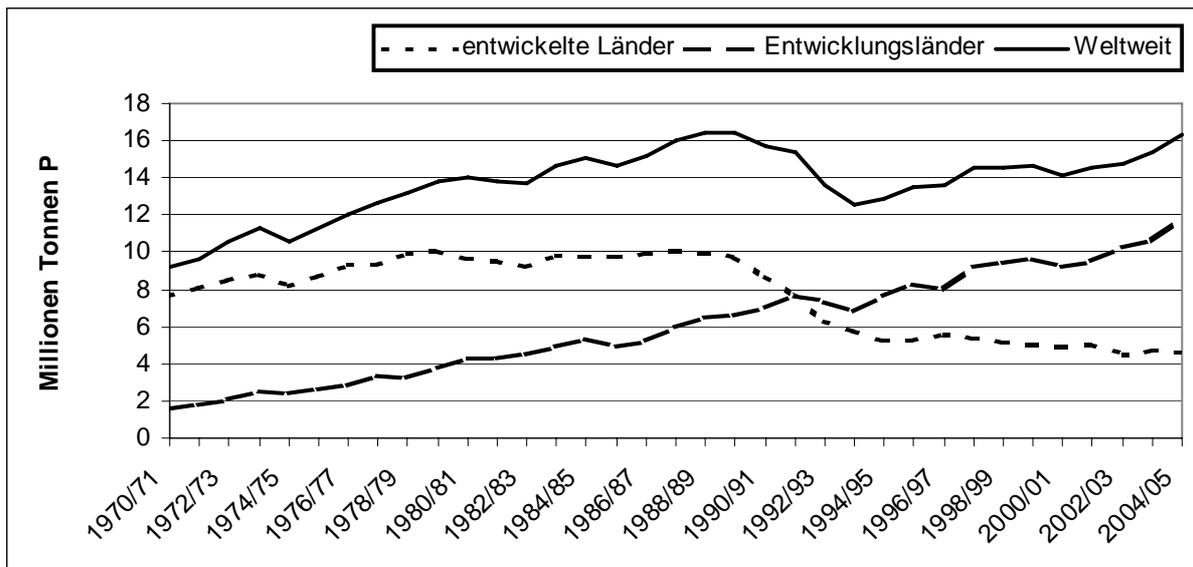


Abb. 2: Entwicklung des Verbrauchs an P-Düngern in den entwickelten Ländern, den Entwicklungsländern und weltweit von 1970 bis 2005 (Quelle: IFA, 2006).

Die Rohphosphatreserven, die zur Synthese aufgeschlossener P-Düngemittel genutzt werden, sind begrenzt. In Abhängigkeit von der stetig wachsenden Nachfrage nach P-Düngemitteln wird die Zeit bis zur Erschöpfung weltweit vorhandener P-Ressourcen hoher Qualität auf 61 Jahre (Bezugsjahr: 1989) bzw. 88 Jahre (Bezugsjahr: 1992) geschätzt (Runge-Metzger, 1996). Aufgrund starker Cadmium-Belastungen können weitere Phosphatvorkommen minderer Qualität nur unter erheblichem technologischem Aufwand nutzbar gemacht werden. Und selbst diese Vorkommen sind nicht unbegrenzt. Daher ist der Gewinnung von mineralischen P-Düngemitteln aus Rohphosphatreserven bei gleichbleibendem oder steigendem P-Bedarf eine enge zeitliche Grenze von wenigen hundert Jahren gesetzt, weshalb es von großer Bedeutung ist, neben der Düngung mineralischer Phosphate neue Wege der P-Versorgung von Kulturpflanzen zu finden.

1.2 Mögliche Wege aus der Krise

Aus Sicht der Pflanzenernährung ergeben sich zwei grundsätzliche Strategien zur sparsamen Nutzung von Pflanzennährstoffen (Steffens, 1999):

- Kreislaufwirtschaft und
- Nährstoffeffizienz

Kreislaufwirtschaft ist grundsätzlich das Recycling von Nährstoffen, also die Sammlung und Aufbereitung organischer Reststoffe aus überwiegend anthropogener Nutzung zur

anschließenden Ausbringung in Form von Klärschlämmen oder Bioabfallkomposten. Diese Form des Nährstoffrecyclings trägt in hohem Maße zur sparsamen Nutzung von Nährstoffen bei, birgt aber zeitgleich auch Gefahren. Zum einen besteht vor allem bei der Ausbringung von Klärschlämmen die Gefahr des Eintrags von Schadstoffen, insbesondere von Schwermetallen, zum anderen ist bei der Ausbringung von Abfällen organischen Ursprungs aufgrund heterogener Nährstoffzusammensetzungen die Gefahr überhöhter Nährstofffrachten gegeben.

Der Begriff Nährstoffeffizienz muss weiter differenziert werden. Es lassen sich bei der Nährstoffeffizienz die sogenannte Verwertungseffizienz und die Aufnahmeeffizienz unterscheiden. Verwertungseffizienz ist nach Sattelmacher *et al.* (1994) die Effizienz, mit der ein aufgenommener Nährstoff für die Ertragsbildung genutzt wird. Besonders bei verschiedenen Sorten einer Pflanzenart finden sich häufig unterschiedliche Verwertungseffizienzen bei gleicher Nährstoffgabe (vgl. Horst *et al.*, 1996). Die Aufnahmeeffizienz beschreibt das Vermögen einer Pflanze, sich einen bestimmten Nährstoff relativ gut anzueignen (daher auch: Aneignungseffizienz) (Steffens, 1999). Im Falle von Phosphat verfügen Pflanzen zum Teil über erstaunliche Anpassungsstrategien zur Erhöhung der Nährstoffaufnahme. Diese Anpassungs- bzw. Aneignungsstrategien stellen eine große Hoffnung für die Suche nach neuen Wegen zur effizienteren P-Versorgung von Kulturpflanzen dar, wobei der tatsächlichen Mobilisierung von Phosphat über biochemische Regulationen besondere Aufmerksamkeit zuteil wird.

In Böden der gemäßigten Klimate ist Phosphat prinzipiell in ausreichenden Mengen (200 – 800 mg P kg⁻¹) vorhanden (Schachtschabel *et al.*, 1998). Jedoch ist davon nur ein sehr geringer Teil direkt pflanzenverfügbar.

Im Boden liegt Phosphor als Phosphat in unterschiedlich stabiler Form vor. Grob unterscheiden lässt sich das Phosphatvorkommen des Bodens nach dem in Abbildung 3 dargestellten Schema.

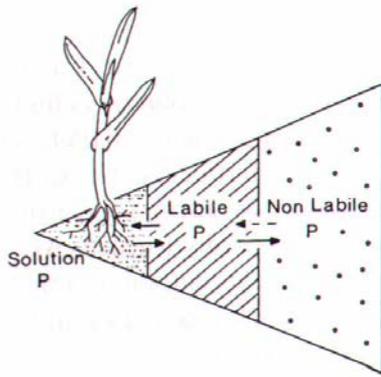


Abb. 3: Schematische Darstellung der drei Haupt-P-Fractionen (Mengel & Kirkby, 2001).

Das in der Bodenlösung vorliegende Phosphat ($\text{HPO}_4^{2-} / \text{H}_2\text{PO}_4^-$) ist direkt pflanzenverfügbar, bildet jedoch den geringsten Teil des Bodenphosphatvorkommens. Mit der Bodenlösung in stetigem Austausch befindet sich die labile P-Fraktion, z.B. primäre oder sekundäre Ca-Phosphate und physikalisch austauschbar gebundene Phosphate. Auch diese Fraktion gilt daher als pflanzenverfügbar. Anders verhält es sich hingegen mit der in Abbildung 3 dargestellten dritten P-Fraktion. Diese Fraktion, die mit Abstand den größten Teil (ca. 90%) der im Boden vorliegenden Phosphate umfasst, gilt als praktisch nicht pflanzenverfügbar. Folgende Phosphatformen werden dieser stabilen Fraktion zugerechnet (Mengel & Kirkby, 2001):

- organische P-Verbindungen (z.B. Phytat)
- definierte Ca-, Fe-, und Al-Phosphate (z.B. Apatit, Strengit, Vivianit, Variscit)
- adsorbierte Phosphate (kovalente Bindung) (Fe- und Al-Oxide / -Hydroxide)
- okkludierte Phosphate (kristallisch eingeschlossenes Phosphat).

Die absolute Aussage nicht gegebener Pflanzenverfügbarkeit dieser stabilen P-Formen muss allerdings aufgrund neuer Erkenntnisse der Wissenschaft relativiert werden:

Organische P-Verbindungen machen zwischen 25% und 65% des gesamten Boden-P-Gehaltes aus (Schachtschabel *et al.*, 1998). Vor einer Aufnahme von P aus organisch gebundenem Phosphor muss dieser zunächst mineralisiert, also in die anorganische Form gebracht werden. In Form organischer Verbindungen, wie sie auch in der Bodenlösung vorkommen, kann P nicht von der Pflanzenwurzel aufgenommen werden. Organische Phosphate, wie Amidophosphate und Ethylesterphosphate können als unzersetzte Moleküle zwar bei hohen Konzentrationen in der Bodenlösung stoffwechselunabhängig mit dem Transpirationsstrom (also passiv) in den Spross transportiert werden (Beißner & Römer,

1999), jedoch ist diese P-Quelle aufgrund ihrer starken Abhängigkeit von hohen Transpirationsraten und hohen Konzentrationen in der Bodenlösung in ihrem Beitrag zur P-Ernährung eher als unbedeutend einzustufen. Die Hydrolyse organischer Phosphatverbindungen erfolgt über die Enzyme des P-Kreislaufes, nämlich alkalische bzw. saure Phosphatasen, Phosphodiesterasen und Phytasen (Gransee, 2004). Es ist bekannt, dass Mikroorganismen durch die Abgabe alkalischer Phosphatasen zur Mobilisierung von P beitragen können. Aber auch Pflanzen selbst sind in der Lage, durch die Abgabe saurer Phosphatasen organisch gebundene Phosphate in der Rhizosphäre zu mineralisieren und somit zu mobilisieren (Yadav & Tarafdar, 2001). Bedingt durch die Fähigkeit von Pflanzen, organische Phosphate auf diese Weise verfügbar zu machen und aufnehmen zu können, könnte von einer Pflanzenverfügbarkeit organischer Phosphate gesprochen werden, wengleich diese natürlich abhängig wäre von der jeweils betrachteten Pflanzenart. Yadav und Tarafdar (2001) stellten fest, dass Leguminosen 22% mehr saure Phosphatasen abscheiden als Ölfrüchte und 72% mehr als Getreide.

Die zweite Gruppe stabiler Phosphate sind die definierten anorganischen Phosphate, die als Calcium-, Eisen- und Aluminium-Phosphate vorkommen. Ihr Auftreten ist vor allem abhängig vom jeweiligen pH-Wert des Bodens. Während in sauren Böden Fe- und Al-Phosphate bevorzugt auftreten, werden in neutralen Böden überwiegend Ca-Phosphate gebildet (Schachtschabel *et al.*, 1998). In Abhängigkeit von der jeweiligen Konzentration an Ca, Fe und Al im Boden können sich sehr schwer lösliche Phosphate bilden. Bei hohen Ca-Konzentrationen kann es beispielsweise zur Bildung von Apatit ($\text{Ca}_5(\text{PO}_4)_3\text{OH},\text{F}$) kommen. Diese definierten Phosphate können nicht direkt von Pflanzen aufgenommen werden, sondern müssen zunächst gelöst werden. Im Falle von Ca-Phosphaten kann durch eine Ansäuerung der Rhizosphäre Phosphat freigesetzt werden. So sind einige Pflanzen in der Lage, unter P-Mangel effizient organische Säuren (z.B. Zitronensäure, Äpfelsäure) in die Rhizosphäre abzuscheiden, um den pH-Wert zu senken und Phosphat zu lösen (Yan *et al.*, 2002). Definierte Phosphate wie Apatit könnten demnach als bedingt pflanzenverfügbar eingestuft werden. Bei der Abgabe organischer Säuren über die Pflanzenwurzeln erfolgt jedoch laut Yan *et al.* (2002) die Abgabe von Protonen und organischen Anionen separat. Während die Protonen für die Ansäuerung – und damit beispielsweise für die Freisetzung von P aus Apatit verantwortlich sind – kommt den organischen Anionen noch eine andere Aufgabe zu. Die organischen Anionen, insbesondere Citrat, aber auch Malat und Tartrat, haben laut Geelhoed *et al.* (1999) aufgrund ihrer

Konkurrenz mit Phosphat um Sorptionsstellen an Oxid- / Hydroxidoberflächen desorbierende Wirkung bezüglich adsorbierter Phosphate.

Adsorbiert wird Phosphat spezifisch an Fe- und Al-Oxide und -Hydroxide (z.B. Goethit, Hämatit, Gibbsit) (Abb. 4 oben). In gleicher Weise wie das Phosphat, also durch einen Ligandenaustausch, können auch organische Anionen adsorbiert werden (Abb. 4 unten), so dass es zu einer Konkurrenz um Adsorptionsstellen kommt. Ferner ist es möglich, durch einen Ligandentausch mit organischen Anionen, bereits adsorbiertes Phosphat freizusetzen (Gerke, 1995).

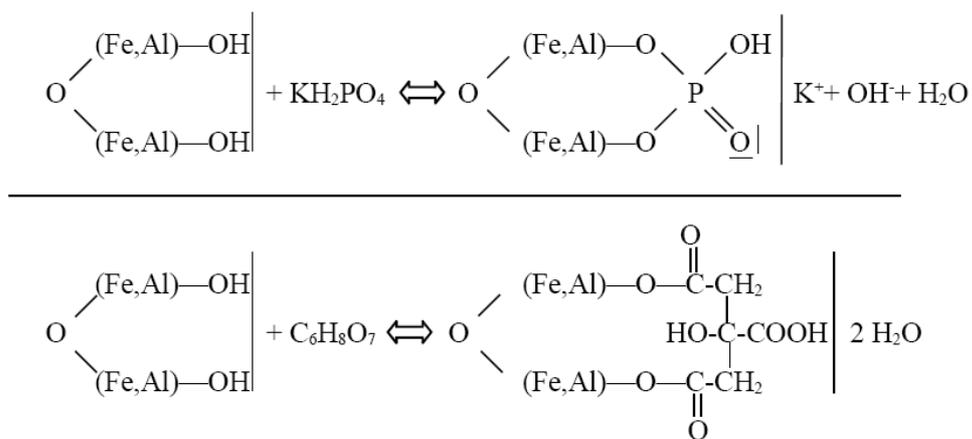


Abb. 4: oben: Adsorption von Phosphat an Al- oder Fe-Oxide / -Hydroxide;
unten: Adsorption von Citrat an Al- oder Fe-Oxide / -Hydroxide.

Bei Al- und Fe-Oxiden / -Hydroxiden handelt es sich um sekundäre Bodenminerale, deren Entstehung stark von der Bodenbildung beeinflusst wird. Die vorherrschende Form der kristallisierten Al-Hydroxide im Boden ist Gibbsit mit einem Löslichkeitsprodukt von ca. 10^{-34} . Die häufigsten Fe(III)-Oxide sind Goethit und Hämatit mit einem Löslichkeitsprodukt zwischen 10^{-42} und 10^{-44} (Schachtschabel *et al.*, 1998). Die Fe-Kristalle sind dementsprechend erheblich schwerer löslich als die Al-Kristalle und dadurch von höherer Stabilität. Die in der Pedogenese entstehenden Kristalle, insbesondere die Fe-Kristalle, haben aufgrund ihrer geringen Kristallgröße eine große spezifische Oberfläche, wodurch sie deutlich zur Gesamtoberfläche der Bodensubstanz beitragen (Schachtschabel *et al.*, 1998). Daher spielen sie vor allem in Böden, die reich sind an Fe- bzw. Al-Oxiden / -Hydroxiden, eine große Rolle für die Verfügbarkeit von Phosphat. Sind Pflanzen aber in der Lage, effizient organische Anionen in die Rhizosphäre abzuscheiden, so wären, wie bereits diskutiert, auch die adsorbierten Phosphate pflanzenverfügbar.

Nach der Adsorption von Phosphat entstehen durch das Weiterwachsen von Fe- und Al-Oxiden / -Hydroxiden die sogenannten okkludierten Phosphate. Dabei wird das Phosphat in die Kristallstruktur der Oxide eingebaut, wodurch es den Pflanzen nicht mehr direkt zur Verfügung steht. Eine Freisetzung dieser Phosphate durch eine gezielte Abgabe von reduzierenden Stoffen, wie beispielsweise Phenolen im Zusammenspiel mit der Abgabe organischer Säuren, wäre denkbar, ist aber noch nicht erwiesen.

Die schematische Darstellung in Abbildung 5 gibt einen Überblick über die bereits diskutierten Wirkungen der verschiedenen Wurzelexsudate auf die im Boden vorliegenden, stabil gebundenen P-Formen.

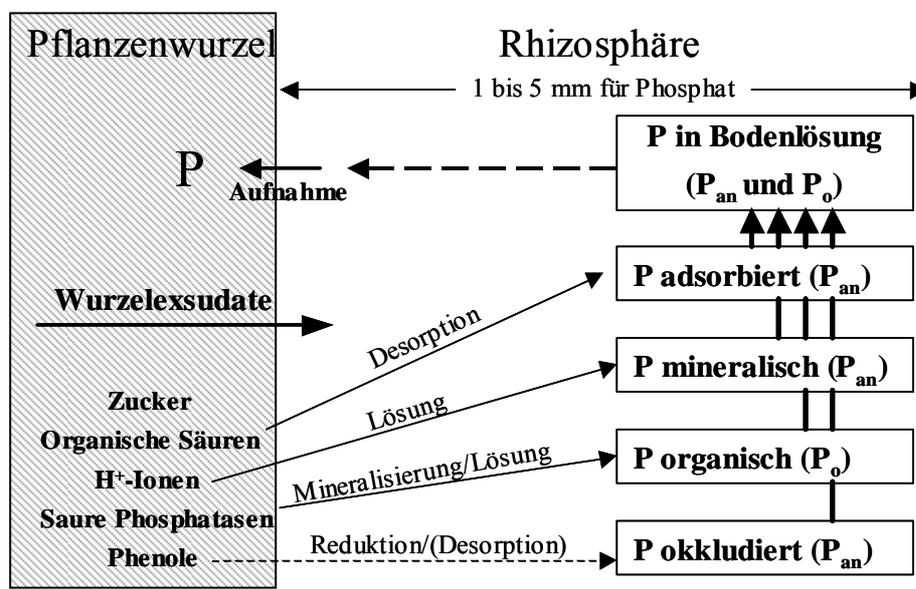


Abb. 5: Wirkung diverser Wurzelexsudate auf die in der Rhizosphäre vorliegenden stabilen P-Bindungsformen (modifiziert nach Hocking, 2001).

1.3 Problemstellung

Die analytische Differenzierung der einzelnen Bindungsformen der stabilen P-Fraktion ist sehr umstritten. Zur Charakterisierung dieser stabilen Fraktion und deren Pflanzenverfügbarkeit wurden bisher vornehmlich zwei Ansätze herangezogen:

Zum einen die Charakterisierung der stabilen Fraktion in verschiedenen Böden mit Hilfe diverser Bodenextraktionsmethoden, bei denen aber jeweils hohe Unsicherheit in Bezug auf die erfassten P-Formen herrscht.

Zum anderen die Charakterisierung der Pflanzenverfügbarkeit verschiedener P-Formen der stabilen P-Fraktion anhand theoretischer Überlegungen, basierend auf den in Kapitel 1.2 dargestellten neuen Erkenntnissen. Aufgrund dieser Erkenntnisse bezüglich der Anpassungsstrategien kann von einem generellen Beitrag der stabilen P-Fraktion zur Ernährung der Pflanzen ausgegangen werden. Jedoch ist noch immer offen, in welchem Maße diese Anpassungsstrategien zur Mobilisierung bestimmter P-Formen beitragen.

Besonders bei folgenden Pflanzenarten konnten mit Hilfe biochemischer Methoden schon bestimmte Mobilisierungsstrategien nachgewiesen werden, weshalb diese Pflanzen auch als Versuchspflanzen eingesetzt wurden:

Weißer Lupine (*Lupinus albus* L.) ist neben der Abscheidung von Protonen auch zur Abgabe organischer Anionen (vor allem Citrat), Phenolen und Phosphatasen befähigt, wodurch sie als sehr mobilisierungseffizient gilt (Yan *et al.*, 2002). Bei Straucherbse (*Cajanus cajan* L.) ist ebenfalls die Abscheidung organischer Anionen bekannt (Lajtha & Harrison, 1996), während die Anpassungsstrategie der Mexikanischen Sonnenblume (*Tithonia diversifolia* (Hemsley) Gray), die für die P-Effizienz dieser Pflanzenart verantwortlich ist, noch unbekannt ist (George *et al.*, 2002). In P-Mobilisierungsversuchen mit Phacelie (*Phacelia tanacetifolia* Benth.) konnte festgestellt werden, dass sowohl das Doppel-Lactat (DL)-lösliche Phosphat als auch das Phosphat in der Bodenlösung unter Phacelie erhöht war (Eichler, 2004). Darüber hinaus war die saure Phosphataseaktivität in der Rhizosphäre sehr gering, der Kationenüberschuss in der Pflanze jedoch hoch. Dies spricht insgesamt dafür, dass auch Phacelie genauso wie Raps (*Brassica napus* L.) netto Protonen abscheidet. Zur Überprüfung der P-Aneignungseffizienz ist auch die Bestimmung der sauren Phosphataseaktivität im Spross ein geeigneter Indikator (Gransee, 2003), da eine geringe Phosphataseaktivität im Spross einen guten P-Ernährungszustand widerspiegelt. Raps ist neben seiner Abgabe von Protonen außerdem noch dafür bekannt, relativ hohe Mengen an Calcium aufzunehmen (Bergmann, 1993). Durch die Aufnahme des Calciums verschiebt sich das Gleichgewicht im Boden, wodurch es zu einer besseren Löslichkeit schwerlöslicher Ca-Phosphate kommt.

Nach der Untersuchung der pflanzlichen Anpassungsstrategien auf vorwiegend biochemischer Ebene soll nun die tatsächliche Relevanz dieser einzelnen Strategien bezüglich ihrer Wirkungen auf bestimmte stabile Bodenphosphate überprüft werden.

Es wurden in der Vergangenheit schon Versuche zur Nutzung einzelner P-Formen durch verschiedene Pflanzen gemacht (Hoffland *et al.*, 1989; Krauss, 1989), jedoch ohne das

heutige Wissen bezüglich der Anpassungsstrategien, und ohne die parallele Überprüfung verschiedener definierter P-Formen, wodurch eine Abschätzung der Aneignung / Mobilisierbarkeit der P-Formen im Vergleich zueinander erst möglich wird.

Im Falle der Feststellung einer sich unterscheidenden Aneignung stabiler Phosphate durch verschiedene Pflanzen ist es weiterhin von Interesse, zu klären, ob tatsächlich physiologische Merkmale, wie biochemische Anpassungsstrategien, oder aber morphologische Merkmale, wie Änderungen in der Wurzelmorphologie der Pflanzen, für die Unterschiede verantwortlich sind.

In der vorliegenden Arbeit soll mit Hilfe eines absolut P-armen Bodens unter Zugabe definierter stabiler P-Formen neben Erkenntnissen über das Mobilisierungspotential unterschiedlicher Pflanzenarten weiterhin festgestellt werden, in welchem Maße Routinebodenuntersuchungsmethoden geeignet sind, stabile Bodenphosphate zu erfassen. Dies ist insbesondere vor dem Hintergrund einer möglichen Mobilisierbarkeit stabiler Phosphate interessant.

Die Ziele der vorliegenden Arbeit im Einzelnen sind:

1. zu klären, inwieweit stabile Phosphate durch Routinebodenuntersuchungsmethoden erfasst werden können und gegebenenfalls Methoden mit höherer Eignung zu finden.
2. festzustellen, ob Pflanzen sich die Phosphate der stabilen P-Fraktion aneignen können, und gegebenenfalls Pflanzen hinsichtlich ihres P-Aneignungsvermögens gegenüber definierten stabilen P-Formen zu charakterisieren – welche Pflanzen können sich effizient P aus welcher stabilen P-Fraktion aneignen ?
3. aufzudecken, ob es sich bei einer möglichen Aneignung stabiler Phosphate durch Pflanzen um eine echte Mobilisierungsleistung handelt.

2 Material und Methoden

2.1 Durchführung der Bodeninkubation

2.1.1 Bodenaufbereitung

Der Boden, der zur Durchführung des Versuchs genutzt wurde, entstammte dem Bv-Horizont einer Braunerde (sandiger Löss) vom Standort „Kleinlinden“ mit folgenden chemischen und physikalischen Eigenschaften:

Tab. 1: Eigenschaften des Ausgangsbodens „Kleinlinden I“.

pH-Wert (CaCl ₂)	6,3
Ton	22,7%
Schluff	45,0%
Sand	32,3%
Kohlenstoff (gesamt)	0,279%
Stickstoff (gesamt)	0,024%
NO ₃ -N (CaCl ₂)	0,61 mg (kg Boden) ⁻¹
N _{org} -N (CaCl ₂)	1,31 mg (kg Boden) ⁻¹
Phosphor (CAL)	6,5 mg P (kg Boden) ⁻¹
Kalium (CAL)	47,4 mg K (kg Boden) ⁻¹
Magnesium (Schachtschabel)	187,8 mg Mg (kg Boden) ⁻¹
Natrium (CaCl ₂)	14,0 mg Na (kg Boden) ⁻¹
Kupfer	0,8 mg Cu (kg Boden) ⁻¹ (DTPA) 8,9 mg Cu (kg Boden) ⁻¹ (Gesamt HF/HClO ₄)
Eisen	30,7 mg Fe (kg Boden) ⁻¹ (DTPA) 22711,7 mg Fe (kg Boden) ⁻¹ (Gesamt HF/HClO ₄)
Mangan	19,4 mg Mn (kg Boden) ⁻¹ (DTPA) 533,2 mg Mn (kg Boden) ⁻¹ (Gesamt HF/HClO ₄)
Zink	0,9 mg Zn (kg Boden) ⁻¹ (DTPA) 38,5 mg Zn (kg Boden) ⁻¹ (Gesamt HF/HClO ₄)

Vor der Versuchsdurchführung wurde der Boden entsprechend den folgenden Anforderungen verändert und aufgedüngt:

Da der Versuchsboden möglichst arm an P sein sollte, um möglichst wenig P aus bodeneigenen Quellen nachliefern zu können, wurde zunächst der Ausgangsboden (Tab. 1) zur weiteren Absenkung des bereits geringen P-Status zu 50% mit reinem Quarzsand (< 1,2 mm) verdünnt. Dadurch wurde das Nachlieferungspotential weiter verringert. Darüber hinaus wurde eine Düngung des Bodens mit den in Tabelle 2 aufgeführten Makronährstoffen vorgenommen. Die Makronährstoffdüngung bei der Bodeninkubation sollte die Vergleichbarkeit mit später durchzuführenden Versuchen mit Versuchspflanzen gewährleisten, in denen der gleiche Versuchsboden Verwendung finden sollte. Zu 1 kg der Bodenmischung wurden jeweils die in Tabelle 2 angegebenen Mengen hinzugegeben.

Tab. 2: Nährstoffgaben (kg Boden)⁻¹.

Nährstoff	Form	Menge Nährstoff [g (kg Boden) ⁻¹]
N	NH ₄ NO ₃	0,16
K	K ₂ SO ₄	0,40
Mg	MgSO ₄	0,05

Eine Aufdüngung mit Mikronährstoffen erfolgte nicht. Außerdem wurde dem Boden neben den Nährstoffen Stickstoff, Kalium und Magnesium auch noch 0,10 g Phosphor (kg Boden)⁻¹ in jeweils einer der folgenden Formen zugegeben:

- Calcium-Dihydrogen-Phosphat [Ca(H₂PO₄)₂]
- Phytinsäure als Dodecanatriumsalz [C₆H₆O₂₄P₆Na₁₂] (Na-Phytat)
- weicherdiges Rohphosphat aus Gafsa [Ca₅(PO₄)₃(OH)] (Apatit)

Bei Ca(H₂PO₄)₂ handelt es sich um ein aufgeschlossenes Phosphat, wie es auch in der konventionell wirtschaftenden Praxis üblicherweise zur Düngung von ackerbaulichen Kulturen Anwendung findet. Phytat ist eine organische Phosphatverbindung, die in pflanzlichen Organen, insbesondere in Körnern und Samen, zur P-Speicherung dient. Bei dem hier eingesetzten Phytat handelte es sich um Na-Phytat, das in seiner Strukturformel zusätzlich zwölf Na-Atome trägt. Das weicherdige Rohphosphat aus Gafsa (Apatit) ist ein

nicht aufgeschlossenes Ca-Phosphat, wie es auch im ökologischen Landbau als Phosphatdüngemittel zugelassen ist. Die zusätzliche Na-Gabe in der Phytat-Variante wurde durch Zugabe von $0,15 \text{ g Na (kg Boden)}^{-1}$, in Form von NaCl, zu allen weiteren Varianten ausgeglichen.

2.1.2 Versuchsansatz und Versuchsbedingungen

Für den Versuch wurden kleine Mitscherlichgefäße genutzt. Die Mischung von 3 kg Ausgangsboden mit 3 kg Quarzsand sowie die Zugabe und Untermischung der Nährsalze erfolgte direkt vor der Befüllung der Gefäße in Plastikwannen. Neben den drei mit Phosphat gedüngten Varianten wurde auch noch eine ungedüngte Variante als Kontrolle mitinkubiert. Jede dieser vier Varianten wurde in drei Wiederholungen angesetzt. Die zwölf mit Boden befüllten Gefäße wurden zu Versuchsbeginn auf 50% ihrer maximalen Wasserkapazität mit destilliertem Wasser angefeuchtet. Die maximale Wasserkapazität wurde zuvor separat festgestellt. Da die Gefäße austariert waren, konnte die Wasserzugabe über die Gewichtsbestimmung erfolgen.

Die Inkubation erfolgte in der Klimakammer bei 21°C Tages- und 16°C Nachttemperatur, einem Tag- / Nachtrhythmus von 16h / 8h und einer relativen Luftfeuchte von 60% am Tag und 70% in der Nacht. Die Lichtintensität betrug 300 W m^{-2} . Jeden zweiten Tag wurden die Gefäße mit destilliertem Wasser auf 50% der maximalen Wasserkapazität eingestellt. Jeden Tag wurde randomisiert. Zwei Wochen nach Versuchsbeginn erfolgte eine zusätzliche Stickstoffgabe in Höhe von $0,5 \text{ g N pro Gefäß}$ in Form von NH_4NO_3 . Die Versuchsdauer betrug fünf Wochen.

2.1.3 Probenentnahme und Probenaufbereitung

Zwei Tage nach Versuchsansatz erfolgte die erste Bodenprobenentnahme. Die nächsten Bodenprobenentnahmen erfolgten im wöchentlichen Rhythmus. Die Entnahme der Bodenproben wurde mit einem kleinen Bohrstock von ca. 1,5 cm Durchmesser in zwei Einstichen bis zum Gefäßgrund durchgeführt. Nach der Probenentnahme wurde der Boden in den Gefäßen jeweils oberflächlich aufgelockert, um die Einstiche zu verschließen. Anschließend wurde der Boden wieder auf 50% der maximalen Wasserkapazität angegossen.

Die entnommenen Proben wurden im Trockenschrank bei 40°C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet und zur Analyse vorbereitet. Dazu wurden die Proben mit dem Mörser auf < 2 mm Korngröße zerkleinert.

2.2 Durchführung der Vergleichsversuche (Klimakammer)

Alle sechs in der Klimakammer durchgeführten Versuche wurden unter gleichen Umweltbedingungen durchgeführt. Die Festlegung auf diese Umweltbedingungen erfolgte aufgrund von Erfahrungswerten mit der Kultur von Weißer Lupine, die vor Versuchsbeginn als potentiell mobilisierungseffizienteste und damit maßgebende Pflanzenart eingestuft wurde.

2.2.1 Bodenaufbereitung

In den Vergleichsversuchen wurde der gleiche Boden eingesetzt wie bereits für die Bodeninkubation beschrieben (Kapitel 2.1). Die Aufdüngung erfolgte ebenfalls entsprechend. Bei den Pflanzen mit einem erhöhten Borbedarf (Zuckerrübe, Raps) wurden dem Boden neben der in Kapitel 2.1.1 beschriebenen Düngung außerdem noch 5 mg Bor (kg Boden)⁻¹ in Form von H₃BO₃ zugegeben.

2.2.2 Versuchsansatz und Versuchsbedingungen

Der vorbereitete Boden wurde auch hier in kleine Mitscherlichgefäße gefüllt und auf 50% der maximalen Wasserkapazität angefeuchtet. Zwei Tage später, nach Bodenprobenentnahme und Auflockerung des Bodens, erfolgte die Aussaat der jeweiligen Versuchspflanzen direkt in den vorbereiteten Boden. Je nach Größe des Saatgutes wurden zwischen sechs und zehn Körner pro Gefäß ausgesät. Wie in der Bodeninkubation gab es auch hier drei unterschiedliche P-Düngungsvarianten (Ca(H₂PO₄)₂, Na-Phytat und Apatit) sowie eine Kontrolle (ohne P-Zugabe) jeweils in drei Wiederholungen. In jedem Versuch wurden jeweils zwei Pflanzenarten angezogen (= 24 Gefäße). Um der geringen Pflanzengröße in Verbindung mit der extremen P-Mangelsituation zu Versuchsbeginn Rechnung zu tragen, erfolgte nach der Aussaat mit dem ersten Gießwasser eine P-Startdüngung in Höhe von 2 mg P pro Gefäß. Unter Berücksichtigung des, vor der Aussaat analytisch erfassten, P-Gehaltes im Samen erfolgte außerdem im Rahmen der Startdüngung eine Ausgleichsdüngung bei den Pflanzen

mit den im jeweiligen Versuch geringeren P-Gehalten im Samen. Somit war die Ausgangssituation der Pflanzen jeweils eines Versuches identisch. Bei der späteren Berechnung des P-Entzuges wurde diese zusätzliche P-Startdüngung sowie der P-Gehalt im Samen herausgerechnet (s. Kap. 2.5.1). Ein bis zwei Tage nach dem Auflaufen der Pflanzen wurde in jedem Gefäß auf drei Pflanzen vereinzelt. Die Umweltbedingungen in der Klimakammer wurden gegenüber der Bodeninkubation nicht verändert. Es wurde ebenfalls täglich randomisiert. Außerdem erfolgte die zusätzliche N-Düngung 14 Tage nach Versuchsbeginn (0,5 g N Gefäß⁻¹).

In den ersten zwei Wochen des Versuchsverlaufes wurde einmal täglich die Wasserversorgung der Pflanzen kontrolliert und bei Bedarf bei allen Gefäßen auf 50% der maximalen Wasserkapazität eingestellt. Mit zunehmendem, aber variierendem Wachstum im Versuchsverlauf musste die Wasserzugabe stärker differenziert werden, weshalb nun zweimal täglich bewässert wurde. Es wurde weiterhin auf 50% der maximalen Wasserkapazität bewässert, wobei die Gießwassermenge den jeweiligen Unterschieden in der Sprossfrischmasse angepasst wurde. Die Sprossfrischmasse wurde dabei auf Grundlage gärtnerischer Erfahrungswerte geschätzt. Die Versuchsdauer wurde, um die Beobachtungsspanne bei allen Pflanzenarten auf das vegetative Stadium zu begrenzen, auf 30 Tage festgelegt.

2.2.3 Versuchspflanzen

In den einzelnen Versuchen wurden jeweils zwei Pflanzenarten zeitgleich kultiviert. In jedem Versuch wurde Zuckerrübe (*Beta vulgaris* L. var. *altissima* Döll cv. *Evita*) als Vergleichspflanze eingesetzt. In den sechs nacheinander durchgeführten Versuchen wurden folgende Versuchspflanzen in entsprechender Reihenfolge eingesetzt:

Mais	-	<i>Zea mays</i> L. cv. <i>Blizzard</i>
Mexikanische Sonnenblume	-	<i>Tithonia diversifolia</i> (Hemsley) Gray
Straucherbse	-	<i>Cajanus cajan</i> L. cv. ICEAP 00068
Phacelie	-	<i>Phacelia tanacetifolia</i> Benth. cv. <i>Angelia</i>
Raps	-	<i>Brassica napus</i> L. cv. <i>Carousel</i>
Weißer Lupine	-	<i>Lupinus albus</i> L. cv. <i>Amiga</i>

2.2.4 Ernte und Probenaufbereitung

Zum Versuchsende wurden Spross und Wurzel getrennt voneinander geerntet. Zunächst wurde der oberirdische Pflanzenteil mit einer Schere bodennah abgetrennt. Blätter und Sprossbasis wurden mit destilliertem Wasser von Schmutzanhaftungen befreit. Anschließend wurde die Frischmasse des Sprosses mit einer Waage ermittelt.

Die Ernte und Aufreinigung der Wurzeln erfolgte in drei Schritten. Zunächst wurden die noch mit Boden und den entsprechenden Wurzeln befüllten Gefäße für 10 Minuten in Leitungswasser eingeweicht, um den Boden leichter aus den Gefäßen lösen zu können. Das grobe Herauslösen der Wurzeln aus dieser Bodensuspension erfolgte in einer großen Wanne, in der die Bodensuspension über ein Sieb mit der Maschenweite 2,5 mm gegeben und somit von den Wurzeln getrennt wurde. In einem weiteren 10-minütigen Waschschrift wurden die grob gereinigten Wurzeln in destilliertem Wasser von anhaftenden Boden- und Schmutzpartikeln befreit, bevor mit Hilfe einer Salatschleuder und Papiertüchern überschüssiges Wasser entfernt und die Frischmasse bestimmt wurde.

Sowohl die geernteten Wurzeln als auch die Sprosse jeweils eines Versuchsgefäßes wurden in Papiertüten überführt und im Trockenschrank bei 105°C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Anschließend erfolgte die Erfassung der Trockenmassen.

2.3 Durchführung des Containerversuches

2.3.1 Bodenaufbereitung

Für den Containerversuch wurden aufgrund der Versuchsgefäße (120 L) große Mengen einheitlichen Bodens aus dem Bv-Horizont der Braunerde (sandiger Löss) am Standort „Kleinlinden“ entnommen. Die chemischen Eigenschaften dieses Bodens wurden überprüft und sind in Tabelle 3 zusammengefasst. Aufgrund der Tatsache, dass dieser Ausgangsboden vom gleichen Standort entnommen wurde wie der Ausgangsboden „Kleinlinden I“ (vgl. Tab. 1), wies er ähnliche Eigenschaften auf. Der Ausgangsboden „Kleinlinden II“ wies einen um ca. eine halbe Einheit höheren pH-Wert auf als der Ausgangsboden „Kleinlinden I“,

bewegte sich damit aber ebenfalls noch im neutralen pH-Bereich. Die P-Konzentration lag sogar noch etwas unter der P-Konzentration im Ausgangsboden „Kleinlinden I“. Die Konzentrationen an DTPA-extrahierbarem Kupfer, Mangan und Zink lagen im Boden „Kleinlinden II“ zum Teil deutlich unter den Konzentrationen im Boden „Kleinlinden I“.

Tab. 3: Eigenschaften des Ausgangsbodens „Kleinlinden II“.

pH-Wert (CaCl ₂)	6,75
Ton	20,4%
Schluff	46,8%
Sand	32,8%
Kohlenstoff (gesamt)	0,404%
Stickstoff (gesamt)	0,053%
Phosphor (CAL)	5,0 mg P (kg Boden) ⁻¹
Kalium (CAL)	79,5 mg K (kg Boden) ⁻¹
Magnesium (CAL)	223,6 mg Mg (kg Boden) ⁻¹
Kupfer (DTPA)	0,6 mg Cu (kg Boden) ⁻¹
Eisen (DTPA)	24,9 mg Fe (kg Boden) ⁻¹
Mangan (DTPA)	7,9 mg Mn (kg Boden) ⁻¹
Zink (DTPA)	0,4 mg Zn (kg Boden) ⁻¹

Auch dieser Boden wurde entsprechend der Vorgehensweise in den zuvor erfolgten Versuchen im Verhältnis 1:2 mit Quarzsand vermischt, bevor er im Versuch eingesetzt wurde. Jeder Container wurde mit insgesamt 157 kg dieser Bodenmischung befüllt, wobei die oberen 30 cm (57 kg) mit folgenden Nährstoffen aufgedüngt wurden:

Tab. 4: Nährstoffgaben pro Container.

Nährstoff	Form	Menge Nährstoff (Container) ⁻¹
N	NH ₄ NO ₃	5 g
K	KCl	4 g
Mg	MgSO ₄	0,5 g
Fe	Fe-EDTA	8 mg
B	H ₃ BO ₃	16 mg
Mn	MnSO ₄	8 mg
Zn	ZnSO ₄	3,2 mg

Cu	CuSO ₄	1,6 mg
Mo	(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄	0,24 mg

Eine Düngung von Mikronährstoffen wurde aufgrund des, im Vergleich zu den Mitscherlichgefäßen, deutlich größeren Gefäßvolumens durchgeführt, da das erhöhte Volumen zu geringerer Wurzeldichte pro Einheit Boden und einer damit verbundenen, wahrscheinlich schlechteren Ausnutzung der Mikronährstoffe führt. Außerdem waren die Konzentrationen an Mikronährstoffen im Ausgangsboden zum Teil schon recht gering im Vergleich zum Ausgangsboden für die Vergleichsversuche in der Klimakammer (Kleinlinden I).

Anhand der zugegebenen Phosphatform ließen sich wiederum die drei bereits bekannten Varianten Ca(H₂PO₄)₂, Na-Phytat und Apatit unterscheiden. In der ebenfalls angesetzten Kontrolle wurde kein P zugegeben, in den anderen Varianten jeweils 1 g P pro Container. Die Na-Zugabe über die Na-Phytat-Düngung wurde wiederum in den übrigen Varianten durch eine direkt mit der Nährstoffzugabe erfolgte NaCl-Beimengung in Höhe von 1,5 g Na pro Container ausgeglichen.

2.3.2 Versuchsansatz und Versuchsbedingungen

Der Versuch fand in der Zeit vom 05. Juli bis 1. September 2006 in der Vegetationshalle der Versuchsstation des Institutes für Pflanzenernährung der Universität Giessen statt. Als Versuchspflanzen wurden für diesen Versuch Raps (*Brassica napus* L. cv. Heros) und Mais (*Zea mays* L. cv. Apostrof) ausgewählt. Die Aussaat der Pflanzen erfolgte am 05. Juli, wobei in zwölf Containern Raps, in weiteren zwölf Mais ausgesät wurde. Die zwölf Container umfassten jeweils vier Versuchsvarianten à drei Wiederholungen, wie bereits für die Vergleichsversuche in der Klimakammer beschrieben. Ausgesät wurden bei Raps zunächst zwölf Pflanzen pro Container, bei Mais vier. Nach dem Auflaufen wurde Raps auf sechs, Mais auf zwei Pflanzen pro Container vereinzelt. Täglich erfolgte die Bewässerung nach Gewicht auf 50% der maximalen Wasserkapazität und eine Randomisierung des Versuches.

2.3.3 Ernte und Probenaufbereitung

Die Ernte der Mais- und Rapspflanzen erfolgte aus versuchstechnischen Gründen getrennt voneinander. Die Maisernte erfolgte vom 21. bis 25 August, die Rapsernte vom 28. August

bis 01. September. Es wurde täglich in einer Wiederholung (drei Container) der Spross geerntet. Vorgegangen wurde dabei wie in den vorherigen Versuchen. Der Boden jeweils eines Containers wurde ausgeschüttet, portionsweise (5-8 kg) in Eimer gegeben, und mit 5 L Leitungswasser aufgefüllt. Die weitere Vorgehensweise in der Aufreinigung der Wurzeln entsprach den in Kapitel 2.2.4 aufgeführten Erläuterungen. Bis zum Ende der zweiten Erntewoche wurden so die Wurzeln aller 24 Container ausgewaschen. In Übereinstimmung mit der Ernte der Sprosse wurde die nach Wiederholungen gestaffelte Ernte der Wurzeln als sinnvoll erachtet, um den Einfluss der langen Ernteperiode auf die noch in den Containern verbliebenen Wurzeln so gering wie möglich zu halten.

Bereits während des letzten Waschschrittes wurden die Wurzeln nach Feinwurzeln ($\emptyset < 2$ mm) und Grobwurzeln ($\emptyset > 2$ mm) aufgetrennt. Die Länge der Grobwurzeln wurde direkt mit einem Lineal bestimmt. Im Anschluss an die Reinigung der Wurzeln erfolgte die Entnahme von Feinwurzelproben für die später durchzuführende Längenmessung (Wurzelfinheit). Dazu wurden die Wurzeln einer repräsentativen Mischprobe aller Feinwurzeln eines Containers in ca. 1 cm lange Teilstücke zerkleinert. Mit einer Pinzette wurde nun jeweils 1 g dieser Probe in vier Wiederholungen entnommen und in kleinen Schnappdeckelgläschen in einer Mischung aus 70%igem Ethylalkohol und Essigsäure ($\rho = 1,05$ g/ml) (Mischungsverhältnis 9:1) zur späteren Messung konserviert. Die Spross- und Wurzelfrischmassen wurden bestimmt, wobei in der Wurzelfrischmasse die zur Wurzellängenbestimmung entnommenen 4 g ertragserhöhend berücksichtigt wurden. Getrocknet wurde das Pflanzenmaterial wiederum bei 105°C und anschließend die Trockenmasse bestimmt.

2.4 Bodenuntersuchungen

Die zu Versuchsbeginn genommenen und bei 40°C getrockneten Bodenproben wurden vor der Analyse auf eine Korngröße < 2 mm gemörsert.

2.4.1 Calcium-Acetat-Lactat (CAL)-Analyse

Die CAL-Extraktion wurde durchgeführt nach VDLUFA (1991). Zur Extraktion des Bodens wurden zunächst exakt 5 g Boden in Polyethylen-Weithalsflaschen mit einem Volumen von 250 mL eingewogen. Zu jeder Probe wurde mit einem kleinen Löffel eine Prise Aktivkohle

zur Adsorption organischer Stoffe gegeben, um bei der späteren Messung Störungen zu vermeiden. Zusätzlich wurden noch zwei PE-Flaschen ohne Zugabe einer Probe, aber unter Zugabe von Aktivkohle mitbehandelt (Blindwerte). Die so behandelten Proben wurden mit 100 mL der vorbereiteten CAL-Extraktionslösung (Calcium-Acetat-Lactat) versetzt. Die Herstellung der CAL-Extraktionslösung sowie der zuvor herzustellenden Vorratslösung erfolgte nach Schüller (1969).

Die nach Zugabe der Extraktionslösung entstandene Suspension wurde 2 Stunden auf dem Horizontalschüttler (Fa. E. Bühler) geschüttelt. Dabei wurde in der ersten Stunde bei nur locker verschlossenen Gefäßdeckeln mit geringer Geschwindigkeit (Stufe 3,5) geschüttelt, da durch die saure Extraktionslösung (pH 4,1) eine CO₂-Freisetzung aus dem Boden möglich war. Die zweite Stunde wurde bei fest verschlossenen Gefäßdeckeln mit höherer Geschwindigkeit (Stufe 4,5) geschüttelt. Im Anschluss wurde die Suspension über P-freie Faltenfilter in 100 mL-Polyethylenflaschen filtriert, wobei die ersten Milliliter des Filtrates verworfen wurden, um eventuellen Verunreinigungen der Auffanggefäße vorzubeugen.

Zur Messung der P-Konzentration im Filtrat wurden 20 mL des Filtrates in 50 mL-Meßkolben pipettiert und mit 0,8 mL konzentrierter HNO₃ (w = 65%) und 4 mL Phosphatnachweisreagenz versetzt (Originalmethode VDLUFA (1991): 25+1+5). Die Herstellung des P-Gelb-Nachweisreagenz (Vanadatreagenz) erfolgte nach Schüller (1969). Mit dem Reagenz ist die Messung in einem Konzentrationsbereich von 0-20 mg/L möglich. 20 mL der vor Analysebeginn vorbereiteten Standardlösungen wurden ebenso angefärbt wie die Proben. Die Proben und Standards wurden frühestens nach 30 Minuten photometrisch gegen den P-freien Standard bei 406 nm am Durchflussphotometer PM 7 der Firma Zeiss gemessen.

2.4.2 Hydrolyse des CAL-Extraktes

In diesem Analyseschritt wurde das durch die CAL-Extraktion gewonnene Filtrat im Anschluss an die Extraktion nochmals mit einem Säuregemisch unter Hitzeeinwirkung aufgeschlossen.

Es wurden 5 mL des Extraktes entnommen und in Glasröhren zur Nassveraschung pipettiert. Parallel dazu wurden jeweils 5 mL der CAL-Standards in Veraschungsröhren gegeben. Zu

allen Proben wurden 5 mL eines Veraschungsgemisches aus HNO_3 ($\rho = 1,40 \text{ g/mL}$), HClO_4 ($\rho = 1,53 \text{ g/mL}$) und H_2SO_4 ($\rho = 1,84 \text{ g/mL}$) im Verhältnis 40:4:1 gegeben. Die Glasröhren wurden mit blasenförmigen Glasaufsätzen (Küken) abgedeckt. Die Veraschung erfolgte im Aluminiumblock bei stetig ansteigenden Temperaturen, beginnend mit 120°C , in drei weiteren Schritten bis zur Maximaltemperatur von 240°C . Jeder Temperaturschritt wurde über 2 Stunden beibehalten, so dass die Veraschung nach 8 Stunden abgeschlossen war. Nach dem Abkühlen der Proben wurde der in den Röhren verbliebene Rückstand mit 2,5 mL 2,5 M Schwefelsäure (H_2SO_4) versetzt und über dem Bunsenbrenner zur Lösung kurz aufgeköcht. Der gelöste Rückstand wurde nun in 50 mL-Meßkolben überspült, die bis zur Markierung aufgefüllt wurden. 20 mL dieser Lösungen wurden zur Anfärbung entnommen und jeweils mit 1 mL 2,5 M H_2SO_4 und 4 mL P-Blau-Reagenz versetzt. Zur Anfärbung wurde das in einem niedrigen und engen Konzentrationsbereich (0-1 mg/L) einsetzbare P-Blau-Reagenz (Molybdänblau) von Murphy und Riley (1962) genutzt, da aufgrund der starken Verdünnung geringe P-Konzentrationen erwartet wurden. Gegenüber der Originalmethode von Murphy und Riley wurde das Reagenz dahingehend verändert, dass dem P-Blau-Reagenz aufgrund der bereits in den Proben enthaltenen H_2SO_4 -Menge nur 125 mL einer 1,25 M H_2SO_4 zugesetzt wurden. Die H_2SO_4 -Endkonzentration in den angefärbten Proben war dementsprechend wieder gemäß der Original-Arbeitsanweisung.

2.4.3 Doppellactat (DL)-Analyse

Die DL-Extraktion wurde nach VDLUFA (1991) durchgeführt. Bei der DL-Methode (Doppellactat), die auf Egner *et al.* (1960) zurückgeht, handelt es sich um eine Extraktionsmethode ähnlich der CAL-Extraktion. Die DL-Extraktionslösung unterscheidet sich von der CAL-Extraktionslösung insbesondere in der Höhe des eingestellten pH-Wertes, der in der DL-Lösung 3,6 beträgt und damit deutlich niedriger ist als in der CAL-Extraktionslösung.

Zur Extraktion wurden 2,5 g Boden in 250 mL-PE-Weithalsflaschen eingewogen und mit 125 mL DL-Gebrauchslösung versetzt. Die Proben wurden anschließend für 90 Minuten auf dem Überkopfschüttler inkubiert, bevor sie über P-freie Faltenfilter in 100 mL-PE-Flaschen überführt wurden (die ersten 5-10 mL des Extraktes wurden verworfen). Zur P-Bestimmung wurden 10 mL des Extraktes entnommen, in 25 mL-Messkolben pipettiert und wiederum mit der Molybdänblaumethode nach Murphy und Riley (1962) angefärbt. Nur 10 mL des

Extrakt wurden angefärbt, da hohe Mengen an Calcium-Lactat die Ausbildung des blauen Farbkomplexes stören. Außerdem wurden Blindwerte und Standards hergestellt, denen die gleiche Menge Calcium-Lactat zugesetzt wurde wie in den Proben enthalten war. Die Proben, Blindwerte und Standards wurden nun jeweils mit 4 mL P-Blau-Reagenz versetzt, auf 25 mL aufgefüllt und gut geschüttelt. Gemessen wurden die Extinktionen der Lösungen bei 750 nm frühestens 30 Minuten nach Zugabe des Reagenz.

2.4.4 Olsen-Analyse

Zur Extraktion nach Olsen *et al.* (1954) wurden 5 g Boden in 250 mL-PE-Weithalsflaschen eingewogen und mit 5 g Aktivkohle sowie 100 mL 0,5 M NaHCO₃-Lösung versetzt. Die NaHCO₃-Lösung wurde zuvor mit 0,5 M NaOH auf einen pH-Wert von 8,5 eingestellt. Die Suspension wurde für 30 Minuten auf dem Überkopfschüttler inkubiert und über P-freie Faltenfilter gegeben. 10 mL des gewonnenen Filtrats wurden zur Anfärbung in 25 mL-Messkolben überführt und mit 0,5 M H₂SO₄ neutralisiert, da zu hohe pH-Werte die Anfärbung stören. Es wurden nun 4 mL P-Blau-Reagenz nach Murphy und Riley (1962) zugegeben und auf 25 mL aufgefüllt. Gemessen wurde gegen den Nullwert der Kalibrierreihe am Durchflussphotometer PM 7 bei 750 nm.

2.4.5 Mehlich-III-Analyse

Zur Mehlich-III-Extraktion nach Mehlich (1982) wurde zunächst die Extraktionslösung mit folgender Zusammensetzung hergestellt:

- 0,2 M CH₃COOH
- 0,25 M NH₄NO₃
- 0,015 M NH₄F
- 0,013 M HNO₃
- 0,001 M EDTA

Bei ordnungsgemäÙem Ansatz hat die Endlösung einen pH-Wert von 2,5. Für die Extraktion wurden 2,5 cm³ Boden mit einem Speziallöffel in 100 mL-PE-Weithalsflaschen gegeben und mit 25 mL Extraktionslösung versetzt. Geschüttelt wurde die Suspension für 5 Minuten auf dem Horizontalschüttler (Bühler) bei hoher Geschwindigkeit (Stufe 6,5 – entspricht 200 strokes/min bei 4 cm Hub). Die P-Konzentration in den Extrakten wurde nach der Filtration über die Anfärbung nach Murphy und Riley ermittelt. Dazu wurden jeweils 2,5 mL

des Filtrats in 25 mL-Messkolben pipettiert und mit 4 mL des P-Blau-Reagenz versetzt. Es wurde anschließend auf 25 mL aufgefüllt und nach frühestens 30 Minuten bei 750 nm gegen den Nullwert der Kalibrierreihe gemessen. Neben den Standards für die Kalibrierreihe und den Proben wurden auch Blindwerte mitbehandelt.

2.4.6 P-Wasser-Analyse

Die Wasserextraktion wurde nach der Methode von van der Paauw (1971) durchgeführt. Dazu wurden mit einem Speziallöffel 2,5 cm³ Boden in 250 mL-PE-Weithalsflaschen eingewogen und jeweils mit 4 mL Reinstwasser (gefiltert durch Millipak-40 Filter Unit 0.22µm ster 2/Pk der Firma Millipore) benetzt. Die so vorbehandelten Proben wurden für 22 Stunden bei 20°C inkubiert. Nach Ablauf dieser Zeit wurden zu jeder Probe weitere 146 mL Wasser gegeben. Die entstandene Boden-Wasser-Mischung wurde für eine Stunde auf dem Horizontalschüttler bei Stufe 5,5 (entspricht ca. 170 strokes/min bei 4 cm Hub) geschüttelt und über P-freie Faltenfilter gegeben. Vom Filtrat wurden 20 mL entnommen und in 25 mL-Messkolben überführt, wo sie mit der Molybdänblau-Methode (Murphy und Riley) angefärbt wurden. Zur Messung wurden Standards mit Konzentrationen von 0,1 bis 1,0 mg P L⁻¹ hergestellt. Gemessen wurde gegen den Nullwert der Kalibrierreihe bei 750 nm am Photometer (PM 7).

2.4.7 Elektro-Ultrafiltration (EUF)

Die Extraktion von P aus dem Boden wurde mittels der Elektro-Ultrafiltration nach Németh (1976) durchgeführt. Es wurden dazu jeweils 5 g Boden in der sogenannten Mittelzelle des Gerätes mit Reinstwasser im Verhältnis 1:10 in Suspension gebracht. An die Suspension wurde eine Spannung angelegt, die bewirkte, dass Ionen aus dem Boden-Wasser-Gemisch je nach ihrer Ladung zur Kathode oder Anode (Platinelektroden) wanderten. Vor die Elektroden wurden Cellulose-Triacetat-Filter der Firma Sartorius (Nr. 14548--47---SZQ) mit einer Durchlässigkeit für Massen bis höchstens 20000 Dalton eingesetzt, die eine selektive Ionenwanderung erlaubten. Der Durchtritt der Ionen durch die Filter wird bei der EUF durch Unterdrücke bewerkstelligt, die an die Filter angelegt wurden (Kathodenseite: 0,3 bar; Anodenseite: 0,4 bar). An den Elektroden wurden die Ionen in einem wässrigen Eluat aufgefangen. Durch die Möglichkeit der Variation von Temperatur und Spannung am Gerät wurden zwei Fraktionen erfasst, die nach Németh (1982) Nährstofffraktionen mit unterschiedlicher Pflanzenverfügbarkeit widerspiegeln.

1. Fraktion: 30 Minuten bei 20°C und 200 V (max. 15 mA), ohne Kühlung
2. Fraktion: 5 Minuten bei 80°C und 400 V (max. 150 mA)

Die Kathoden- und Anodenextrakte wurden jeweils vereint aufgefangen. Die erste Fraktion wurde jeweils in einem 200 mL-Messkolben aufgefangen, die zweite Fraktion in einem 100 mL-Messkolben. Die Messkolben wurden im Anschluss an die Extraktion mit Reinstwasser aufgefüllt. 20 mL aus jedem Kolben wurden entnommen und in einem 25 mL-Messkolben nach Murphy und Riley (1962) angefärbt.

2.4.8 P-Fraktionierung

Bei der Fraktionierung von Bodenproben nach Kurmies (1971) werden drei verschiedene P-Fraktionen unterschieden:

- Al-/Fe-Phosphate
- Ca-Phosphate
- Organische Phosphate.

Es wurden in zwei aufeinander folgenden Extraktionsmaßnahmen und zwei weiteren unabhängigen Extraktionen die einzelnen P-Fraktionen aus dem Boden extrahiert und gesammelt, bevor die jeweilige P-Konzentration gemessen wurde.

5 g des für die Fraktionierung auf < 1 mm gemörserten Bodens wurden in 200 mL-Beckman-Zentrifugenflaschen eingewogen. Zur Eliminierung von löslichem und austauschbarem Ca^{2+} im Boden wurden vor Beginn der eigentlichen Extraktion vier Eliminierungsschritte durchgeführt. Dazu wurden zu den Bodenproben in den Zentrifugenflaschen 75 mL alkoholische KCl-Lösung gegeben. Die Suspension wurde 5 Minuten auf dem Horizontalschüttler (Stufe 5) geschüttelt und im Anschluss 10 Minuten bei 6000 U/min in der J2-21M/E-Zentrifuge der Firma Beckman zentrifugiert. Der Überstand wurde vorsichtig abgesaugt und verworfen. Nach dreimaliger Wiederholung dieses Waschschrittes erfolgte als erster Extraktionsschritt (E_1) die Extraktion der Al- und Fe-Phosphate. Dazu wurden in die Zentrifugengefäße wiederum 75 mL der zuvor angesetzten Extraktionslösung (1 M NaOH / 0,5 M Na_2SO_4) gegeben. Nach einer Stunde auf dem Horizontalschüttler (Stufe 5,5) und der anschließenden 10-minütigen Zentrifugation bei 6000 U/min wurde der Überstand vorsichtig in einen 250 ml-Messkolben überführt. Im

Anschluss wurden nochmals 75 mL der Extraktionslösung zugegeben und für 5 Minuten auf dem Horizontalschüttler geschüttelt (Stufe 5). Die Gefäße mit der Suspension wurden für 2 Stunden ins kochende Wasserbad gestellt (100°C, 50 horizontale Bewegungen), wobei zusätzlich regelmäßig kurz aufgeschüttelt wurde und der Lösungspegel in den Gefäßen mit Reinstwasser konstant gehalten wurde (Extraktionsschritt 2 (E₂)). Nach dem Abkühlen der Proben wurden diese wiederum zentrifugiert und der Überstand zu dem zuvor aufgefangenen Überstand gegeben.

Vor der Extraktion der zweiten Fraktion erfolgte ein Waschschrift (W₁), um Reste der Al-/Fe-Extraktionslösung in den Proben zu entfernen. Dazu wurden 75 mL einer 4%igen Na₂SO₄-Lösung in die Gefäße gegeben und für 5 Minuten geschüttelt (Horizontalschüttler Stufe 5). Nach erneuter Zentrifugation wurde der Überstand in den 250 mL-Messkolben mit dem Al-/Fe-Extrakt gegeben (Fraktion 1 (F₁)). Nach der Extraktion wurden 25 mL der auf 250 mL aufgefüllten und gut umgeschüttelten Messkolben entnommen und in einen 100 mL-Messkolben gegeben. Hinzu wurden 5 mL 2,5 M H₂SO₄ gegeben. Nach 30 Minuten wurden die Kolben mit Reinstwasser auf 100 mL aufgefüllt, geschüttelt und über P-freie Faltenfilter in Plastikflaschen filtriert. 5 mL dieser Lösung wurden wiederum in 25 mL-Messkolben gegeben und mit 1 M KOH gegen Nitrophenol-Indikator neutralisiert bevor sie mit der P-Blau-Methode angefärbt wurden.

Der nächste Extraktionsschritt zur Extraktion der Ca-Phosphate erfolgte direkt im Anschluss an die erste Extraktionsmaßnahme in ähnlicher Weise. Als Extraktionsmittel wurde hier 0,5 M H₂SO₄ eingesetzt. Nach Zugabe der Extraktionslösung zu den bereits mit Natronlauge extrahierten Proben und dem kurzen Aufschütteln auf dem Schüttler wurden die Proben direkt für 2 Stunden ins kochende Wasserbad gestellt (Extraktionsschritt 3 (E₃)), wobei die Bedingungen identisch zum Extraktionsschritt 2 (E₂) waren. Nach der Behandlung im Wasserbad erfolgten zwei weitere Waschschriffe mit 4%iger Na₂SO₄-Lösung (W₂ und W₃). Die nach der Zentrifugation angefallenen Überstände aller drei Schritte in der Extraktion der Ca-Phosphate (Extraktionsschritt 3, Waschschrift 2, Waschschrift 3) wurden in einem 250 mL-Messkolben gesammelt (Fraktion 2 (F₂)). Nach dem Auffüllen und Umschütteln wurden 1,25 mL der Proben in 25 mL-Messkolben gegeben, mit 1 M KOH gegen Nitrophenol neutralisiert und mit P-Blau angefärbt.

Zur Extraktion bzw. zur Bestimmung der organischen Fraktion musste auf zweierlei Weise verfahren werden. Zunächst wurde der Anteil der organischen Fraktion im Al-/Fe-P-Extrakt bestimmt (natronlaugelösliches organisches P) (E_4). Dazu wurde ein Aliquot von 25 mL aus der Al-/Fe-P-Extraktionslösung (F_1) entnommen und im 100 mL-Messkolben mit 2 mL H_2SO_4 ($\rho = 1,84 \text{ g/mL}$) und 0,5 mL $HClO_4$ ($\rho = 1,53 \text{ g/mL}$) versetzt. Anschließend wurde das Gemisch bei 150-160°C im Sandbad bis zum vollständigen Verdampfen des Wassers gekocht und weiter aufgeschlossen. Zur Beschleunigung des Aufschlusses wurde nach einer Stunde 1 mL konz. HNO_3 zugegeben. Nach 2,5 Stunden wurde der Aufschluss beendet. Nach dem Abkühlen wurden die Proben mit Reinstwasser auf 100 mL aufgefüllt und über Faltenfilter gegeben. 5 mL des Filtrats wurden in 25 mL-Messkolben pipettiert, mit 1 M KOH gegen Nitrophenol neutralisiert und mit Molybdänblau angefärbt.

Der Anteil des organischen Phosphats im Ca-P-Extrakt (schwefelsäurelösliches organisches P) wurde mittels Bestimmung des Gesamtphosphats im Boden erfasst (E_5). Dazu wurden 2,5 g Boden in 250 mL-Messkolben eingewogen und mit 10 mL H_2SO_4 ($\rho = 1,84 \text{ g/mL}$) und 2 mL $HClO_4$ ($\rho = 1,53 \text{ g/mL}$) versetzt. Die Messkolben wurden wiederum im Sandbad erhitzt. Nach dem Lösen der Verkohlungen wurden 2 mL konzentrierte HNO_3 zugegeben. Nach ca. 3 Stunden wurde der Aufschluss beendet. Die Kolben wurden nach der Abkühlung mit Reinstwasser aufgefüllt und die Lösung über Faltenfilter filtriert. Jeweils 1,25 mL der filtrierten Proben wurden in 25 mL-Messkolben gegeben, mit 1 M KOH neutralisiert und mit Molybdänblau angefärbt. Die Berechnung der einzelnen Fraktionen erfolgte folgendermaßen:

$E_1 + E_2 + W_1$	$= F_1$ (Al-/Fe-P)	E = Extraktionsschritt W = Waschschrift F = Fraktion
$E_3 + W_2 + W_3$	$= F_2$ (Ca-P)	
$E_4 - F_1$	$= F_3$ (org. P im Al-/Fe-P-Extrakt)	
$E_5 - (F_1 + F_2 + F_3)$	$= F_4$ (org. P im Ca-P-Extrakt)	

2.5 Pflanzenanalysen

Nach der Trocknung der Pflanzenproben bei 105°C und der Bestimmung des Trockengewichts wurden die Pflanzenproben für die Analyse vorbereitet, indem das Pflanzenmaterial mit der elektrischen Mühle MF 10 der Firma IKA auf eine Partikelgröße von $< 1 \text{ mm}$ homogenisiert wurde.

2.5.1 Phosphat-Bestimmung

Zur Bestimmung der Phosphatkonzentration im getrockneten Pflanzenmaterial wurde nach der von Rosopulo *et al.* (1975) entwickelten Nassveraschungsmethode vorgegangen. Dazu wurde jeweils 0,5 g des Materials in Glasröhren zur Nassveraschung eingewogen. Das Pflanzenmaterial wurde mit 2 mL Trichlorethylen zur Vermeidung eines Aufschäumens ($\rho = 1,46 \text{ g/mL}$) und 10 mL Veraschungsgemisch versetzt (siehe auch 2.4.2). Zur Veraschung wurden die Glasröhren im Aluminiumblock platziert, mit Glasküken abgedeckt und für einen Zeitraum von 8 Stunden bei ansteigenden Temperaturen erhitzt (siehe auch Kap. 2.4.2).

Nach der vollständigen Veraschung des Materials wurde der Rückstand mit 2,5 mL 5 M HCl aufgenommen, kurz über dem Bunsenbrenner aufgeköcht, bis die Proben eine leicht gelb-grünliche Färbung annahmen und über Weißbandfilter in 50 mL-Messkolben filtriert. Das Aufschlussglas sowie der Filter wurden mehrfach mit heißem Reinstwasser nachgewaschen. Die Aufnahme des Rückstandes mit Salzsäure wurde gewählt, um die Ausfällung von Braunstein (Manganoxid) zu vermeiden, da der Extrakt auch zur Kationenbestimmung verwendet werden sollte. Nach dem Abkühlen der Proben wurde das Volumen mit Reinstwasser auf 50 mL aufgefüllt und umgeschüttelt, bevor die P-Konzentration in den Proben bestimmt wurde. Dazu wurden jeweils 5 mL Probe entnommen und in einem 25 mL-Messkolben mit 7,5 mL Vanadatereagenz versetzt. Die Herstellung des Vanadatereagenz wurde nach Gericke und Kurmies (1952) vorgenommen. Nach dem Auffüllen der Kolben und einer Wartezeit von mindestens 30 Minuten wurde die P-Konzentration in den Proben bei 450 nm am Durchflussphotometer PM 7 gegen den Nullwert der parallel angesetzten Kalibrierreihe gemessen. Über die P-Konzentrationen der Kalibrierreihe wurden die gemessenen Extinktionen in Konzentrationen umgerechnet, die bei der Berechnung und Darstellung auf g Trockenmasse bezogen wurden. Zur Berechnung des P-Entzuges aus dem Boden wurde folgendermaßen vorgegangen:

$$\text{P-Konzentration (g Pflanzen-TM)}^{-1} * \text{Pflanzen-TM (Gefäß)}^{-1} = \text{P-Gehalt}$$

$$\text{P-Gehalt} - (\text{P}_{(\text{Start})} + \text{P}_{(\text{Samen})}) = \text{P-Entzug aus dem Boden (Netto)}$$

2.5.2 Kationenbestimmung

Aufgrund der Aufnahme der veraschten Proben in Salzsäure, anstatt der sonst üblichen Salpetersäure, konnten die zur Phosphatbestimmung hergestellten Extrakte auch zur

Kationenbestimmung genutzt werden. Die Messung der Kationen im Extrakt erfolgte am Atom-Absorptions-Spektrometer (AAS) SpektrAA 220FS der Firma Varian. Die Kationen K^+ , Ca^{2+} und Mg^{2+} wurden in 2%iger Cäsiumchlorid-Lanthanchlorid-Pufferlösung (10 g/L CsCl + 100 mg/L La) gemessen, um Messstörungen durch chemische Interferenzen zu vermeiden. Außerdem wurden auch die Konzentrationen der Kationen Cu^{2+} , Mn^{2+} und Zn^{2+} bestimmt. Die gemessenen Konzentrationen wurden jeweils bei der Berechnung auf g Trockenmasse bezogen.

2.5.3 Messung der Wurzelfeinheit

Die in Ethylalkohol und Essigsäure konservierten Wurzelproben aus dem Containerversuch wurden mit dem Rootlength Scanner der Firma Comair auf ihre Wurzellänge hin überprüft. Dazu wurde zunächst die bei der Messung rotierende Scannplatte mit einem Liter Wasser benetzt. Die der Konservierungsflüssigkeit entnommenen ca. 1 cm langen Wurzelstücke wurden möglichst gleichmäßig in dem Wasserfilm auf der Platte verteilt. Dabei wurden Überlappungen von Wurzeln weitestgehend vermieden. Die Messung der Gesamtlänge aller auf der Platte verteilten Wurzelstücke erfolgte über einen Scann-Arm, der von der Mitte der langsam rotierenden Platte nach außen lief. Die Wurzelfeinheit wurde in m/g Trockenmasse berechnet.

2.6 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung der Versuchsergebnisse wurde nach Köhler *et al.* (2002) vorgenommen. Der Mittelwertvergleich zweier unabhängiger Stichproben wurde mit dem t-Test des Software-Programms „Excel“ von Microsoft® durchgeführt. Unterschiedliche Buchstaben symbolisieren einen signifikanten Unterschied zwischen den Behandlungen ($P = 5\%$). Außerdem wurde bei der graphischen Darstellung der Ergebnisse der Standardfehler angegeben.

3 Ergebnisse

3.1 Bodeninkubation – Veränderung der P-Konzentrationen im Boden im Versuchsverlauf ohne Bepflanzung

Vor Beginn der Versuche zum pflanzlichen Aneignungsvermögen sollte zunächst überprüft werden, in welchem Maße die zugegebenen P-Formen im Zeitverlauf Veränderungen unterworfen sind, die nicht pflanzlichen Ursprungs sind. Da im Boden viele unterschiedliche Prozesse wirken (z.B. Adsorption, Desorption, Alterung, Mikroorganismen-tätigkeit) kann es zu bodenbürtiger Freisetzung oder auch zu Festlegung von Phosphaten kommen. Unter den vorgegebenen Versuchsbedingungen wurde die Veränderung über fünf Wochen (35 Tage) beobachtet.

Mit der CAL-Methode wird das sogenannte „pflanzenverfügbare“ Phosphat erfasst, also das Phosphat in der Bodenlösung sowie das leicht austauschbare Phosphat. Diese praxisetablierte Methode wurde gewählt, um die Entwicklung der Boden-P-Konzentrationen über einen Zeitraum von fünf Wochen zu beobachten.

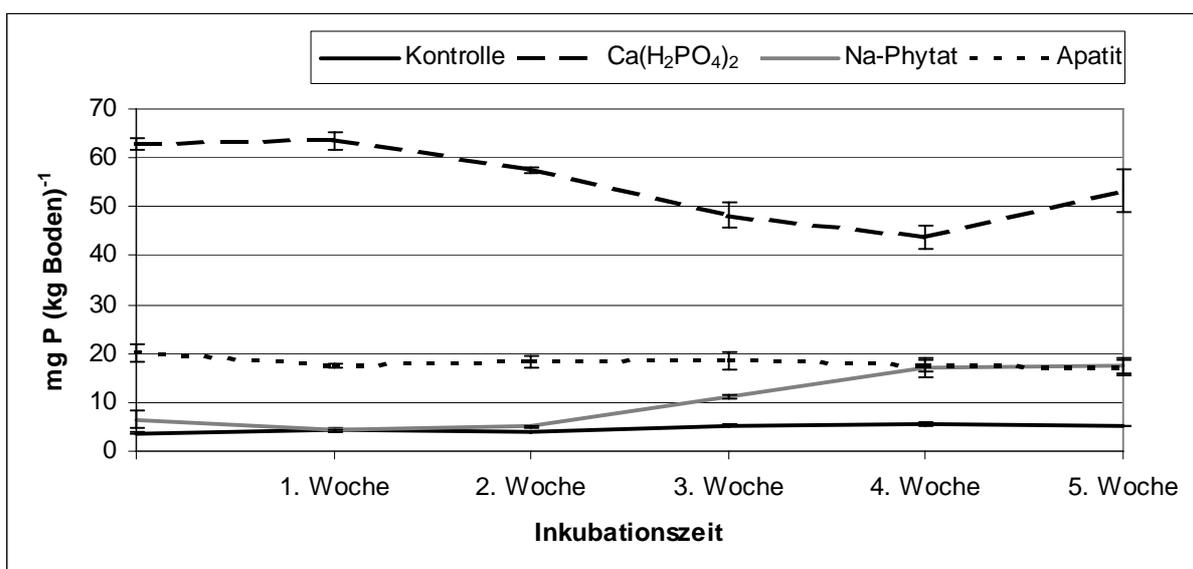


Abb. 6: CAL-Analyse zur Untersuchung der Veränderung des Phosphatgehaltes nach Zugabe unterschiedlicher P-Formen zum Boden im Verlauf von fünf Wochen ohne Bepflanzung.

Drei Tage nach Zugabe von $100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ in Form von $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$, Na-Phytat oder Apatit stellten sich die Ausgangskonzentrationen im Boden ein ($T = 0$). In der ungedüngten Kontrolle wurden, wie aus Abb. 6 ersichtlich, ca. $4 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ erfasst, die im Versuchsverlauf nur unwesentlich schwankten. Im Gegensatz dazu lag die mit CAL erfassbare P-Menge in der mit aufgeschlossenem Phosphat ($\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$) gedüngten Variante bei $63 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ mit im Versuchsverlauf abnehmender Tendenz. In der letzten Woche des Inkubationszeitraumes kam es in dieser Variante zu einem leichten Wiederanstieg der extrahierbaren P-Menge. Die mit Na-Phytat behandelte Variante zeigte einen leichten Anstieg der P-Konzentration im Zeitverlauf. Von den zu Beginn der Inkubation ca. $6 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ kam es von der zweiten bis zur vierten Woche zu einem Anstieg der erfassbaren P-Menge um ca. $12 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$. Die durch die CAL-Extraktion in der Apatit-Variante messbare P-Konzentration im Boden unterlag, parallel zur Kontrolle, keiner Veränderung. Die erfassbare P-Menge lag hier im Bereich zwischen 18 und $20 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$.

Während sowohl $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ als auch Na-Phytat Veränderungen im Versuchsverlauf unterworfen waren, war bei Apatit keine Veränderung im Versuchsverlauf festzustellen. Bodeneigene Prozesse hatten keinen messbaren Effekt auf die Stabilität des Apatits. Die leichte Freisetzung von Phosphat aus dem Na-Phytat lässt sich wahrscheinlich auf Mikroorganismenaktivität zurückführen, die eine enzymatische Hydrolyse bewirkte. Die Veränderungen in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante können keinem spezifischen Bodenprozess zugeordnet werden.

3.2 Versuche zum Aneignungsvermögen verschiedener Versuchspflanzen

3.2.1 Vergleichsversuche in der Klimakammer

Es ist bekannt, dass Pflanzen über Anpassungsmechanismen verfügen, die sie in die Lage versetzen, Einfluss auf den wurzelnahen Boden (Rhizosphäre) auszuüben. Dies geschieht über die Abgabe von organischen Anionen wie Citrat oder Malat, die Abgabe saurer Phosphatasen oder die Abscheidung von Protonen. Während die Existenz solcher Anpassungsmechanismen bei verschiedenen Versuchspflanzen in einer Anzahl von Versuchen nachgewiesen werden konnte, blieb die praktische Relevanz dieser Anpassungsmechanismen bisher unklar. Ein

möglicher Grund dafür ist das Fehlen klarer Erkenntnisse über den aktuellen P-Status des Bodens vor Versuchsbeginn.

Daher sollte im Folgenden zunächst geklärt werden, ob gängige Bodenuntersuchungsmethoden dazu geeignet sind, den tatsächlichen P-Status des Bodens widerzuspiegeln. Weiterhin sollte der Frage nachgegangen werden, ob Pflanzen durch ihre Anpassungsstrategien in der Lage sind, dem Boden zugesetzte stabil gebundene Phosphate zu entziehen und zu nutzen. Dazu wurden verschiedene Pflanzenarten auf dem Versuchsboden kultiviert und auf ihre Frisch- und Trockenmasseerträge, ihre Kationenkonzentrationen, ihre Phosphatkonzentrationen und ihren Phosphatentzug hin analysiert. Es sollte weiterhin untersucht werden, inwieweit sich Pflanzenarten aufgrund ihrer unterschiedlich ausgeprägten Anpassungsstrategien in ihrem P-Aneignungsvermögen unterscheiden. Dazu wurden in den vorliegenden Versuchen die verschiedenen Pflanzenarten im direkten Vergleich mit Zuckerrüben kultiviert. Der Hauptvergleichsparameter für das P-Aneignungsvermögen war der relative Phosphatentzug. Über die Bestimmung des relativen Phosphatentzuges der Zuckerrüben, sowie der jeweiligen Versuchspflanzen, wurde ein indirekter Vergleich aller Pflanzenarten miteinander ermöglicht.

3.2.1.1 Bodenuntersuchungen

Zu Beginn jedes Versuches in der Klimakammer wurden Proben aus dem in den Gefäßen befindlichen Boden gezogen und mit verschiedenen Bodenuntersuchungsverfahren analysiert. Die Ergebnisse des ersten, in der Klimakammer durchgeführten, Vergleichsversuches (Mais – Zuckerrübe) sind stellvertretend im Folgenden dargestellt.

A. Routine-P-Analysen

Die aufbereiteten Bodenproben wurden mit sechs verschiedenen, praxisüblichen P-Analyseverfahren auf ihren P-Status hin untersucht. Entsprechend der zuvor erfolgten P-Düngung hätten in jeder Variante (Ausnahme: Kontrolle) und mit jedem Extraktionsverfahren maximal $100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ erfasst werden können. In den Werten der EUF-Analyse wurde jeweils die Summe aus erster und zweiter Fraktion aufgeführt. In der ungedüngten Variante wurde mit allen eingesetzten Extraktionsverfahren jeweils weniger als $10 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ erfasst (Tab. 5).

Tab. 5: Durch verschiedene Bodenuntersuchungsmethoden extrahierbare Phosphat-Mengen [mg (kg Boden)⁻¹] drei Tage nach Zugabe von 100 mg P (kg Boden)⁻¹ in unterschiedlicher Form. Die Zeilen zeigen die Ergebnisse der drei Düngungsvarianten sowie der Kontrolle aus sechs verschiedenen Experimenten. In den Spalten aufgeführt sind die unterschiedlichen P-Bodenuntersuchungsverfahren (s. Kap. 2.4).

	CAL	DL	Olsen	Mehlich-III	P-Wasser	EUf
Kontrolle	4,48	9,18	4,04	9,14	1,25	4,27
	4,16	8,41	3,74	8,66	1,07	4,50
	3,52	8,67	3,03	8,64	0,98	3,75
	3,20	8,16	3,33	8,18	1,25	4,35
	6,08	8,16	2,93	8,54	1,34	3,90
	5,76	8,16	2,93	7,95	1,34	4,20
Ca(H₂PO₄)₂	79,09	82,61	70,70	85,61	34,01	49,25
	69,16	66,29	58,58	65,33	26,85	41,00
	90,29	88,22	74,34	95,37	36,16	53,05
	81,01	71,39	61,00	73,83	27,21	44,25
	59,24	63,74	48,88	63,09	22,20	33,55
	103,74	103,51	88,88	133,97	42,25	62,95
Na-Phytat	4,48	8,16	1,82	9,56	1,25	5,90
	5,12	8,41	2,83	10,62	1,34	6,90
	4,48	8,92	3,03	10,44	1,34	4,85
	4,16	8,92	3,13	9,87	1,52	5,55
	6,08	8,67	2,73	9,84	1,25	4,90
	6,40	8,41	2,73	9,70	1,70	5,55
Apatit	30,10	55,58	3,54	23,63	2,15	11,45
	27,22	63,23	3,94	21,85	1,79	11,45
	27,54	55,07	3,74	25,23	1,97	11,75
	20,49	38,75	3,33	19,05	1,34	11,93
	25,94	56,60	4,14	23,31	1,88	10,60
	31,06	58,64	3,54	26,13	1,61	13,10

Die höchsten P-Konzentrationen in der Kontrolle wurden mit den Verfahren DL (im Mittel $8,46 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$) und Mehlich-III (im Mittel $8,52 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$) detektiert. Die mit aufgeschlossenem Phosphat ($\text{Ca(H}_2\text{PO}_4)_2$) gedüngte Variante zeigte bei der Extraktion über alle Methoden die höchsten P-Konzentrationen, wobei die Methoden P-Wasser und die EUF-Extraktion jeweils die geringsten zeigten. In den mit Na-Phytat gedüngten Varianten wurde über alle Extraktionsverfahren jeweils nicht in nennenswertem Maße mehr Phosphat bestimmt als in der Kontrolle, wie auch aus der Zusammenfassung der Ergebnisse aus Tabelle 5 (Abbildung 7) zu entnehmen ist.

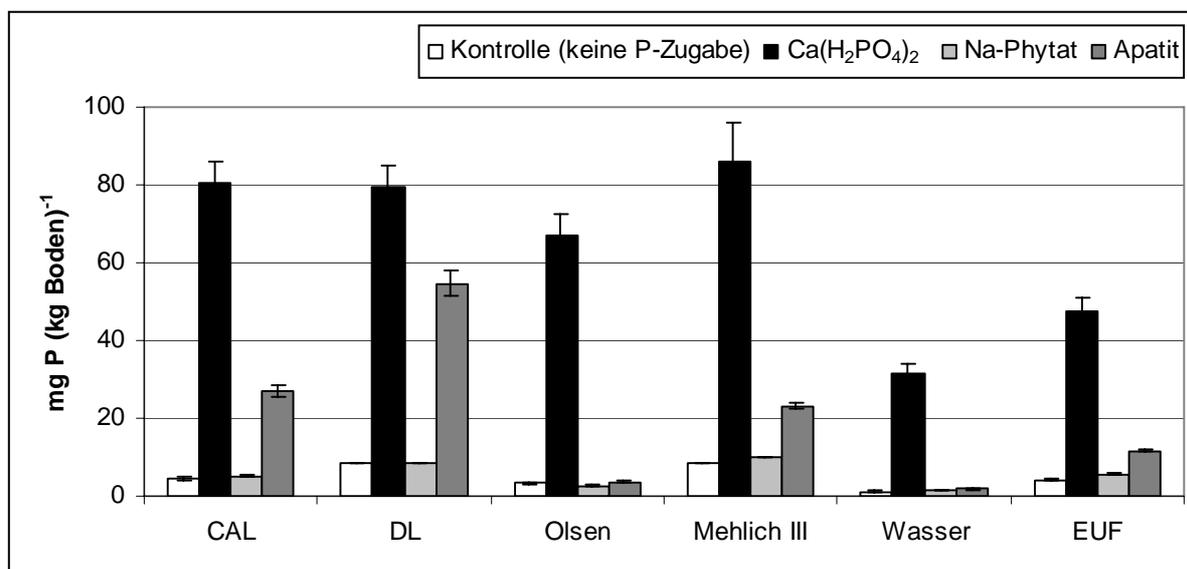


Abb. 7: Mittlere durch verschiedene Bodenuntersuchungsmethoden extrahierbare P-Mengen drei Tage nach Zugabe von $100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ in unterschiedlicher Form.

Anders verhielt es sich bei der Erfassung des Apatits. Hier konnte mit den Methoden CAL, DL, Mehlich-III und der EUF deutlich mehr P erfasst werden, als in der Kontrolle und in der mit Na-Phytat gedüngten Variante. Die deutlich höchsten P-Konzentrationen konnten in der Apatit-Variante mit der DL-Methode gemessen werden. P-Wasser und Olsen-P zeigten hier die geringsten P-Konzentrationen. Abbildung 8 zeigt die durchschnittlichen Daten der

Ca(H₂PO₄)₂-, Na-Phytat-, und Apatit-Variante unter Abzug der jeweiligen P-Konzentrationen der Kontrolle. Der Abzug der P-Konzentrationen der Kontrolle ermöglicht eine Bereinigung der P-Konzentrationen um das vor P-Zugabe schon im Boden vorliegende Phosphat.

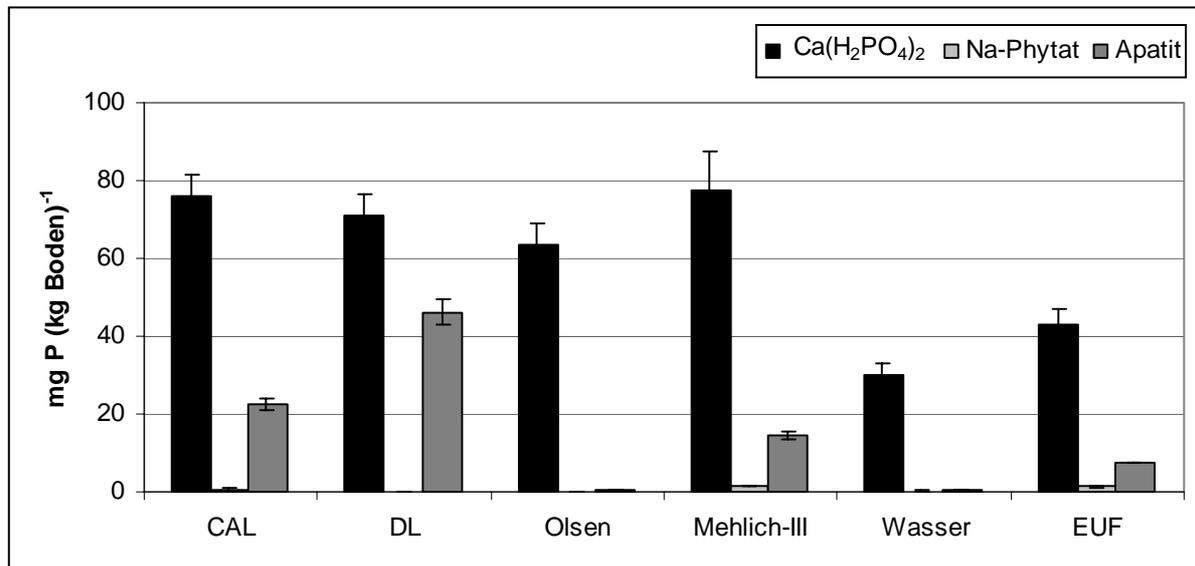


Abb. 8: Durch verschiedene Bodenuntersuchungsmethoden extrahierbare P-Mengen drei Tage nach Zugabe von Phosphat in unterschiedlicher Form nach Abzug der P-Mengen der jeweiligen Kontrolle.

Bei der Betrachtung der so bereinigten Daten wird deutlich, dass Na-Phytat mit keiner der ausgewählten Methoden im Boden erfasst werden konnte. Mit den Methoden CAL, DL, Olsen und Mehlich-III konnten zwischen 60 und 80% des eingesetzten aufgeschlossenen Phosphates erfasst werden, mit der P-Wasser-Methode lediglich 30% und mit der EUF knapp über 40%. Der eingesetzte Apatit konnte zu 46% durch die DL-Methode erfasst werden. Bei allen anderen Methoden war die Wiederfindungsrate in Bezug auf Apatit deutlich schlechter. Aus den Ergebnissen der Routine-P-Analysen wird deutlich, dass mit keiner der gängigen Bodenanalysemethoden das dem Boden jeweils zugesetzte stabil gebundene Phosphat in ähnlich hohen Raten erfasst werden konnte wie das zugesetzte aufgeschlossene Phosphat (Ca(H₂PO₄)₂).

Da Na-Phytat nach der Extraktion mit verschiedenen Extraktionsmitteln jeweils nicht zu erfassen war, lag die Vermutung nahe, dass das Na-Phytat bei der Extraktion zwar extrahiert wurde, nicht aber als Orthophosphat-Ion vorlag und somit nicht kolorimetrisch erfasst wurde. Zur Überprüfung dieser Hypothese wurde der gewonnene CAL-Extrakt in einem weiteren Schritt hydrolysiert. Abbildung 9 zeigt, dass durch die Hydrolyse des Na-Phytat-Extraktes, insbesondere vor dem Hintergrund einer vorherigen Zugabe von 100 mg P (kg Boden)⁻¹, zwar ein leichter Anstieg der P-Konzentration im CAL-Extrakt festgestellt werden konnte, dieser jedoch so gering ausfiel, dass ihm keine Bedeutung

beigemessen werden konnte. Somit kann festgestellt werden, dass auch durch die Hydrolyse kein Phytatnachweis möglich war.

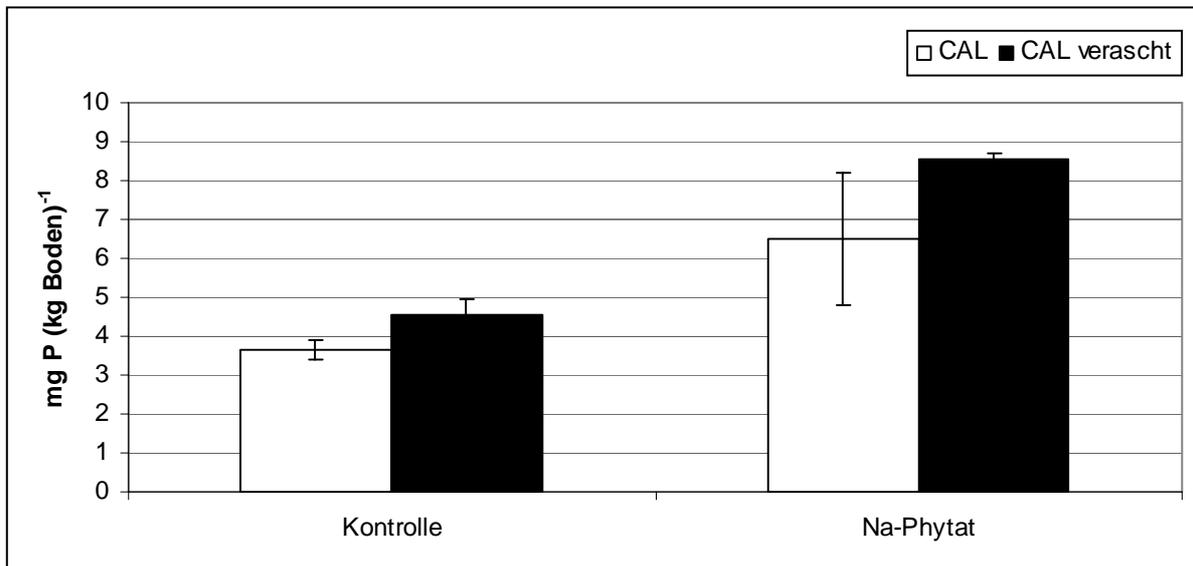


Abb. 9: Detektierbare P-Konzentration vor und nach nasser Veraschung des CAL-Extraktes der Kontrolle und der Na-Phytat-Variante.

B. P-Fraktionierung nach KURMIES

Neben der Charakterisierung des unterschiedlich gedüngten Versuchsbodens mit Hilfe von Routineanalysemethoden wurden alle Versuchsvarianten außerdem nach der Methode von Kurmies (s. Kapitel 2.4.8) fraktioniert. Diese Methode wurde zuvor noch nicht unter Vorlage eines bereits bekannten P-Status ($100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$) eingesetzt.

Fraktionierung des Versuchsbodens nach Zugabe einer definierten P-Form

Der mit jeweils $100 \text{ mg (kg Boden)}^{-1}$ einer definierten P-Form ($\text{Ca(H}_2\text{PO}_4)_2$, Na-Phytat, Apatit) aufgedüngte Versuchsboden wurde nach der Methode von Kurmies (Kap. 2.4.8) extrahiert und entsprechend in drei unterschiedliche P-Fractionen untergliedert: Calcium-Phosphate (Ca-P), Aluminium- und Eisenphosphate (Al-/Fe-P) und organische Phosphate (org. P). Auch die nicht mit Phosphat gedüngte Kontrolle wurde auf gleiche Weise fraktioniert (Abb. 10).

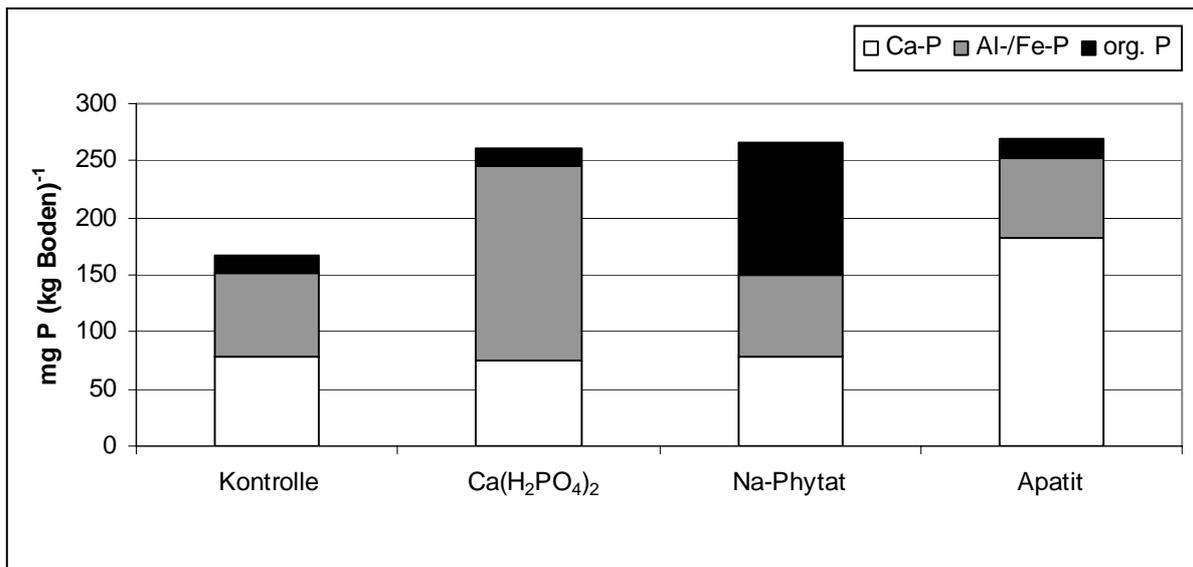


Abb. 10: Durch Fraktionierung nach Kurmies in den einzelnen Varianten erfassbare P-Mengen nach Zugabe von $100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ in unterschiedlicher Form. Drei Fraktionen werden unterschieden: Calcium-Phosphate (Ca-P), Aluminium- und Eisenphosphate (Al-/Fe-P) und organische Phosphate (org. P). Die Säulen stellen jeweils die Summe der drei Fraktionen dar.

In der Kontrolle wurde mit Hilfe der Fraktionierung in zwei Wiederholungen eine mittlere Gesamt-P-Konzentration (Summe der einzelnen Fraktionen) von $166,54 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ ($\pm 5,82$) gemessen (Abb. 10). Bei einem zuvor durchgeführten Gesamt-P-Aufschluss konnte eine P-Konzentration von $180,94 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ ($\pm 8,72$) bestimmt werden. Entsprechend ergab sich eine gute Übereinstimmung zwischen der Gesamt-P-Konzentration des Bodens und der Summe der einzelnen Fraktionen bei der Fraktionierung nach Kurmies.

Ferner zeigt Abbildung 10, dass in der Kontrolle $78,13 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ ($\pm 2,91$) auf die Ca-P-Fraktion, $72,99 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ ($\pm 2,18$) auf die Al-/Fe-P-Fraktion und $15,42 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ ($\pm 0,73$) auf die org. P-Fraktion entfielen.

Bei der Fraktionierung des mit $\text{Ca(H}_2\text{PO}_4)_2$ aufgedüngten Bodens wurde in der Ca-P-Fraktion sowie in der org. P-Fraktion annähernd die gleiche Menge an Phosphat gefunden wie in der Kontrolle. Die zusätzlich gedüngten $100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ in der $\text{Ca(H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante wurden exakt in der Al-/Fe-P-Fraktion wiedergefunden. Es kann also hier von Adsorptionsprozessen ausgegangen werden, die zum Übergang des gedüngten $\text{Ca(H}_2\text{PO}_4)_2$ in die Al-/Fe-P-Fraktion führten.

Die Düngung von Na-Phytat resultierte in einem Anstieg der P-Konzentration in der org. P-Fraktion. Die Ca-P- und Al-/Fe-P-Fraktion blieben unverändert gegenüber der Kontrolle. Für die Apatit-Variante konnte erwartungsgemäß eine Zunahme entsprechend der

P-Zugabe in der Ca-P-Fraktion festgestellt werden. Hier blieben sowohl Al-/Fe-P als auch org. P unverändert.

Abbildung 11 zeigt die Netto-P-Konzentrationen in den drei Varianten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$, Na-Phytat und Apatit. Im Vergleich zu Abbildung 10 wurden hier die P-Konzentrationen aus den Fraktionen der Kontrolle subtrahiert. Es wird deutlich, dass die Zugabe von Phosphat in den unterschiedlichen Formen in einer Zunahme der erfassbaren Phosphatmenge in jeweils einer bestimmten Fraktion resultierte. Es wurden jeweils annähernd die zuvor zugegebenen $100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ erfasst.

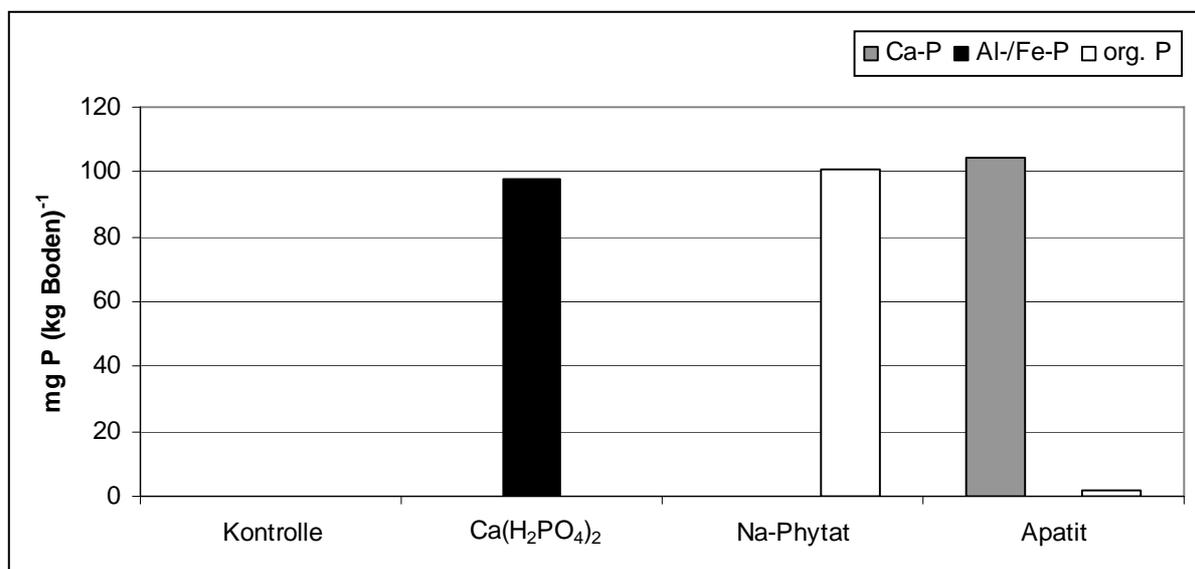


Abb. 11: Durch Fraktionierung nach Kurnies in den einzelnen Varianten erfassbare P-Mengen nach Zugabe von $100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ in unterschiedlicher Form nach Abzug der Kontrolle. Drei Fraktionen werden unterschieden: Calcium-Phosphate (Ca-P), Aluminium- und Eisenphosphate (Al-/Fe-P) und organische Phosphate (org. P).

Fraktionierung des Versuchsbodens nach Zugabe von drei definierten P-Formen

Nach Zugabe jeweils einer P-Form zu einer Bodenprobe konnte, wie in Abbildungen 10 und 11 dargestellt, 100% der zugegebenen P-Menge den einzelnen Fraktionen zugeordnet werden. Da im Boden natürlicherweise aber verschiedene P-Formen nebeneinander existieren, sollte zusätzlich überprüft werden, ob nach Zugabe der verschiedenen P-Formen zu derselben Bodenprobe nach wie vor eine exakte Zuordnung zu den einzelnen Fraktionen möglich war. Abbildung 12 zeigt das Ergebnis des Versuches, in dem in der Düngungsvariante „alle P-Formen“ insgesamt $300 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ zugegeben wurden ($100 \text{ mg Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 \text{ (kg Boden)}^{-1}$; $100 \text{ mg Na-Phytat (kg Boden)}^{-1}$; $100 \text{ mg Apatit (kg Boden)}^{-1}$).

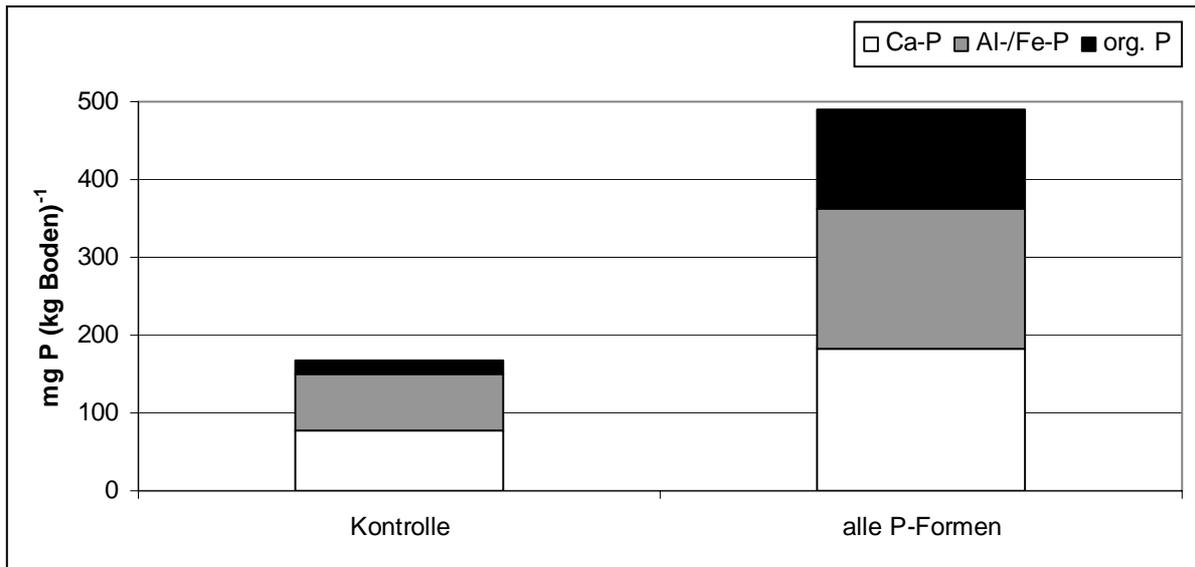


Abb. 12: Durch Fraktionierung nach Kurmies erfassbare P-Mengen nach Zugabe von $300 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ in unterschiedlicher Form [$100 \text{ mg Ca(H}_2\text{PO}_4)_2$, 100 mg Na-Phytat , 100 mg Apatit] zur gleichen Probe. Drei Fraktionen werden unterschieden: Calcium-Phosphate (Ca-P), Aluminium- und Eisenphosphate (Al-/Fe-P) und organische Phosphate (org. P).

In der Kontrolle erfolgte keine P-Zugabe. Entsprechend ergab die Fraktionierung der Kontrolle ein mit der in Abbildung 10 dargestellten Kontrolle übereinstimmendes Resultat. Die Behandlung zeigte einen in der Addition der Fraktionen um $300 \text{ mg (kg Boden)}^{-1}$ höheren Gesamt-P-Gehalt.

Die Betrachtung der einzelnen Fraktionen unter Abzug der Kontrolle (Abb. 13) zeigt, dass pro einzelner Fraktion jeweils annähernd $100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ erfasst wurden. Es ist davon auszugehen, dass die Verteilung der verschiedenen P-Formen auf die einzelnen Fraktionen entsprechend Abbildung 11 erfolgte.

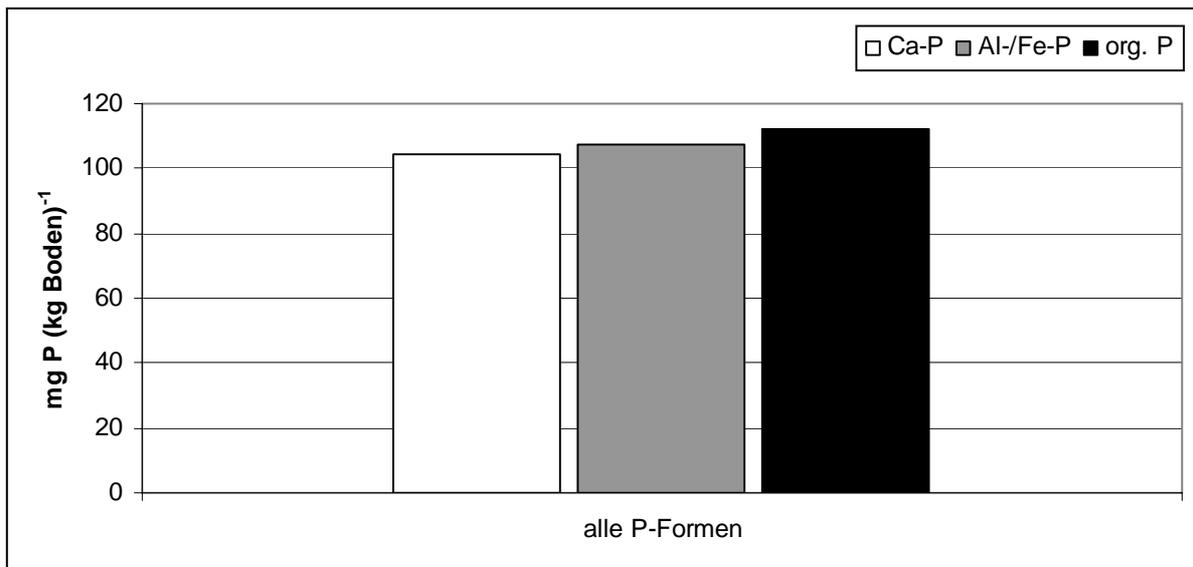


Abb. 13: Durch Fraktionierung nach Kurmies erfassbare P-Mengen nach Zugabe von $300 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$ in unterschiedlicher Form [100 mg $\text{Ca(H}_2\text{PO}_4)_2$, 100 mg Na-Phytat, 100 mg Apatit] zur gleichen Probe nach Abzug der Kontrolle. Drei Fraktionen werden unterschieden: Calcium-Phosphate (Ca-P), Aluminium- und Eisenphosphate (Al-/Fe-P) und organische Phosphate (org. P).

3.2.1.2 Frisch- und Trockenmassen der Pflanzen

Die Pflanzenfrischmasse wurde jeweils direkt bei der Pflanzenernte erfasst, wobei die Wurzeln zunächst aus dem Boden ausgewaschen werden mussten (vgl. Kap. 2.2.4). Die Pflanzentrockenmasse wurde nach einer Trocknung bei 105°C bestimmt.

Zuckerrübe

Zuckerrübe wurde über sechs Versuche als Bezugspflanze eingesetzt. Es wurde in jedem Versuch neben Zuckerrübe im Direktvergleich eine weitere Pflanzenart kultiviert. Über den Direktvergleich mit Zuckerrübe sollte ein indirekter Vergleich aller Pflanzenarten ermöglicht werden. Die Versuche wurden daher jeweils unter den gleichen Versuchsbedingungen (Temperatur, Tageslänge, Versuchsdauer, Versuchsboden, Düngung, Bodenfeuchte) durchgeführt. Die Ergebnisse der sechs Versuche wurden für Zuckerrübe zur Übersicht nebeneinander gestellt, eine direkte Vergleichbarkeit der Versuche anhand der absoluten Werte ist aber nicht möglich. Auch die statistische Auswertung wurde für jeden Versuch einzeln durchgeführt.

Die in Abbildung 14 aufgeführte Pflanzenfrischmasse der Zuckerrüben befand sich über alle sechs Versuche auf annähernd demselben Niveau.

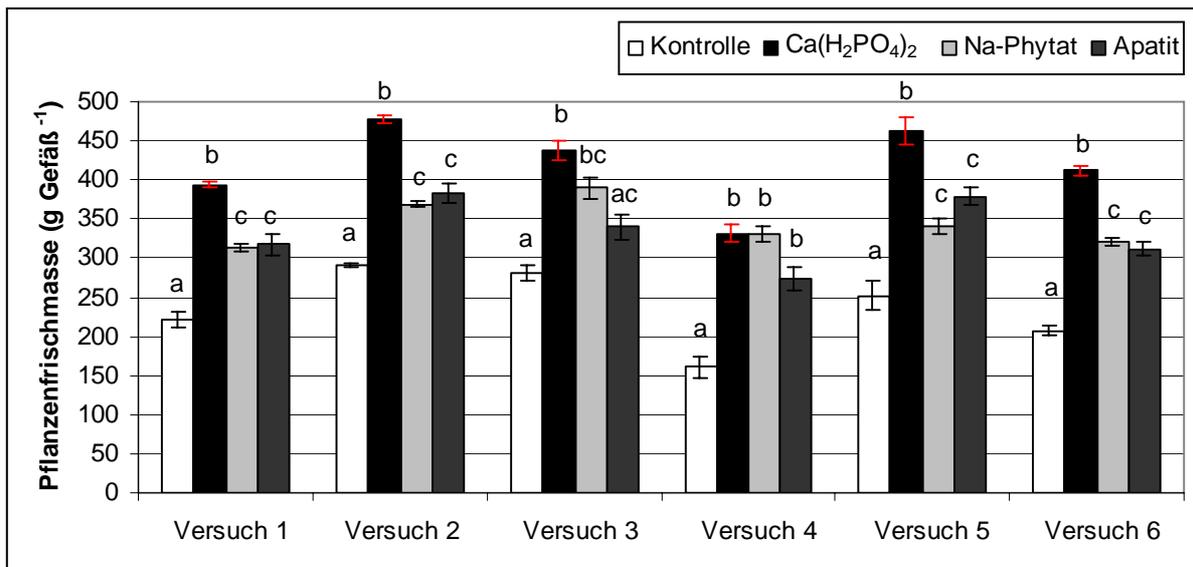


Abb. 14: Pflanzenfrischmasseerträge der Zuckerrübe über sechs Versuche [g Gefäß⁻¹] nach jeweils 35 Tagen Versuchsdauer unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten jeweils eines Versuches (P = 5%).

In der Ca(H₂PO₄)₂-Variante wurde durchgehend der höchste Frischmasseertrag festgestellt. Die Kontrolle wies jeweils den geringsten auf, wobei ein Ertrag von durchschnittlich 236 g Gefäß⁻¹ erreicht wurde. Die Erträge der Na-Phytat- und Apatit-Variante waren jeweils signifikant höher als die der Kontrolle (Ausnahme: Apatit, Versuch 3) und mit Ausnahme der Versuche 3 und 4 auch signifikant geringer als die der Ca(H₂PO₄)₂-Variante. Die Varianten Na-Phytat und Apatit unterschieden sich jedoch in ihren Frischmasseerträgen nie signifikant voneinander.

Die Pflanzentrockenmasse (Abb. 15) zeigt in den sechs Versuchen ein grundsätzlich ähnliches Bild wie die Frischmasse der Zuckerrüben.

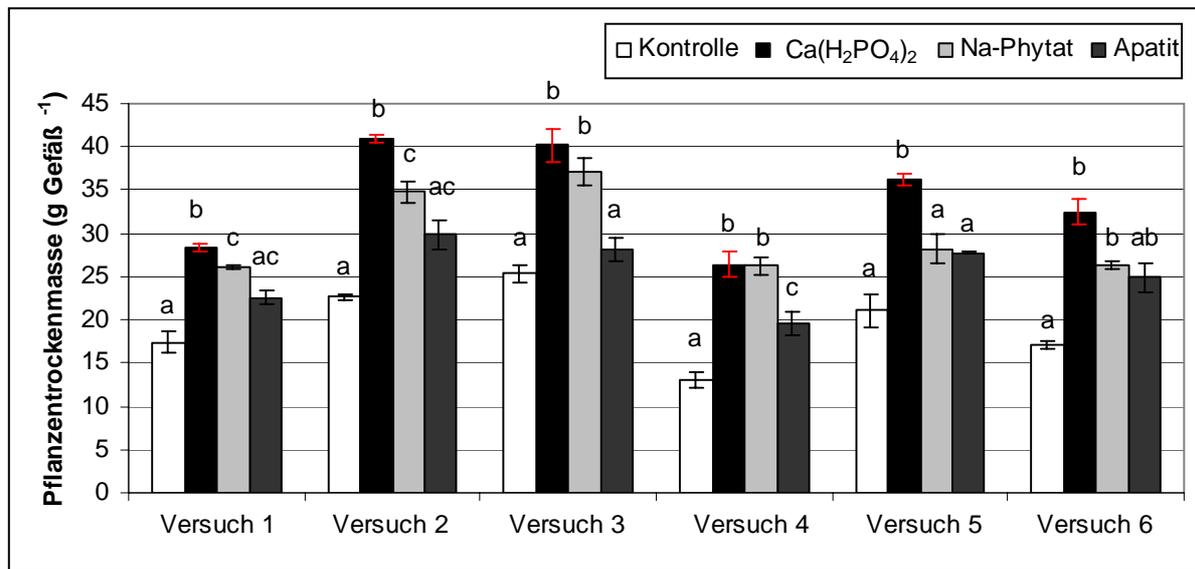


Abb. 15: Pflanzentrockenmasseerträge der Zuckerrübe über sechs Versuche [g Gefäß⁻¹] nach jeweils 35 Tagen Versuchsdauer unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten jeweils eines Versuches (P = 5%).

Die Pflanzen der Kontrolle zeigten die geringsten Erträge, während die Pflanzen der Ca(H₂PO₄)₂-Variante die höchsten Erträge aufwiesen. In der Pflanzentrockenmasse zeichnete sich gegenüber der Pflanzenfrischmasse ein deutlicheres Bild ab. So trat durch die Trocknung der Pflanzen in den Versuchen 3 und 4 ein signifikanter Unterschied, in den übrigen Versuchen ein tendenzieller Unterschied zwischen der Na-Phytat-Variante und der Apatit-Variante zutage, der in der Frischmasse nicht feststellbar war. Die Pflanzen der Na-Phytat-Variante zeigten in jedem Versuch höhere Pflanzentrockenmasseerträge als die Pflanzen der Apatit-Variante. Die Betrachtung der Trockenmasse zeigt ein klareres Bild von den tatsächlichen Wachstumsunterschieden zwischen den Varianten. Der Grund dafür findet sich in der unterschiedlichen Restfeuchte der Pflanzenwurzeln bei der Bestimmung der Wurzelfrischmasse.

Mais (Versuch 1)

Die Abbildungen 16 bis 21 zeigen die Pflanzenfrisch- und -trockenmassen der verschiedenen Pflanzenarten nach Zugabe jeweils gleicher Mengen Phosphat in unterschiedlicher Form. Mais wurde als erste Versuchspflanze im Vergleich mit Zuckerrübe in der Klimakammer auf sein P-Aneignungsvermögen überprüft (Versuch 1).

Die in Abbildung 16 A aufgeführte Pflanzenfrischmasse der Maispflanzen zeigte signifikante Unterschiede zwischen den Varianten.

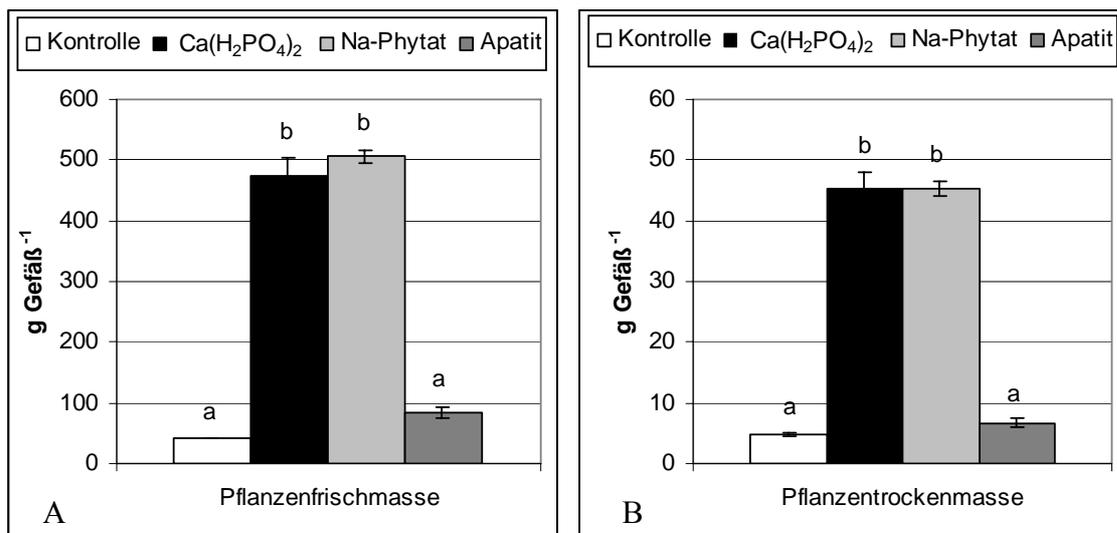


Abb. 16: Pflanzenfrischmasse (A) und Pflanzentrockenmasse (B) [g Gefäß⁻¹] von Mais nach 35-tägiger Versuchsdauer unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten (P = 5%).

Während die Pflanzen der Kontrolle einen durchschnittlichen Frischmasseertrag von 42 g Gefäß⁻¹ erzielten, lag der Frischmasseertrag der Apatit-Variante bei durchschnittlich 83 g Gefäß⁻¹. Es konnte jedoch zwischen den beiden Varianten kein signifikanter Unterschied festgestellt werden. Die Varianten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ und Na-Phytat zeigten über drei Wiederholungen durchschnittliche Frischmasseerträge von 474 und 506 g Gefäß⁻¹. Der Unterschied zwischen den Varianten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ und Na-Phytat war nicht signifikant, was auch durch die Pflanzentrockenmasseerträge (Abb. 16 B) bestätigt wurde. Hier lagen die Erträge der Kontrollpflanzen bei 4,8 g Gefäß⁻¹, für die mit $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ und Na-Phytat gedüngten Pflanzen bei 45 g Gefäß⁻¹ und für die mit Apatit versorgten Pflanzen bei 6,7 g Gefäß⁻¹.

Mexikanische Sonnenblume (Versuch 2)

In Versuch 2 wurde Mexikanische Sonnenblume im Direktvergleich mit Zuckerrübe kultiviert. Mexikanische Sonnenblume zeigte im Vergleich zu den Maispflanzen stärker differenzierte Unterschiede zwischen den P-Düngungsvarianten in der Pflanzenfrisch- und -trockenmasse (Abb. 17 A+B) zu Versuch 1.

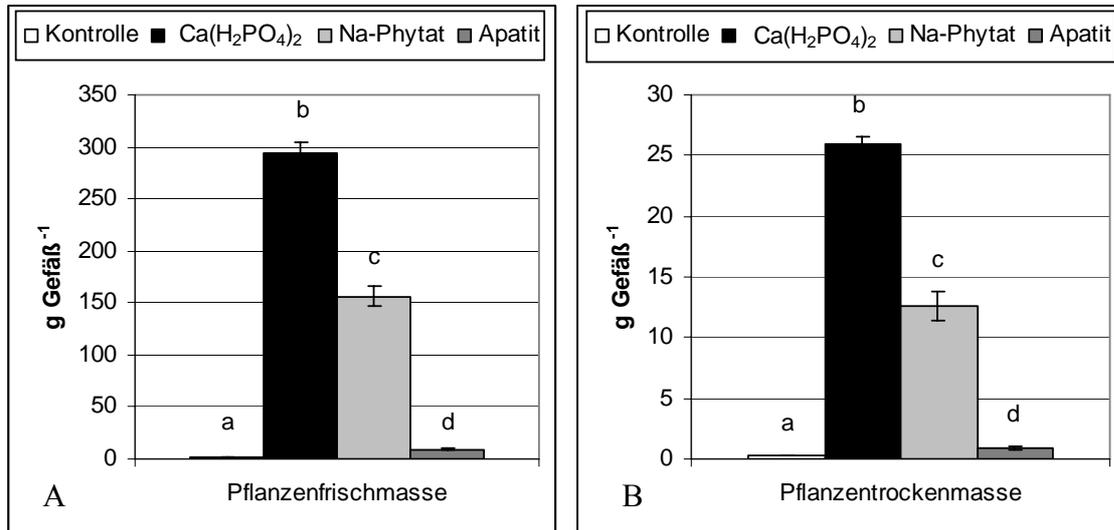


Abb. 17: Pflanzenfrischmasse (A) und Pflanzentrockenmasse (B) [g Gefäß⁻¹] von Mexikanischer Sonnenblume nach 35-tägiger Versuchsdauer unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten (P = 5%).

Den signifikant höchsten Ertrag, sowohl in der Frisch- als auch in der Trockenmasse, zeigte die Ca(H₂PO₄)₂-Variante mit durchschnittlich 293 mg P Gefäß⁻¹ / 26 mg P Gefäß⁻¹, gefolgt von der Na-Phytat-Variante mit ungefähr der Hälfte des Ertrages (156 mg P Gefäß⁻¹ / 13 mg P Gefäß⁻¹). Die Na-Phytat-Variante unterschied sich wiederum signifikant von der Apatit-Variante, deren Frischmasseertrag durchschnittlich bei nur 10 g Gefäß⁻¹ lag (Trockenmasse: 0,9 g Gefäß⁻¹). Den geringsten Frischmasseertrag wies wiederum die Kontrolle auf (1,8 g Gefäß⁻¹) (Trockenmasse: 0,3 g Gefäß⁻¹). In diesem Versuch allerdings war der Unterschied zur Apatit-Variante signifikant. Die sehr geringen Frischmasseerträge dieser Pflanzenart in der Kontrollvariante sind wahrscheinlich zurückzuführen auf eine beschränkte Nährstoffnachlieferung aus dem Samen der Pflanzen. Mexikanische Sonnenblume hat sehr kleine Samen (geringes Tausendkorngewicht (TKG)) und damit verbunden auch ein geringes Nachlieferungspotential.

Straucherbse (Versuch 3)

Die Pflanzenfrischmasse der Straucherbse, die im dritten Versuch eingesetzt wurde, entwickelte sich in den einzelnen Varianten ähnlich wie die Pflanzenfrischmasse von Mais im ersten Versuch, jedoch waren die Unterschiede zwischen den einzelnen Varianten weniger stark ausgeprägt, wie aus Abbildung 18 A hervorgeht.

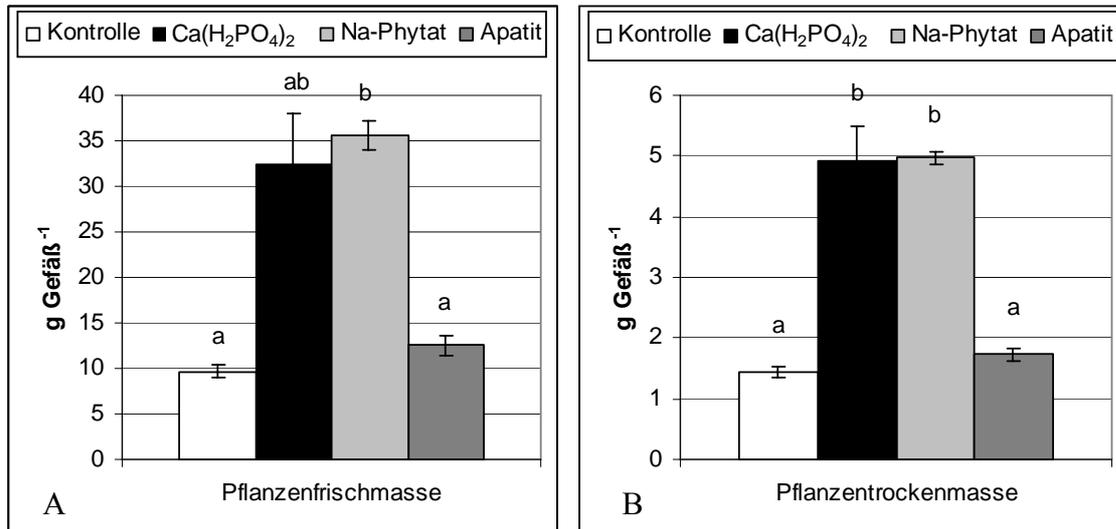


Abb. 18: Pflanzenfrischmasse (A) und Pflanzentrockenmasse (B) [g Gefäß^{-1}] von Straucherbse nach 35-tägiger Versuchsdauer unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Aufgrund starker Schwankungen der Frischmasse innerhalb der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante konnte die deutlich höhere Pflanzenfrischmasse dieser Variante nicht gegenüber der Kontrolle und der Apatit-Variante durch Signifikanzen abgesichert werden. Die Pflanzenfrischmasse der Na-Phytat-Variante hingegen unterschied sich signifikant von der Kontrolle und der Apatit-Variante. In der Pflanzentrockenmasse (Abb. 18 B) unterschieden sich die $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante (Trockenmasse: $4,9 \text{ g Gefäß}^{-1}$) und die Na-Phytat-Variante (Trockenmasse: 5 g Gefäß^{-1}) von der Kontrolle (Trockenmasse: $1,5 \text{ g Gefäß}^{-1}$) und der Apatit-Variante (Trockenmasse: $1,7 \text{ g Gefäß}^{-1}$).

Phacelie (Versuch 4)

Im vierten Versuch wurde Phacelie neben Zuckerrübe in der Klimakammer angezogen und zeigte nach 35 Tagen Wachstum die in Abbildung 19 dargestellten Frisch- und Trockenmassen.

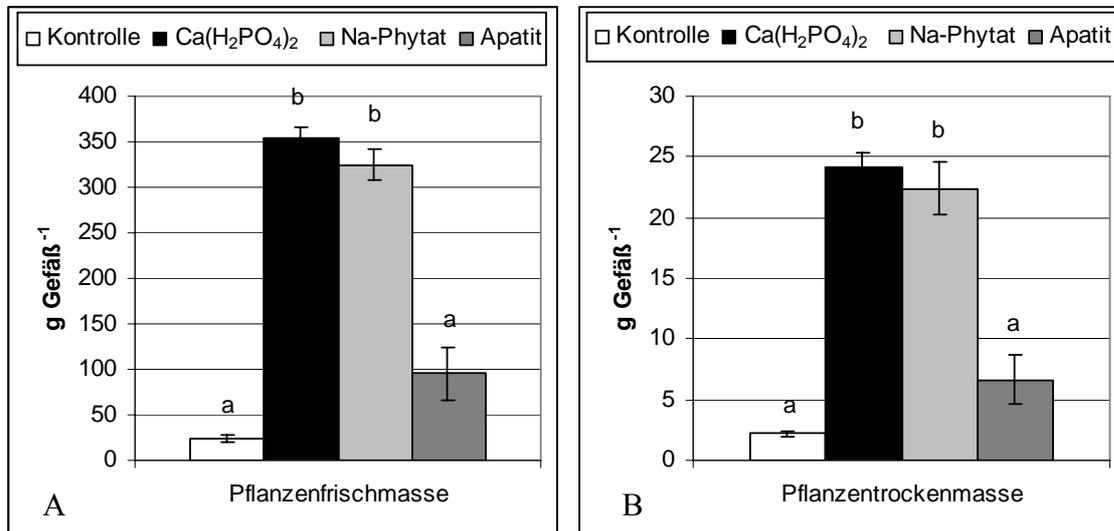


Abb. 19: Pflanzenfrischmasse (A) und Pflanzentrockenmasse (B) [g Gefäß^{-1}] von Phacelie nach 35-tägiger Versuchsdauer unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Die höchsten Frisch- und Trockenmasseerträge waren bei den Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante (Frischmasse: 354 g Gefäß^{-1} / Trockenmasse: 24 g Gefäß^{-1}) und Na-Phytat-Variante (Frischmasse: 324 g Gefäß^{-1} / Trockenmasse: 22 g Gefäß^{-1}) zu finden (Abb. 19 A+B). Zwischen diesen Varianten gab es keine signifikanten Unterschiede. Die Erträge der Kontrollpflanzen waren aber mit $24 \text{ g Frischmasse Gefäß}^{-1}$ bzw. $2,2 \text{ g Trockenmasse Gefäß}^{-1}$ signifikant geringer. Die Erträge der Pflanzen der Apatit-Variante waren mit $95 \text{ g Frischmasse Gefäß}^{-1}$ und $6,7 \text{ g Trockenmasse Gefäß}^{-1}$ tendenziell aber nicht signifikant höher als in der Kontrolle.

Raps (Versuch 5)

Die Rapspflanzen, die als fünfte Pflanzenart in die Vergleichsversuche integriert wurden, zeigten in ihrer Frischmasse ein anderes Bild als die bis dahin getesteten Pflanzen, wie aus Abbildung 20 A hervorgeht.

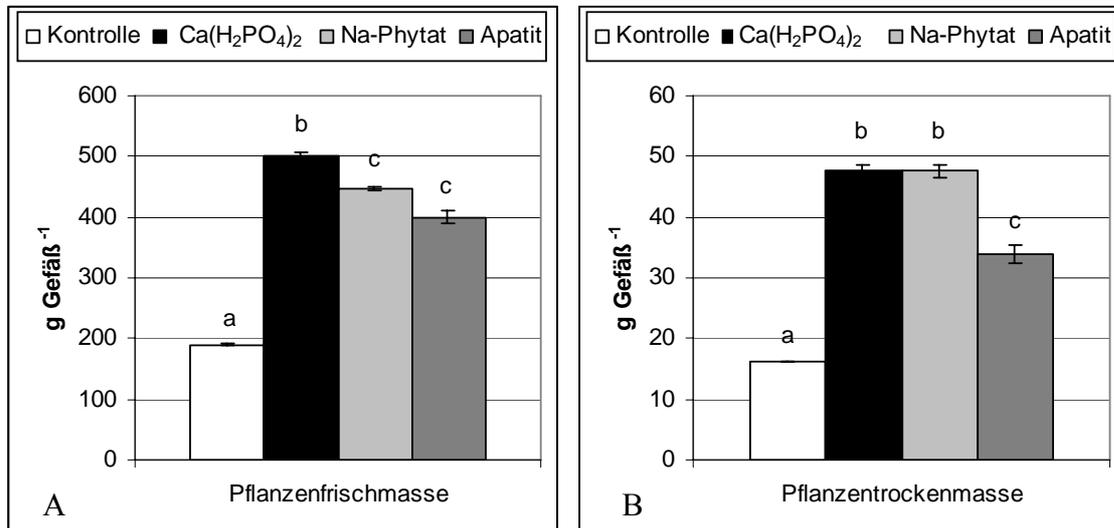


Abb. 20: Pflanzenfrischmasse (A) und Pflanzentrockenmasse (B) [g Gefäß⁻¹] von Raps nach 35-tägiger Versuchsdauer unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten (P = 5%).

In der Frischmasse hatte die Ca(H₂PO₄)₂-Variante den signifikant höchsten Ertrag (502 g Gefäß⁻¹) gefolgt von der Na-Phytat-Variante (447 g Gefäß⁻¹) und der Apatit-Variante (400 g Gefäß⁻¹), die sich nicht signifikant voneinander unterschieden. Eine vergleichbar hohe Pflanzenfrischmasse der Pflanzen der Apatit-Variante im direkten Vergleich mit der Ca(H₂PO₄)₂-Variante konnte bis dahin aber nur bei der Zuckerrübe beobachtet werden. Die Kontrolle hatte, wie in den vorherigen Versuchen auch, den signifikant geringsten Ertrag (190 g Gefäß⁻¹). In der Trockenmasse (Abb. 20 B) verschoben sich die Werte dahingehend, dass sich der in der Frischmasse signifikante Unterschied zwischen der Ca(H₂PO₄)₂-Variante und der Na-Phytat-Variante aufhob. Die Apatit-Variante hatte einen signifikant geringeren Trockenmasseertrag als die mit Ca(H₂PO₄)₂ und Na-Phytat gedüngten Varianten. Gegenüber der Kontrolle war aber auch in der Trockenmasse ein deutlich höherer Ertrag der mit Apatit gedüngten Pflanzen festzustellen, der auch durch Signifikanzen abgesichert werden konnte.

Weißer Lupine (Versuch 6)

In Versuch 6 wurde Weißer Lupine im Vergleich zu Zuckerrübe auf ihr P-Aneignungsvermögen hin getestet.

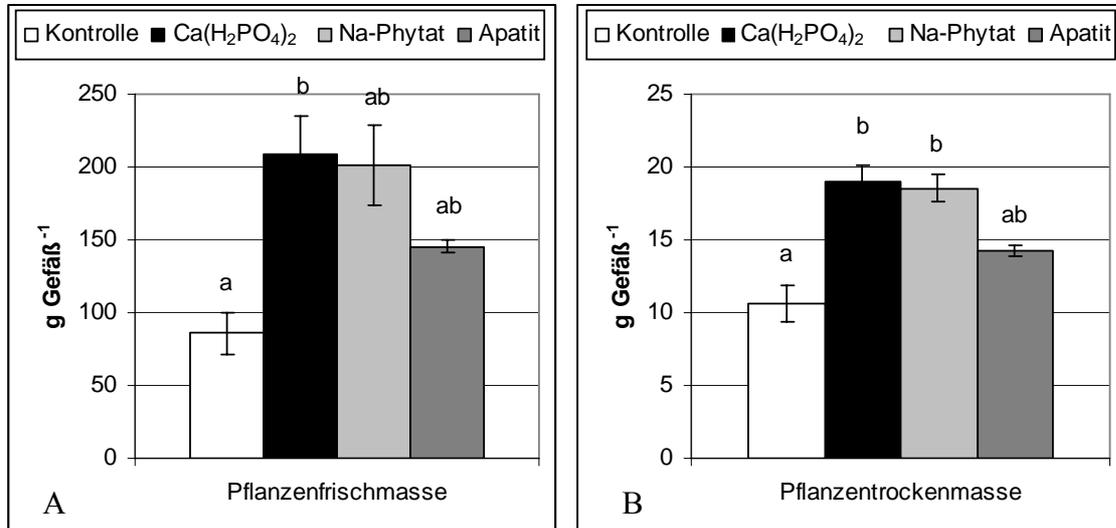


Abb. 21: Pflanzenfrischmasse (A) und Pflanzentrockenmasse (B) [g Gefäß⁻¹] von Weißer Lupine nach 35-tägiger Versuchsdauer unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten (P = 5%).

Wie bereits bei Straucherbse sowie Zuckerrübe und Raps waren auch bei Weißer Lupine die Unterschiede in der Pflanzenfrisch- und -trockenmasse zwischen den einzelnen Varianten (Abb. 21 A+B) nicht so groß wie beispielsweise bei Mexikanischer Sonnenblume oder Mais. Diese Pflanzen konnten trotz ungünstiger Umweltbedingungen (Kontrolle) verhältnismäßig viel Frischmasse im Vergleich zu optimal versorgten Pflanzen (Ca(H₂PO₄)₂) bilden. Weißer Lupine zeigte ähnlich hohe Frischmasseerträge in der Ca(H₂PO₄)₂-Variante und der Na-Phytat-Variante. Den geringsten Frischmasseertrag zeigten die Pflanzen der Kontrolle. Der Frischmasseertrag der auf Apatit gewachsenen Pflanzen lag tendenziell über dem der Kontrollpflanzen, war aber nicht signifikant erhöht. Auch in der Pflanzentrockenmasse, in der der Unterschied zwischen der Na-Phytat-Variante und der Kontrolle durch Signifikanz belegbar war, war die Apatit-Variante weder nach oben noch nach unten durch Signifikanz sicher abzugrenzen.

3.2.1.3 Kationenkonzentrationen

Um den Ernährungszustand der Pflanzen zu überprüfen und um sicher zu gehen, dass außer einem eventuellen P-Mangel keine weiteren Ernährungsdefizite vorlagen, wurden die Kationenkonzentrationen in der Sprosstrockenmasse der Pflanzen analysiert. Nach der nassen Veraschung der Proben wurden diese am Atom-Absorptions-Spektrometer auf ihre Kationenkonzentrationen hin überprüft (vgl. Kap. 2.5.2).

Zuckerrübe

Die Konzentrationen an den Nährstoffen Calcium, Kalium und Magnesium in der Sprosstrockenmasse der Zuckerrüben lagen in allen durchgeführten Versuchen im Bereich einer ausreichenden Versorgung, wie der Vergleich mit Literaturwerten (Bergmann, 1993) bestätigte. Über alle sechs Versuche wiesen die Kontrollpflanzen durchgehend die höchsten Ca^{2+} -Konzentrationen auf, gefolgt von den Pflanzen der Apatit-Variante (Abb. 22).

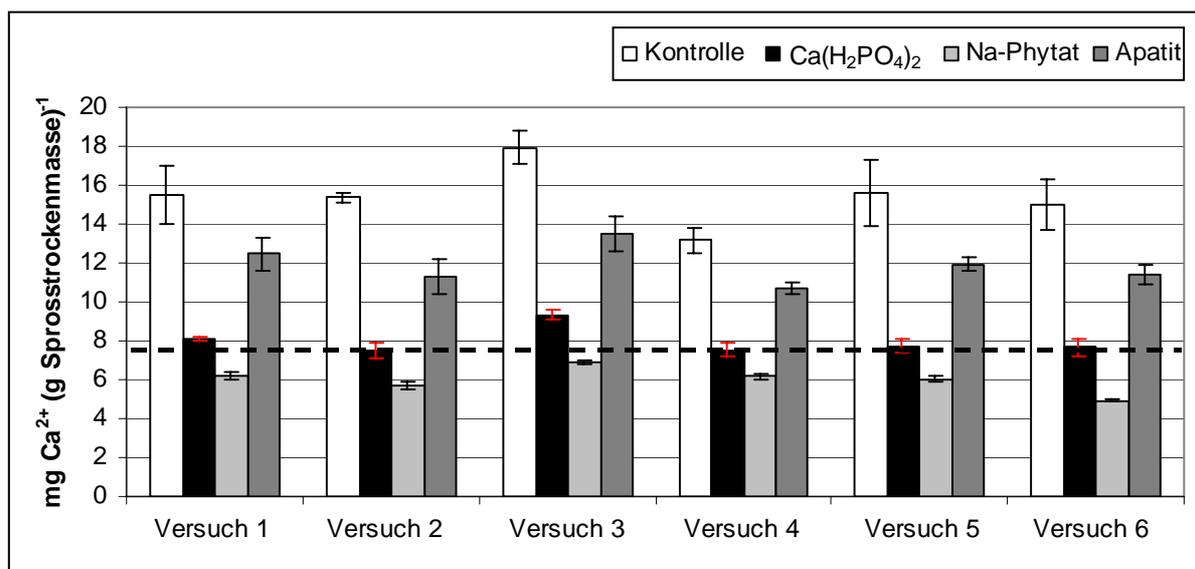


Abb. 22: Calciumkonzentration in der Sprosstrockenmasse von Zuckerrübe [mg g^{-1}] über sechs unabhängige Versuche unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Die gestrichelte Linie zeigt die Untergrenze einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Ca^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse.

In den $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ - und Na-Phytat-Varianten hingegen waren die Konzentrationen deutlich geringer. Die Ca^{2+} -Konzentrationen der mit Na-Phytat gedüngten Pflanzen befanden sich über alle Versuche leicht unterhalb der unteren Grenze der von Bergmann (1993) als ausreichend angegebenen Konzentration ($7,6 \text{ mg Ca}^{2+} \text{ g}^{-1}$ Sprosstrockenmasse). Ein makroskopisch feststellbarer Ca^{2+} -Mangel konnte aber in keinem Versuch beobachtet werden.

Die Mg^{2+} -Konzentrationen lagen über alle Versuche deutlich über der von Bergmann (1993) angegebenen Untergrenze ($3 \text{ mg Mg}^{2+} (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$) (keine Abbildung). Auch die Versorgung mit Kalium war ausreichend (keine Abbildung).

Die Konzentrationen an Kupfer, Mangan und Zink lagen in allen Versuchen und über alle Varianten deutlich über den für Zuckerrübe durch Bergmann (1993) angegebenen Untergrenzen für eine ausreichende Versorgung (keine Abbildungen). Die Cu^{2+} -Konzentrationen lagen über alle Versuche und alle Varianten zwischen 10 und 20 $\text{mg (kg Sprosstrockenmasse)}^{-1}$, die Zn^{2+} -Konzentrationen zwischen 30 und 70 $\text{mg (kg Sprosstrockenmasse)}^{-1}$. Die Mn^{2+} -Konzentrationen wiesen einen größeren Schwankungsbereich auf. Sie bewegten sich bei den Kontrollpflanzen über alle Versuche zwischen 570 und 860 $\text{mg (kg Sprosstrockenmasse)}^{-1}$, bei den Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante zwischen 330 und 540 $\text{mg (kg Sprosstrockenmasse)}^{-1}$, bei den Pflanzen der Na-Phytat-Variante zwischen 250 und 390 $\text{mg (kg Sprosstrockenmasse)}^{-1}$ und bei den Pflanzen der Apatit-Variante zwischen 450 und 690 $\text{mg (kg Sprosstrockenmasse)}^{-1}$. Die höchsten Konzentrationen an Mikronährstoffen wurden auch bei Kupfer und Zink jeweils in den Kontrollpflanzen nachgewiesen. Ursache für die hohen Konzentrationen in den Kontrollpflanzen war ein Konzentrationseffekt, bedingt durch den geringen Zuwachs der Kontrollpflanzen. Durch die höheren Zuwachsraten in den übrigen Varianten kam es zu einer Verdünnung der aufgenommenen Mikronährstoffe bezogen auf ein Gramm Trockenmasse.

Mais, Mexikanische Sonnenblume, Straucherbse, Phacelie, Raps, Weiße Lupine

Die Konzentrationen an Calcium, Kalium und Magnesium in der Sprosstrockenmasse von Mais und Raps befanden sich jeweils im Bereich der nach Bergmann (1993) ausreichenden Versorgung. Für Mexikanische Sonnenblume, Straucherbse, Phacelie und Weiße Lupine lagen keine entsprechenden Vergleichswerte vor. Es kann aber auch bei diesen Pflanzenarten von einer ausreichenden Versorgung mit den Nährstoffen Calcium, Kalium und Magnesium ausgegangen werden. Im Versuchszeitraum konnten keine entsprechenden Mangelsymptome beobachtet werden.

Bei Mais, Mexikanischer Sonnenblume, Straucherbse und Raps konnte, wie aus Abbildung 23 hervorgeht, festgestellt werden, dass die Pflanzen der Kontrolle, gefolgt von den Pflanzen der Apatit-Variante, die jeweils höchsten Ca^{2+} -Konzentrationen in der Sprosstrockenmasse aufwiesen. Dies entspricht den Beobachtungen, die auch bei Zuckerrübe gemacht werden konnten (vgl. Abb. 22). Bei Phacelie und Weißer Lupine konnten keine eindeutigen Unterschiede festgestellt werden.

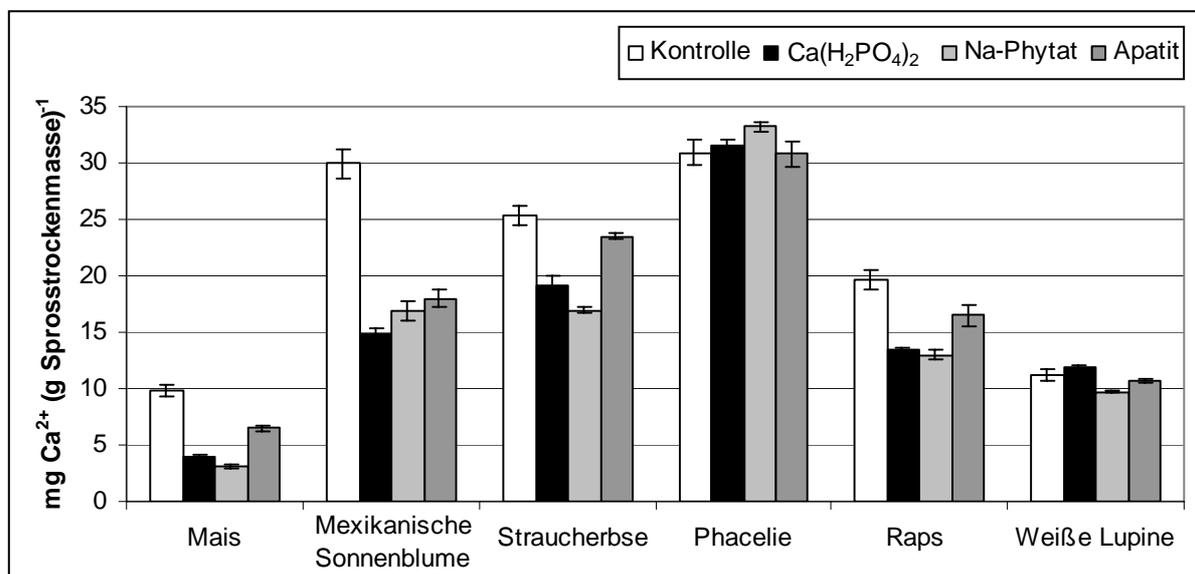


Abb. 23: Calciumkonzentration in der Sprosstrockenmasse der sechs Versuchspflanzen [mg g^{-1}] unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß.

Wie jedoch weiterhin aus der Darstellung der Calciumgehalte in der Gesamtpflanze der Versuchspflanzen (Abb. 24) hervorgeht, konnten die höchsten Ca^{2+} -Gehalte bei fünf der getesteten Versuchspflanzen in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante gefunden werden, was darauf

schließen lässt, dass es sich bei den erhöhten Ca^{2+} -Konzentrationen in den Kontrollpflanzen und den mit Apatit gedüngten Pflanzen (Mais, Mexikanische Sonnenblume, Straucherbse) in Abbildung 23 lediglich um einen Konzentrationseffekt handelte. Ausnahmen bildeten Raps und Zuckerrübe. Hier wurden nicht nur hohe Ca^{2+} -Konzentrationen in der Kontrolle und der Apatit-Variante gemessen, sondern außerdem die höchsten Ca^{2+} -Gehalte in der Apatit-Variante.

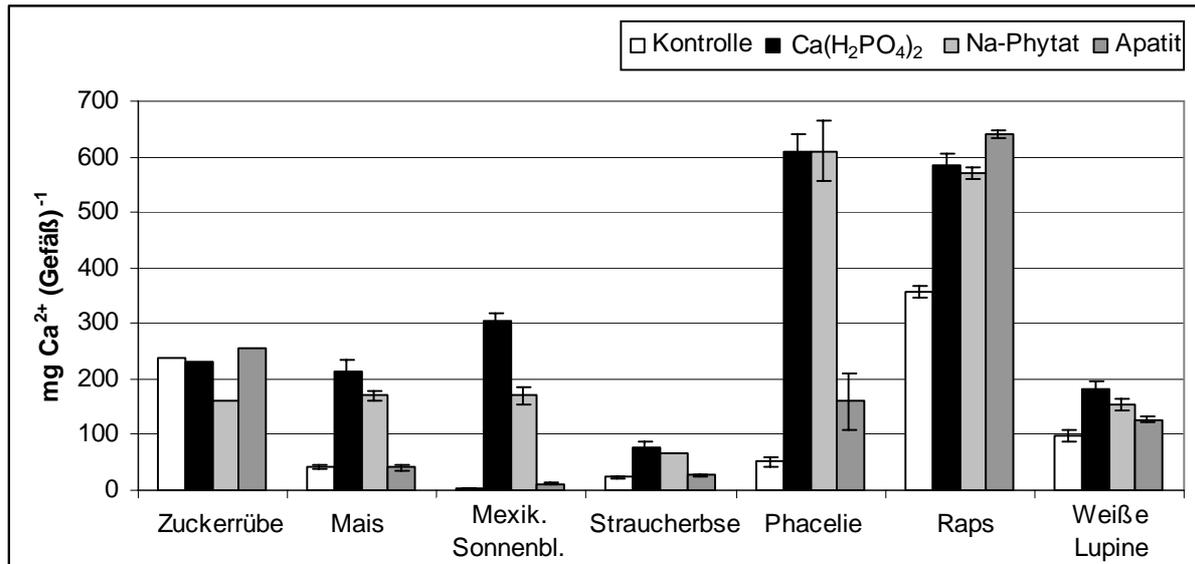


Abb. 24: Calciumgehalte der sechs Versuchspflanzen und Zuckerrübe [mg Gefäß^{-1}] unter P-Versorgung in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Die Werte für Zuckerrübe sind Mittelwerte aus sechs Versuchen.

Die Versorgung der Pflanzen mit den Mikronährstoffen Kupfer, Mangan und Zink war jeweils im nach Bergmann (1993) ausreichenden Bereich. Die Konzentrationen an Kupfer und Zink befanden sich bei den Maispflanzen sowie bei Mexikanischer Sonnenblume, Straucherbse, Phacelie, Raps und Weißer Lupine in einem ähnlichen Konzentrationsbereich wie für Zuckerrübe gemessen ($5\text{-}20 \text{ mg Cu}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$; $10\text{-}80 \text{ mg Zn}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$). Die Konzentrationen an Mangan variierten sehr stark in Abhängigkeit von der Pflanzenart. So lagen die Mn^{2+} -Konzentrationen bei Mais zwischen 56 (Na-Phytat) und 121 (Kontrolle) $\text{mg} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$, bei Mexikanischer Sonnenblume zwischen 250 und $500 \text{ mg} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$, bei Straucherbse zwischen 150 und $250 \text{ mg} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$, bei Phacelie zwischen 150 (Na-Phytat) und 450 (Kontrolle) $\text{mg} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$, bei Raps zwischen 100 und $250 \text{ mg} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$ und bei Weißer Lupine zwischen 3000 und $6500 \text{ mg} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$.

Es wurden in der Regel die höchsten Konzentrationen an Mikronährstoffen in den Kontrollpflanzen gefunden, ähnlich hohe Werte in den Pflanzen der Apatit-Variante und die geringsten Konzentrationen in den Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ - und Na-Phytat-Varianten. Weitestgehend dürften diese Konzentrationsunterschiede auch auf wachstumsbedingte Konzentrationseffekte zurückzuführen sein. Eine Ausnahme bilden die Mikronährstoffkonzentrationen der Weißen Lupine. Bei Weißer Lupine lagen die mit Abstand höchsten Mn^{2+} -Konzentrationen in der Apatit-Variante vor (Abb. 25). Weiterhin wurden hier tendenziell die höchsten Kupferkonzentrationen in den Varianten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ und Na-Phytat erreicht (Abb. 26), was im Gegensatz zu den Ergebnissen bei den übrigen Versuchspflanzen steht (nicht gezeigt).

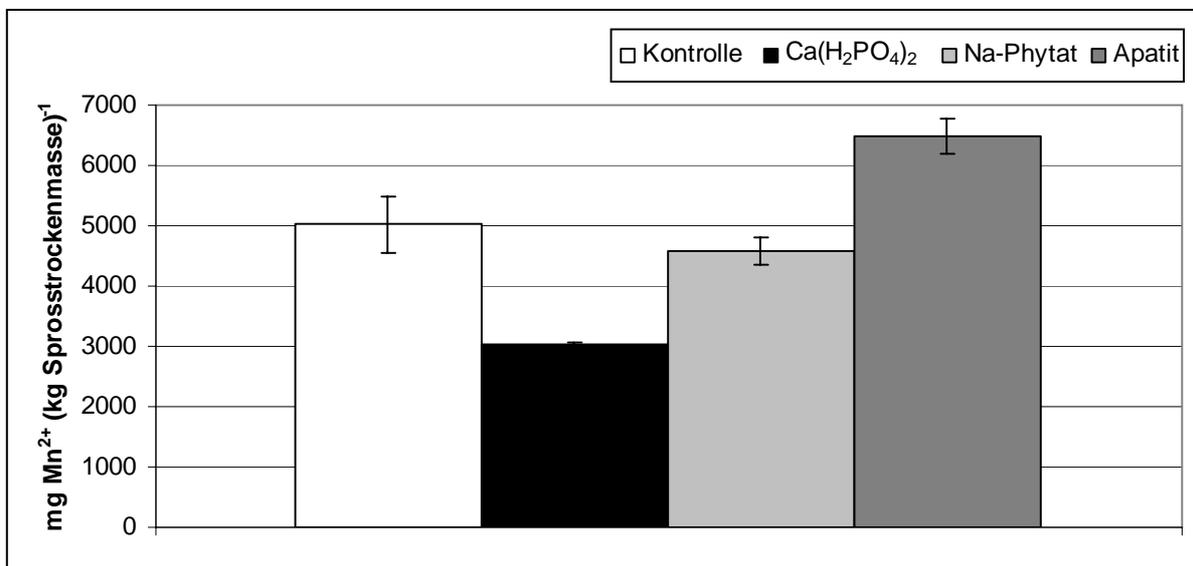


Abb. 25: Mangankonzentrationen (Mn^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Weißer Lupine [mg kg^{-1}] nach Düngung von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß.

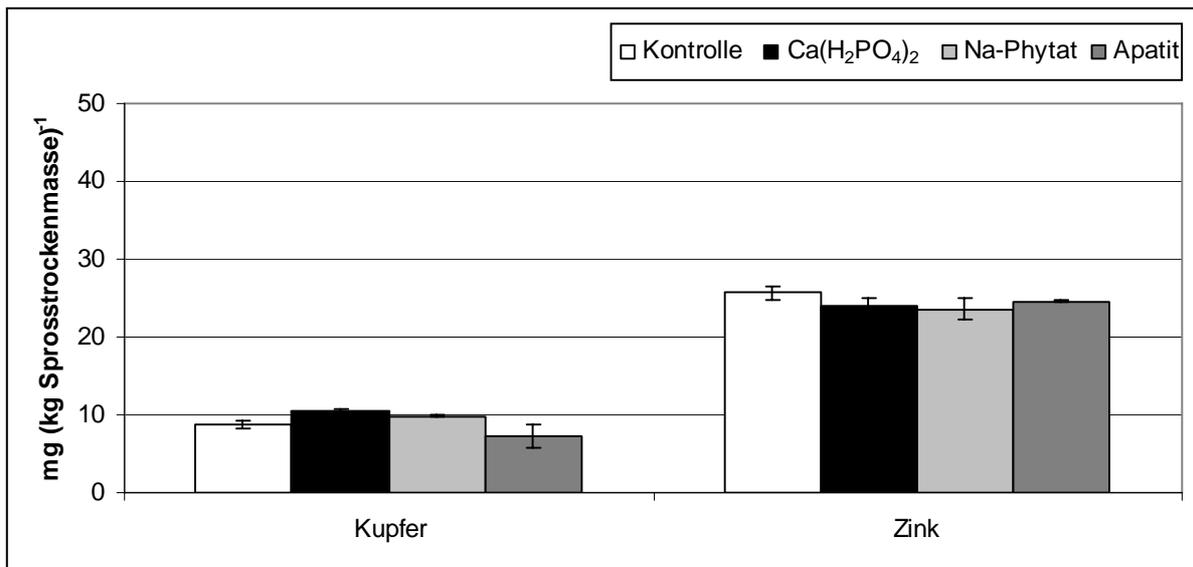


Abb. 26: Konzentrationen an Kupfer (Cu^{2+}) und Zink (Zn^{2+}) in der Sprossrockenmasse von Weißer Lupine [mg kg^{-1}] nach Düngung von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß.

3.2.1.4 P-Konzentrationen

Dargestellt wird im Folgenden jeweils sowohl die P-Konzentration im Spross als auch die P-Konzentration in der Wurzel, da beide Pflanzenteile zur Berechnung des P-Entzuges beitragen, dem entscheidenden Kriterium bei der Charakterisierung von Pflanzen hinsichtlich ihres Aneignungspotentials für Phosphat.

Zuckerrübe

Wie für die Pflanzenfrisch- und -trockenmassen wurde auch hier die Statistik für alle Versuche getrennt voneinander berechnet und dargestellt. Bei den Zuckerrüben zeigte die Kontrolle in jedem Versuch die signifikant geringste P-Konzentration in der Sprossrockenmasse (Abb. 27). Es konnten hier jeweils Konzentrationen von ca. 2 mg P ($\text{g Trockenmasse}^{-1}$) gemessen werden.

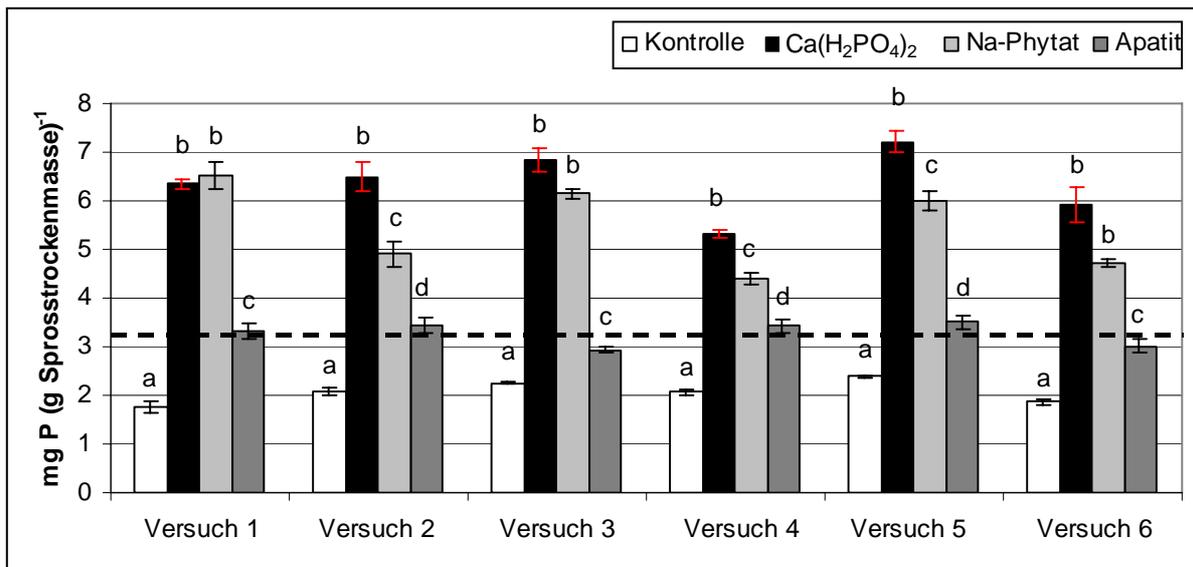


Abb. 27: P-Konzentration in der Sprossstrockenmasse der Zuckerrüben [mg g^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen in sechs unabhängigen Versuchen mit einer Versuchsdauer von jeweils 35 Tagen. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten jeweils eines Versuches ($P = 5\%$). Die gestrichelte Linie zeigt die Untergrenze einer nach Bergmann (1993) ausreichenden P-Konzentration in der Sprossstrockenmasse.

Die P-Konzentration in der Apatit-Variante war jeweils signifikant höher als in der Kontrolle, so dass hier, im Gegensatz zu den Pflanzen der Kontrolle, keine P-Unterversorgung laut der von Bergmann (1993) angegebenen Richtwerte vorlag. Ein sichtbarer P-Mangel, der sich in einer starren Haltung der Blätter oder einem ausgeprägt kümmerlichen Wuchs äußert, konnte jedoch auch bei den Pflanzen der Kontrolle nicht beobachtet werden. Sowohl die Kontrollpflanzen als auch die Pflanzen der Apatit-Varianten zeigten deutlich geringere P-Konzentrationen als die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ - und Na-Phytat-Varianten. Bei den beiden letztgenannten Varianten waren die P-Konzentrationen gegenüber der Kontrolle jeweils um das 2- bis 3-fache höher. Unterschiede zwischen diesen Varianten konnten in den Versuchen 2 bis 6 festgestellt werden, wobei in drei dieser Versuche die höhere P-Konzentration der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante signifikant war.

Die P-Konzentration in der Wurzeltrockenmasse (Abb. 28) entsprach weitgehend der gemessenen P-Konzentration in der Sprossstrockenmasse. Lediglich die signifikanten Unterschiede zwischen den Varianten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ und Na-Phytat traten hier nicht auf.

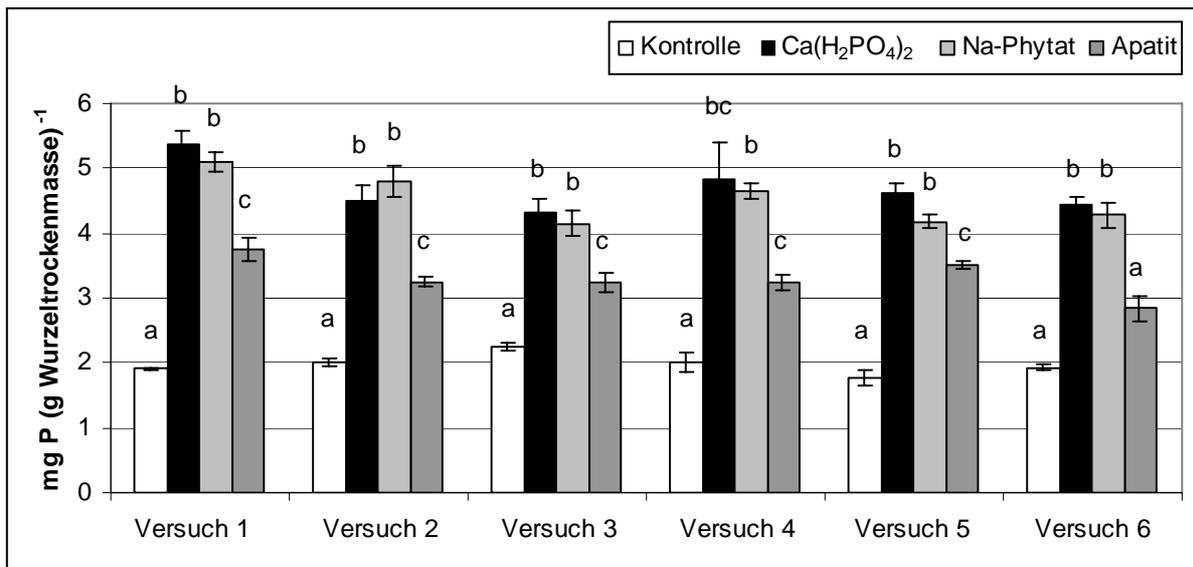


Abb. 28: P-Konzentration in der Wurzelrockenmasse der Zuckerrüben [mg g^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen in sechs unabhängigen Versuchen mit einer Versuchsdauer von jeweils 35 Tagen. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten jeweils eines Versuches ($P = 5\%$).

In den Abbildungen 29 bis 34 werden Signifikanzen in der P-Konzentration der Sprosse durch Kleinbuchstaben symbolisiert, Signifikanzen in der P-Konzentration der Wurzeln durch Großbuchstaben.

Mais (Versuch 1)

Die Phosphatkonzentrationen bei Mais lagen, sowohl im Spross als auch in der Wurzel, zwischen 1 und 3 mg P (g Trockenmasse)⁻¹ und damit ungefähr nur bei der Hälfte der Konzentrationen, die bei Zuckerrübe gemessen werden konnten (Abb. 29).

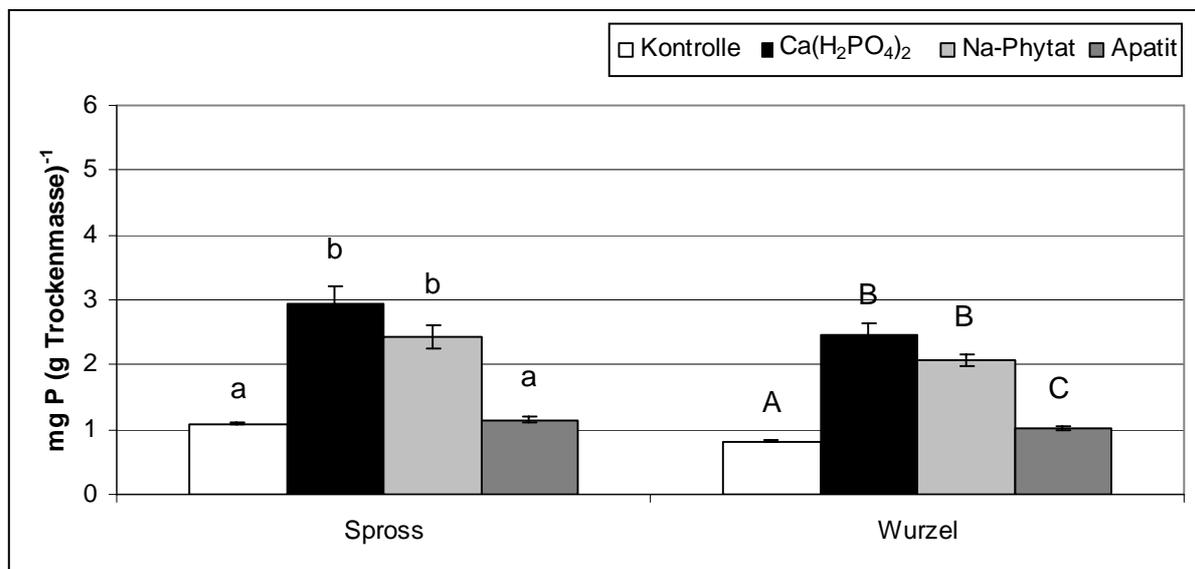


Abb. 29: P-Konzentration in der Spross- und Wurzeltrockenmasse der Maispflanzen [mg g⁻¹] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten (P = 5%).

Die P-Konzentration im Spross war in der Ca(H₂PO₄)₂- und Na-Phytat-Variante signifikant höher als in der Kontrolle und der Apatit-Variante. Die Pflanzen der Ca(H₂PO₄)₂-Variante zeigten eine höhere P-Konzentration als die Pflanzen der Na-Phytat-Variante. Ca(H₂PO₄)₂-Variante und Na-Phytat-Variante sowie Kontrolle und Apatit-Variante unterschieden sich jedoch jeweils nicht signifikant voneinander. In der Wurzel hingegen wies die Apatit-Variante eine gegenüber der Kontrolle signifikant erhöhte P-Konzentration auf, allerdings auf sehr niedrigem Niveau.

Mexikanische Sonnenblume (Versuch 2)

Die Betrachtung der P-Konzentrationen in den verschiedenen Varianten bei Mexikanischer Sonnenblume zeigt im Vergleich zu Mais leichte Unterschiede (Abb. 30).

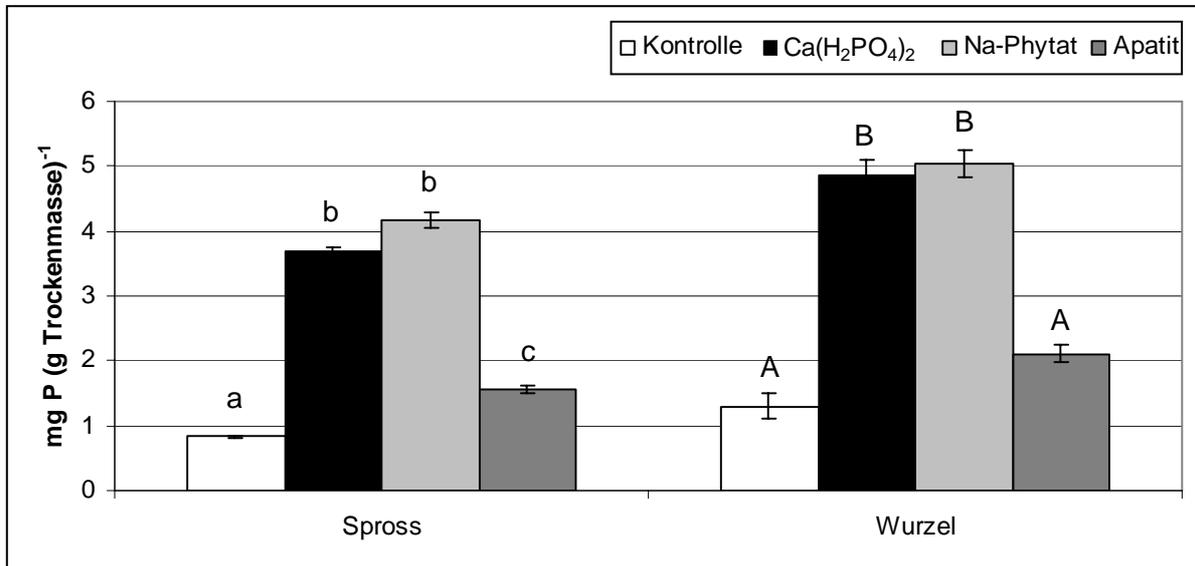


Abb. 30: P-Konzentration in der Spross- und Wurzeltrockenmasse von Mexikanischer Sonnenblume [mg g^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Bei Mexikanischer Sonnenblume zeigten die Pflanzen der Na-Phytat-Variante sowohl im Spross als auch in der Wurzel eine leicht höhere P-Konzentration als die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante (nicht signifikant). Die P-Konzentration der Pflanzen der Apatit-Variante lag ebenfalls über der der Kontrolle, war aber nur im Spross absicherbar.

Während die Frisch- und Trockenmasse der Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante, wie bereits erwähnt, signifikant höher waren als die der Pflanzen der Na-Phytat-Variante (Abb. 17), zeigte die P-Konzentration der beiden Varianten weder im Spross noch in der Wurzel Unterschiede.

Straucherbse (Versuch 3)

Die Phosphatkonzentration ($\text{g Trockenmasse}^{-1}$) der Straucherbsen lag zwischen 1 und 4,5 mg P im Spross bzw. zwischen 1 und 5,5 mg P in den Wurzeln. Wie aus Abbildung 31 hervorgeht, waren, sowohl im Spross als auch in der Wurzel, die P-Konzentrationen in den Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante und der Na-Phytat-Variante, wie bereits bei Zuckerrübe, Mais und Mexikanischer Sonnenblume, signifikant höher als in der Kontrolle.

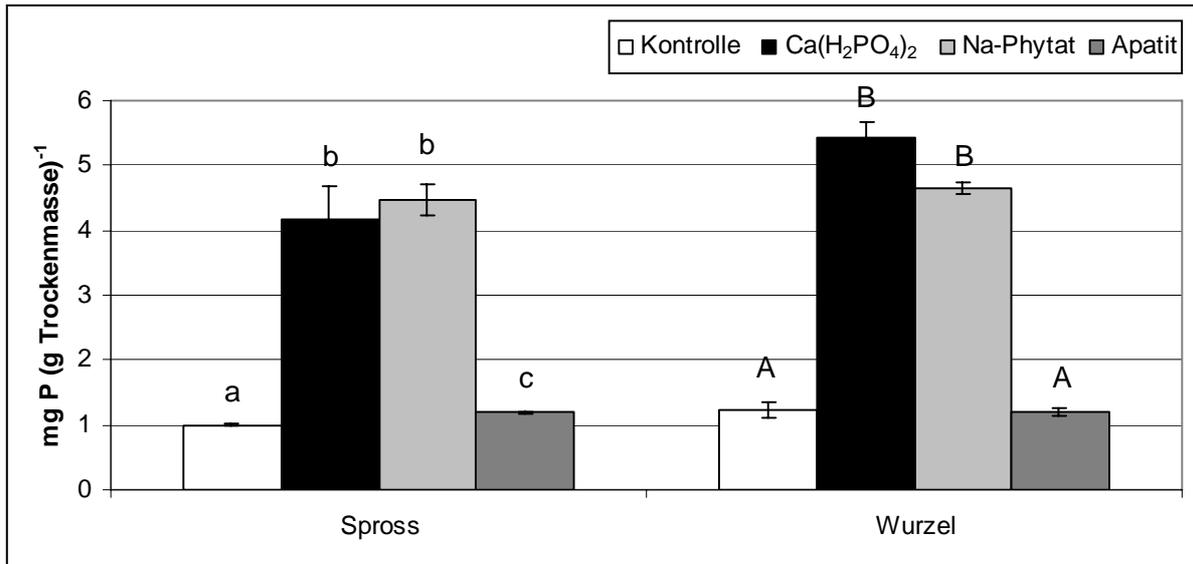


Abb. 31: P-Konzentration in der Spross- und Wurzeltrockenmasse der Straucherbsen [mg g^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Die Apatit-Variante zeigte im Spross zwar auch eine signifikant höhere P-Konzentration als die Kontrollpflanzen, jedoch auf sehr niedrigem Niveau. In der Wurzel hingegen konnte zwischen diesen beiden Varianten kein Unterschied festgestellt werden. Die Konzentrationen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante und der Na-Phytat-Variante unterschieden sich weder im Spross noch in der Wurzel signifikant voneinander.

Phacelie (Versuch 4)

Phacelie wies P-Konzentrationen auf, die prinzipiell im gleichen Bereich lagen wie bei Zuckerrübe, Mais, Mexikanischer Sonnenblume und Straucherbse (Abb. 32).

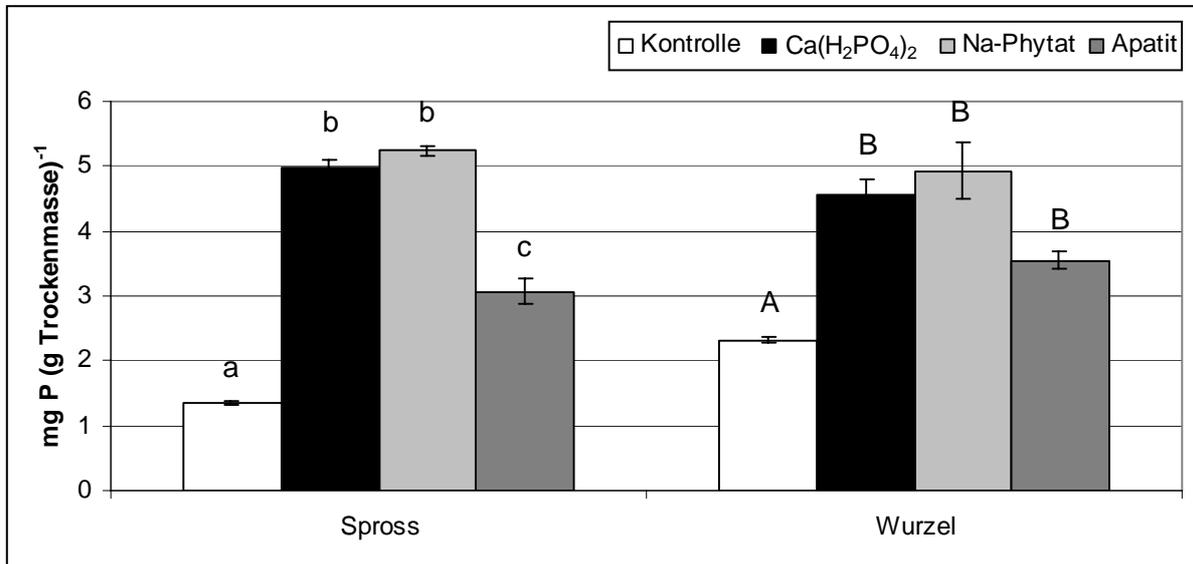


Abb. 32: P-Konzentration in der Spross- und Wurzeltrockenmasse von Phacelie [mg g^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Jedoch wies Phacelie im Gegensatz zu Mais, Mexikanischer Sonnenblume und Straucherbse deutlich höhere und mit Signifikanzen belegbare P-Konzentrationen in den Pflanzen der Apatit-Variante gegenüber den Pflanzen der Kontrolle auf. Ein ähnlich großer Unterschied zwischen diesen zwei Varianten konnte außer bei Phacelie lediglich bei Zuckerrübe beobachtet werden. Die tendenziell höchsten P-Konzentrationen konnten sich bei Phacelie in den Pflanzen der Na-Phytat-Variante nachweisen lassen. Jedoch unterschieden sich diese nicht signifikant von den P-Konzentrationen in den Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante.

Raps (Versuch 5)

Die P-Konzentrationen in den verschiedenen Varianten bei Raps (Abb. 33) gestalteten sich ähnlich wie bei der Versuchspflanze Phacelie.

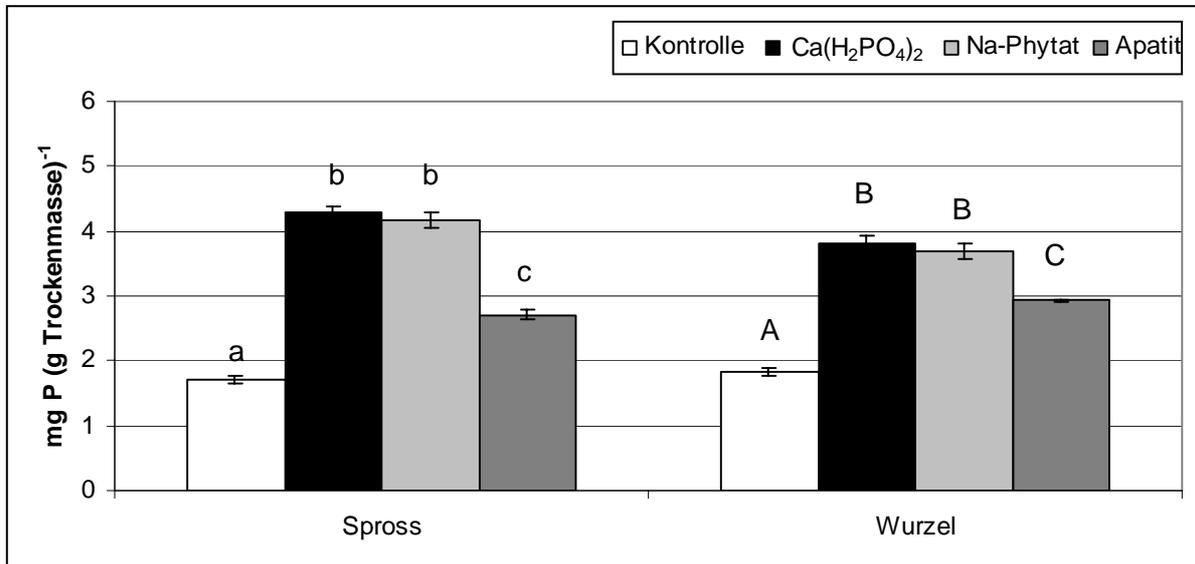


Abb. 33: P-Konzentration in der Spross- und Wurzeltrockenmasse der Rapspflanzen [mg g^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Auch bei Raps konnte eine deutlich höhere P-Konzentration in den Pflanzen der Apatit-Variante bestimmt werden als in den Pflanzen der Kontrolle. Und dies sowohl im Spross als auch in der Wurzel. Die signifikant höchsten, sich aber nicht signifikant voneinander unterscheidenden P-Konzentrationen, zeigten wiederum die Pflanzen der Ca(H₂PO₄)₂- und Na-Phytat-Variante.

Weißer Lupine (Versuch 6)

Bei Weißer Lupine befand sich die P-Konzentration über alle Varianten auf einem mit Mais vergleichbaren Konzentrationsniveau von unter 3 mg P (g Trockenmasse)⁻¹ (Abb. 34).

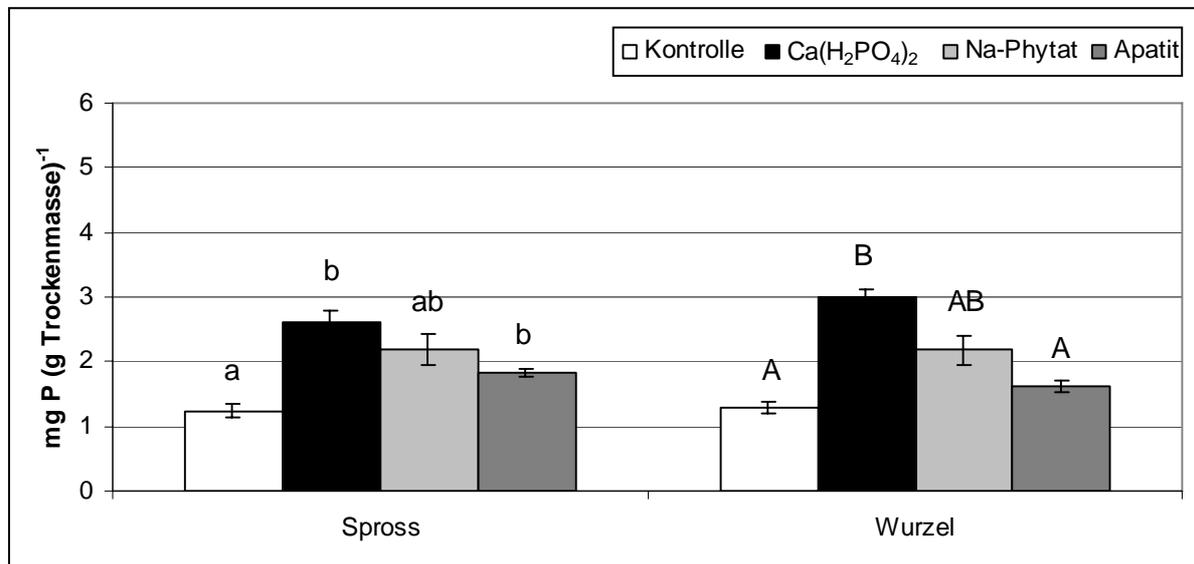


Abb. 34: P-Konzentration in der Spross- und Wurzel trockenmasse von Weißer Lupine [mg g⁻¹] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten (P = 5%).

Aber im Gegensatz zu Mais waren die Unterschiede zwischen den Varianten bei Weißer Lupine geringer. Aufgrund von Schwankungen in der P-Konzentration, sowohl im Spross als auch in der Wurzel, der mit Na-Phytat und Ca(H₂PO₄)₂ gedüngten Varianten ergaben sich keine klaren Signifikanzen. Die höchsten P-Konzentrationen wiesen aber, sowohl im Spross als auch in der Wurzel, auch hier die mit Ca(H₂PO₄)₂ und Na-Phytat gedüngten Pflanzen auf. Die P-Konzentration in den Pflanzen der Apatit-Variante zeigte, wie bei Zuckerrübe, Mexikanischer Sonnenblume, Phacelie und Raps, auch bei Weißer Lupine eine deutliche Erhöhung gegenüber der Kontrolle, die jedoch in der Wurzel nicht abgesichert werden konnte.

3.2.1.5 P-Entzüge

Der P-Entzug berücksichtigt neben der P-Konzentration in der Trockenmasse der Pflanzen außerdem noch das Wachstum der Pflanzen und den P-Gehalt im Samen, was ihn zum wichtigsten Parameter in der Bewertung der P-Effizienz von Pflanzen macht. Erst durch den Entzug kann festgestellt werden, wieviel Phosphat die Pflanze sich aus dem Boden tatsächlich aneignen konnte und wie effizient sie letztendlich war.

Zuckerrübe

Abbildung 35 zeigt die P-Entzüge der Zuckerrüben aus einem Kilogramm Boden. Die statistische Auswertung der Versuche erfolgte auch hier jeweils bezogen auf die einzelnen Versuche.

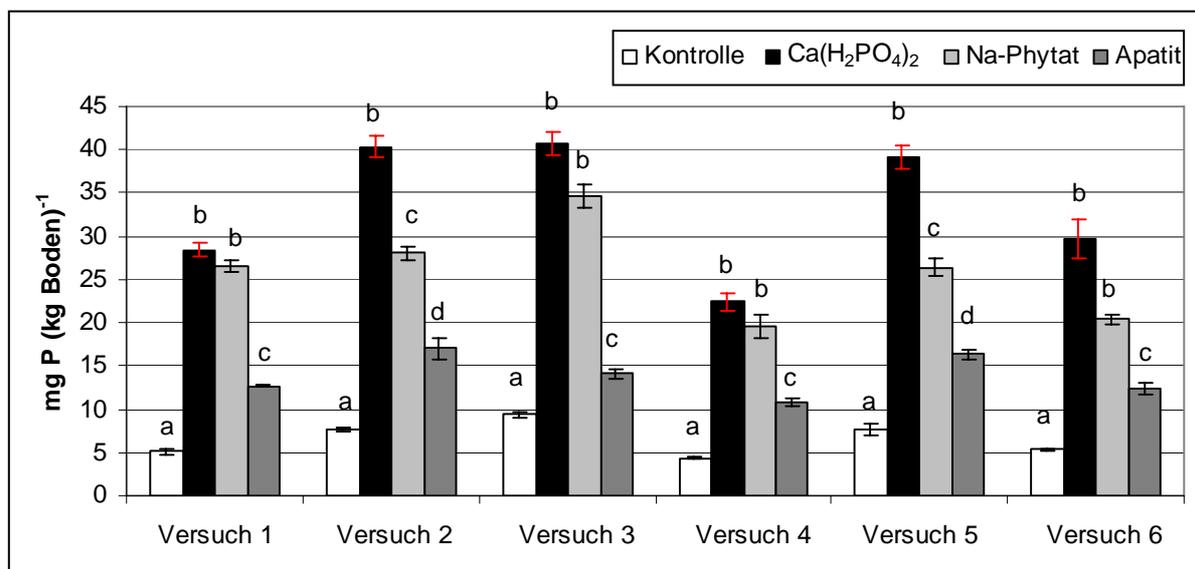


Abb. 35: P-Entzüge der Zuckerrüben (Gesamtpflanzen) [mg (kg Boden)⁻¹] nach Düngung verschiedener P-Formen in sechs unabhängigen Versuchen mit einer Versuchsdauer von jeweils 35 Tagen. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten jeweils eines Versuches (P = 5%).

Wie Abbildung 35 entnommen werden kann, konnte die Zuckerrübe dem Boden in allen Varianten signifikant mehr Phosphat entziehen als in der ungedüngten Kontrolle, in der jeweils zwischen 5 und 10 mg P (kg Boden)⁻¹ entzogen wurde. Die höchsten P-Mengen konnten die Pflanzen durchgehend über alle Versuche in der mit aufgeschlossenem Ca-Phosphat gedüngten Variante (Ca(H₂PO₄)₂) entziehen. Hier wurden zwischen 23 (Versuch 4) und 42 (Versuch 3) mg P (kg Boden)⁻¹ entzogen. In den Versuchen 2 und 5 wurde diese Beobachtung auch durch Signifikanzen untermauert. Der P-Entzug in der Apatit-Variante war jeweils signifikant geringer als der Entzug in der Ca(H₂PO₄)₂-Variante

und der Na-Phytat-Variante. Die Pflanzen der Na-Phytat-Variante zeigten einen im Vergleich zur $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante relativ hohen P-Entzug, der sich nur in zwei von sechs Versuchen signifikant vom Entzug der mit $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ gedüngten Pflanzen unterschied. Die Pflanzen der Apatit-Varianten zeigten einen über fast alle Versuche annähernd doppelt so hohen Entzug wie die Pflanzen in der Kontroll-Variante. Er lag jeweils zwischen 11 und $17 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$.

Mais (Versuch 1)

Die Maispflanzen zeigten in Versuch 1 (Abb. 36) signifikant höhere P-Entzüge in den Varianten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ und Na-Phytat als in der Kontrolle und der Apatit-Variante.

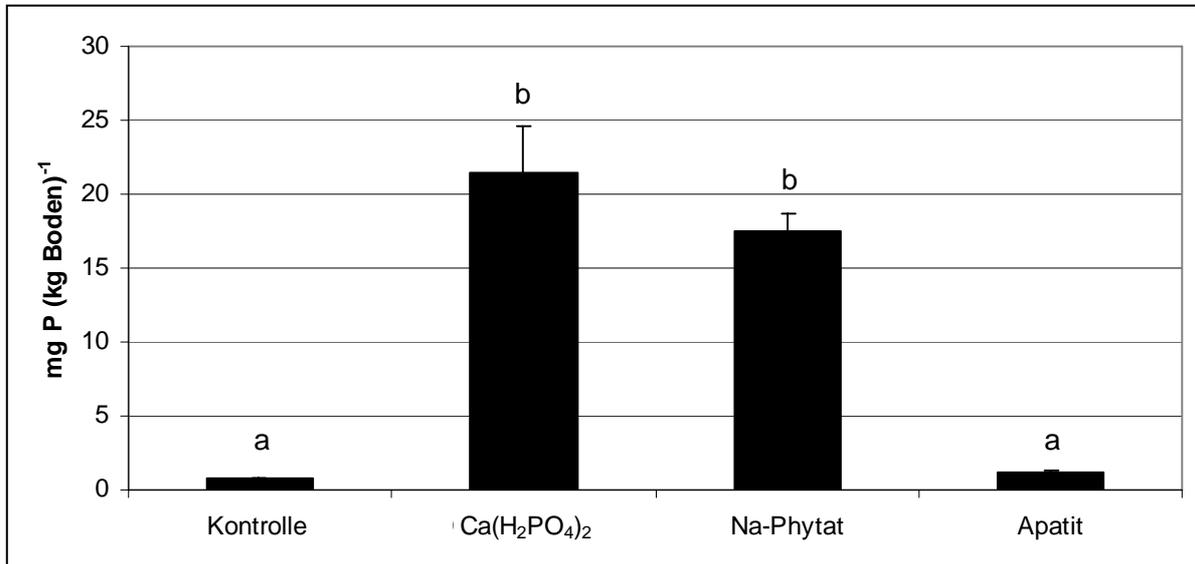


Abb. 36: P-Entzug der Maispflanzen [mg kg^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Auch die Maispflanzen konnten in der mit Na-Phytat gedüngten Variante annähernd die gleiche Menge an P entziehen wie in der mit aufgeschlossenem Ca-P gedüngten Variante. Die Maispflanzen konnten in der Apatit-Variante nicht mehr Phosphat entziehen als in der Kontrolle. Apatit konnte also von Mais nicht als P-Quelle genutzt werden.

Mexikanische Sonnenblume (Versuch 2)

Ähnlich wie bei Mais sah es im zweiten Versuch bei Mexikanischer Sonnenblume aus (Abb. 37).

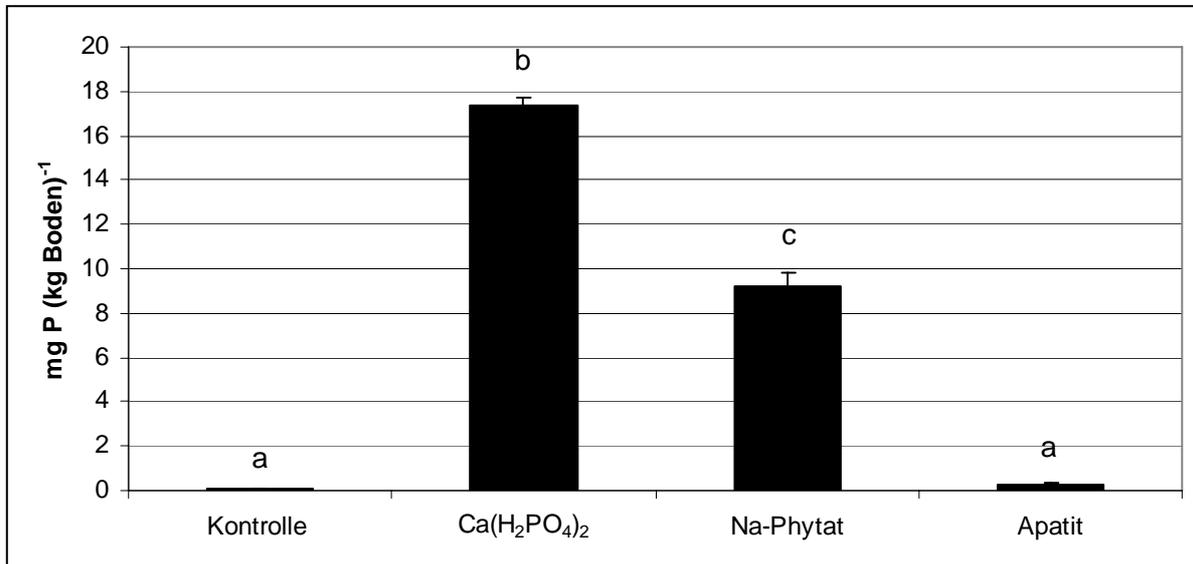


Abb. 37: P-Entzug von Mexikanischer Sonnenblume [mg kg^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Auch hier zeigten sich die Pflanzen in der mit Apatit versorgten Variante ineffizient in der Aneignung von P. Obwohl die Pflanzen der Apatit-Variante gegenüber der Kontrolle signifikant mehr Trockenmasse bilden konnten und, zumindest in der Sprosstrockenmasse, auch signifikant höhere P-Konzentrationen aufwiesen (Abb. 30), zeigten sie keinen signifikant höheren P-Entzug. Den signifikant höchsten P-Entzug hatten auch bei Mexikanischer Sonnenblume die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante, gefolgt von der Na-Phytat-Variante, die auch von Mexikanischer Sonnenblume noch gut genutzt werden konnte. Die Na-Phytat-Variante zeigte hier aber einen signifikant geringeren P-Entzug als die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante.

Straucherbse (Versuch 3)

Auch die Straucherbsen zeigten sich in der Aneignung von P aus Apatit ineffizient. Weder in der Pflanzenfrisch- und -trockenmasse (Abb. 18) noch in der P-Konzentration in der Spross- und Wurzeltrockenmasse (Abb. 31) zeigten sich die Pflanzen der Apatit-Variante im Vorteil gegenüber den Pflanzen der Kontrolle. Somit unterblieb hier ein höherer P-Entzug auf Seiten der gedüngten Pflanzen (Abb. 38).

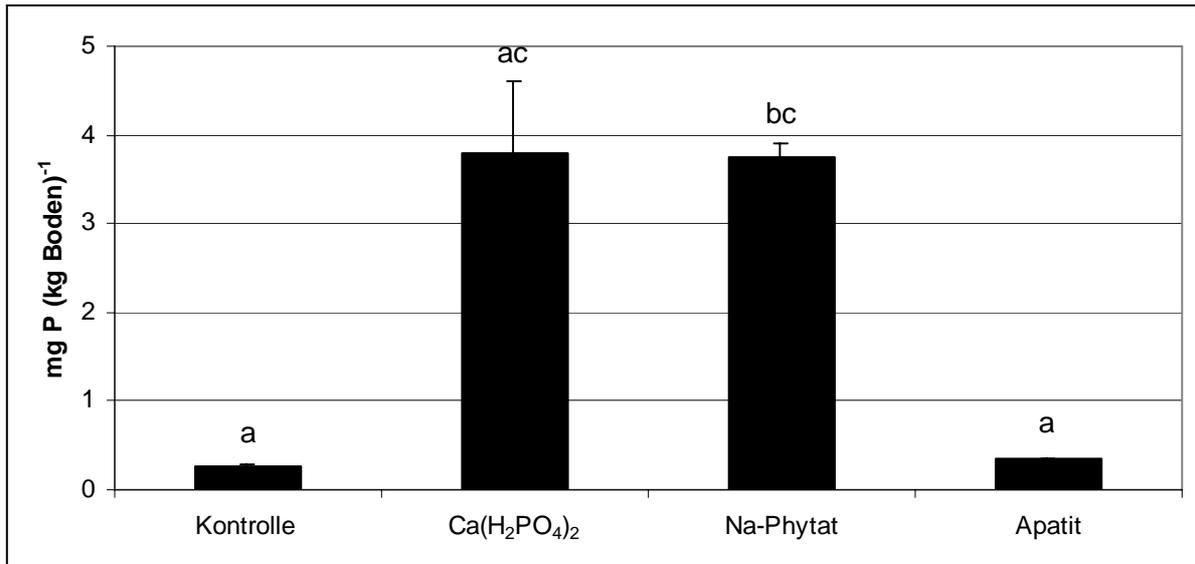


Abb. 38: P-Entzug von Straucherbse [mg kg⁻¹] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten (P = 5%).

Anders hingegen sah es bei den Straucherbsen in der mit Na-Phytat gedüngten Variante aus. Hier konnten die Pflanzen dem Boden Phosphat in annähernd gleichem Umfang entziehen wie in der Ca(H₂PO₄)₂-Variante. Die Varianten Ca(H₂PO₄)₂ und Na-Phytat unterschieden sich nicht voneinander, jedoch deutlich von der Kontrolle und der Apatit-Variante. Der Unterschied zwischen der Kontrolle und der Ca(H₂PO₄)₂-Variante war aber aufgrund starker Schwankungen im Wachstum der Pflanzen der Ca(H₂PO₄)₂-Variante nicht signifikant.

Phacelie (Versuch 4)

Phacelie zeigte im vierten Versuch, genau wie Straucherbse zuvor, keinen Unterschied zwischen den Varianten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ und Na-Phytat (Abb. 39). Bei diesen Varianten war gegenüber der Kontrolle jedoch ein signifikant größerer P-Entzug messbar.

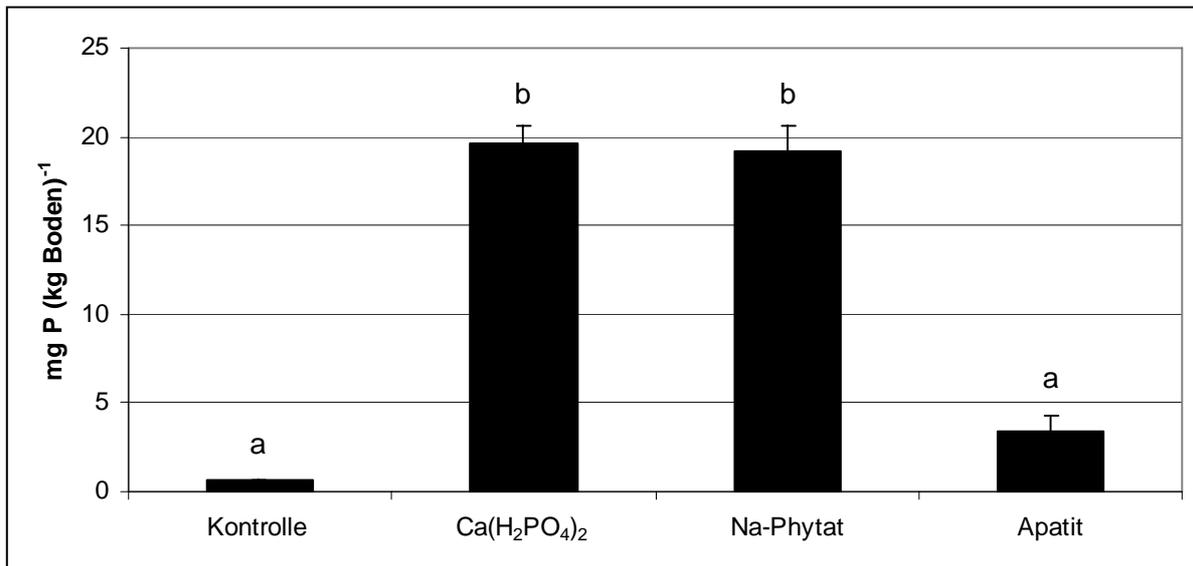


Abb. 39: P-Entzug von Phacelie [mg kg^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Auch Phacelie konnte das angebotene organische Phosphat dem Boden im gleichen Maße entziehen wie das aufgeschlossene Ca-Phosphat. Trotz signifikant höherer P-Konzentrationen in der Wurzel- und Sprosstrockenmasse der Pflanzen der Apatit-Variante (Abb. 32) und einem deutlich besseren Wachstum der Pflanzen gegenüber den Kontrollpflanzen ließ sich der offensichtliche Unterschied im P-Entzug aufgrund eines großen Standardfehlers in der Pflanzenfrisch- und -trockenmasse (Abb. 19) der Apatit-Variante nicht mit Signifikanzen belegen.

Raps (Versuch 5)

Was in solcher Deutlichkeit bisher nur bei der Zuckerrübe nachzuweisen war, konnte in Versuch 5 nun auch bei Raps festgestellt werden. Die Pflanzen in der Apatit-Variante zeigten einen signifikant höheren P-Entzug als die Pflanzen der Kontrolle (Abb. 40).

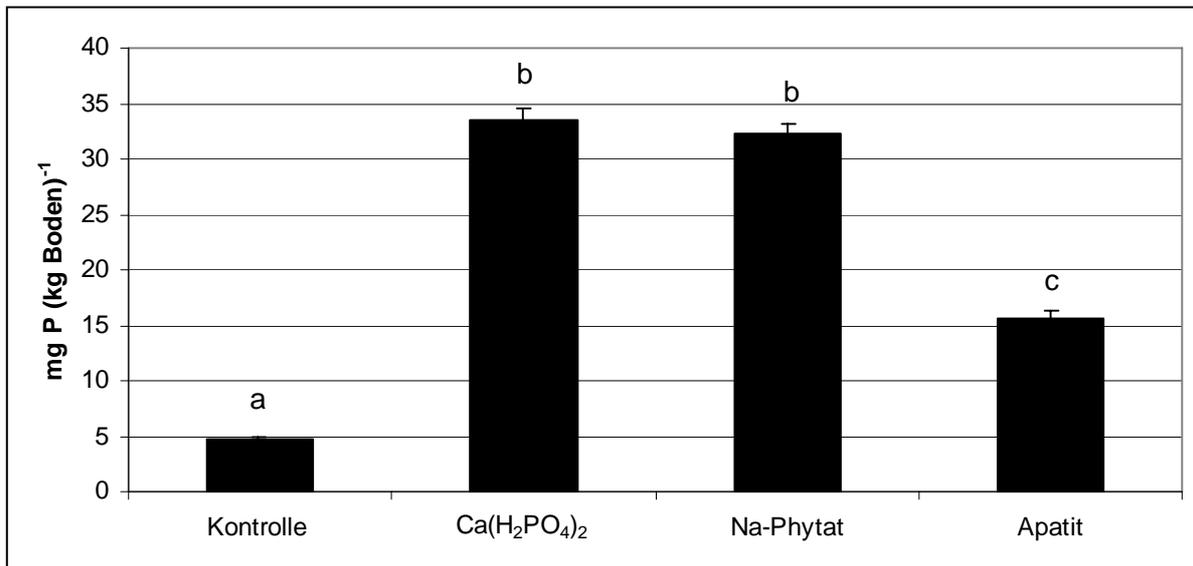


Abb. 40: P-Entzug der Rapspflanzen [mg kg^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Sowohl die Pflanzenfrisch- und -trockenmasse (Abb. 20) als auch die P-Konzentration in der Spross- und Wurzeltrockenmasse (Abb. 33) war bei den Pflanzen dieser Variante gegenüber den Pflanzen der Kontrolle erhöht, was den signifikant höheren Entzug erklärt. Die höchsten P-Entzüge zeigten auch bei Raps die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ - und Na-Phytat-Variante, die sich wiederum nicht signifikant voneinander unterschieden. Der P-Bedarf der Rapspflanzen war, gemessen am P-Entzug der mit $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ gedüngten Pflanzen, geringer als bei Zuckerrübe, wenngleich die P-Konzentration in den Rapspflanzen der Kontrolle sich in der gleichen Höhe befand, wie bei den Zuckerrüben in der Kontrolle.

Weißer Lupine (Versuch 6)

Genau wie im vierten Versuch (Phacelie) ließ sich auch im sechsten Versuch mit Weißer Lupine kein signifikanter Unterschied im P-Entzug zwischen den Pflanzen der Kontrolle und den Pflanzen der Apatit-Variante feststellen (Abb. 41), wenngleich die Pflanzen in der Apatit-Variante ungefähr die doppelte P-Menge dessen entziehen konnten, was die Pflanzen der Kontrolle entziehen konnten.

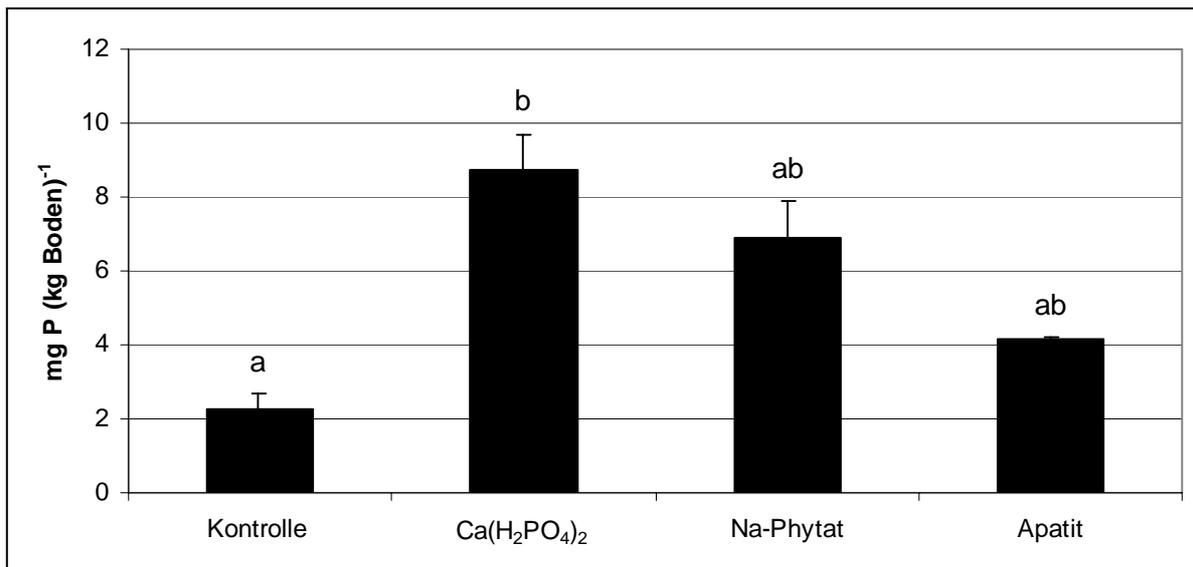


Abb. 41: P-Entzug von Weißer Lupine [mg kg^{-1}] nach Düngung verschiedener P-Formen und 35-tägiger Kultur. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; drei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante zeigten auch bei Weißer Lupine den höchsten P-Entzug, der sich zwar offensichtlich unterschied, aber nicht signifikant von der Na-Phytat- und der Apatit-Variante absetzen konnte. Die Pflanzen der Na-Phytat-Variante zeigten auch eine gute Nutzung des zugegebenen organischen Phosphates.

3.2.1.6 Relativer Vergleich der P-Entzüge der Versuchspflanzen

Das entscheidende Kriterium bei der Bewertung der einzelnen Pflanzenarten hinsichtlich ihrer P-Aneignungseffizienz ist der P-Entzug, also die Menge an P, welche die Pflanzen dem Boden tatsächlich entzogen haben (vgl. Abb. 35 – 41). Da die einzelnen Versuche unabhängig voneinander durchgeführt wurden, ist ein direkter Vergleich der Versuche miteinander nicht möglich. In jedem Versuch wurde jedoch Zuckerrübe als Vergleichspflanze eingesetzt und kann im Folgenden als Basis zum relativen Vergleich herangezogen werden. Darüber hinaus wurde in jedem Versuch der P-Entzug der jeweiligen Kontrollvariante vom P-Entzug der mit P gedüngten Varianten subtrahiert. Der sich daraus ergebende Netto-P-Entzug spiegelt jeweils den ausschließlichen Entzug aus der gedüngten P-Form wider. Die mit aufgeschlossenem Phosphat gedüngten Varianten wurden als leicht verfügbare P-Form auf 100% des möglichen Entzuges gesetzt.

Abweichungen im relativen P-Entzug der Zuckerrüben zwischen den einzelnen Versuchen sind auf natürliche Abweichungen in biologischen Systemen zurückzuführen. Die relative Vergleichbarkeit der Pflanzenarten innerhalb eines Versuches miteinander bleibt dennoch bestehen. Darüber hinaus erlaubt die Berechnung des relativen P-Entzuges, neben dem direkten Vergleich der Pflanzenarten innerhalb eines Versuches, über die Entzüge der Zuckerrüben auch den indirekten Vergleich aller eingesetzten Versuchspflanzen miteinander. Abbildung 42 zeigt den relativen Vergleich der Entzüge von Mais und Zuckerrübe.

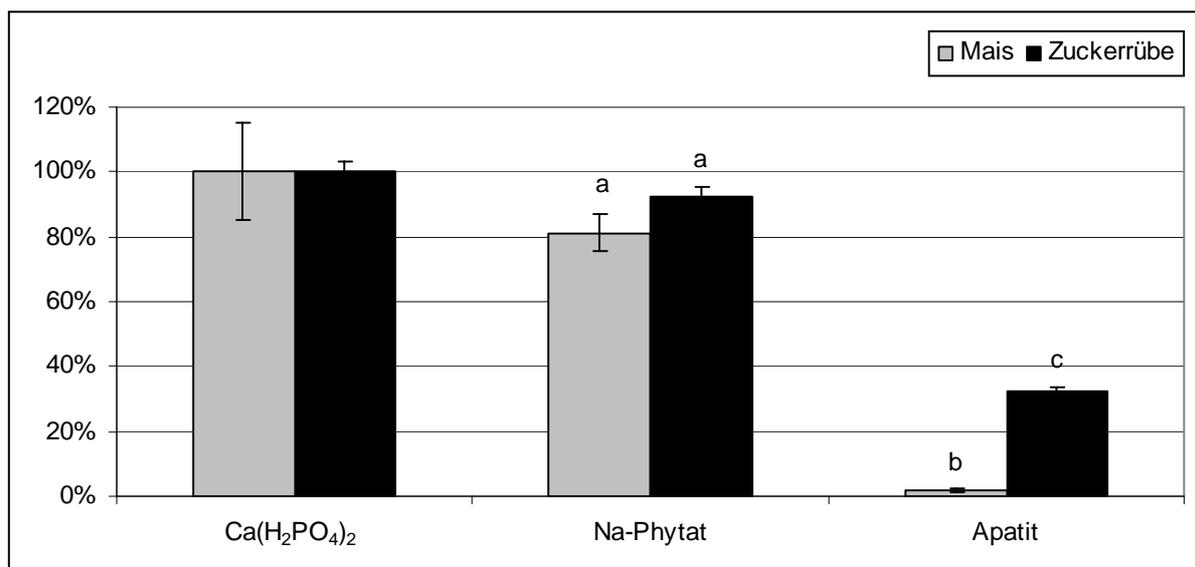


Abb. 42: Relativer Netto-P-Entzug von Mais und Zuckerrübe nach Abzug des Entzuges der Kontrollpflanzen [$\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 = 100\%$]. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten Na-Phytat und Apatit sowie zwischen den Versuchspflanzen ($P = 5\%$).

In Bezug auf die mit $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ gedüngten Pflanzen konnte in der mit Na-Phytat gedüngten Variante Phosphat sowohl von den Maispflanzen (81%) als auch von den Zuckerrüben (92%) in hohem Maße entzogen werden. Zwischen Mais und Zuckerrübe gab es aber keinen signifikanten Unterschied. Anders verhielt es sich in der Apatit-Behandlung. Sowohl die Maispflanzen als auch die Zuckerrüben konnten insgesamt deutlich weniger Phosphat aus dieser Variante entziehen, unterschieden sich jedoch signifikant voneinander. Während die Zuckerrüben dem Boden 32% des Entzuges der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante entziehen konnten, lag der Entzug der Maispflanzen bei nur 2%.

Auch im zweiten Versuch (Abb. 43) mit Mexikanischer Sonnenblume und Zuckerrübe unterschied sich die Versuchspflanze Mexikanische Sonnenblume in ihrem P-Entzug in der Na-Phytat-Variante nicht signifikant von der Zuckerrübe. Der tendenziell höhere Entzug der Zuckerrübe in der Na-Phytat-Variante gegenüber Mais im ersten Versuch zeigte sich auch gegenüber Mexikanischer Sonnenblume. In der mit Apatit gedüngten Variante konnte Mexikanische Sonnenblume nur 1%, Zuckerrübe hingegen 28% des Entzuges in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante entziehen.

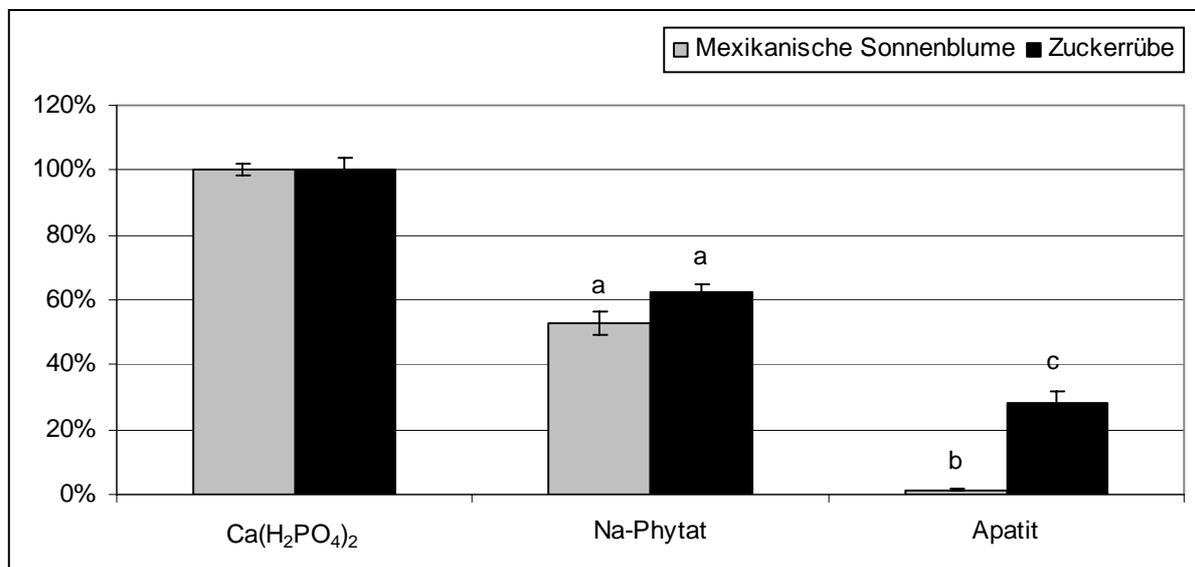


Abb. 43: Relativer Netto-P-Entzug von Mexikanischer Sonnenblume und Zuckerrübe nach Abzug des Entzuges der Kontrollpflanzen [$\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 = 100\%$]. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten Na-Phytat und Apatit sowie zwischen den Versuchspflanzen ($P = 5\%$).

In der Tendenz anders, aber auch nicht signifikant, sah es in der Na-Phytat-Variante des dritten Versuches aus (Abb. 44). Die Straucherbse konnte dem Boden relativ mehr P entziehen als die Zuckerrübe. In der mit Apatit gedüngten Variante hingegen war wiederum die Zuckerrübe der eingesetzten Versuchspflanze Straucherbse in ihrem relativen P-Entzug von 15% gegenüber 2% signifikant überlegen.

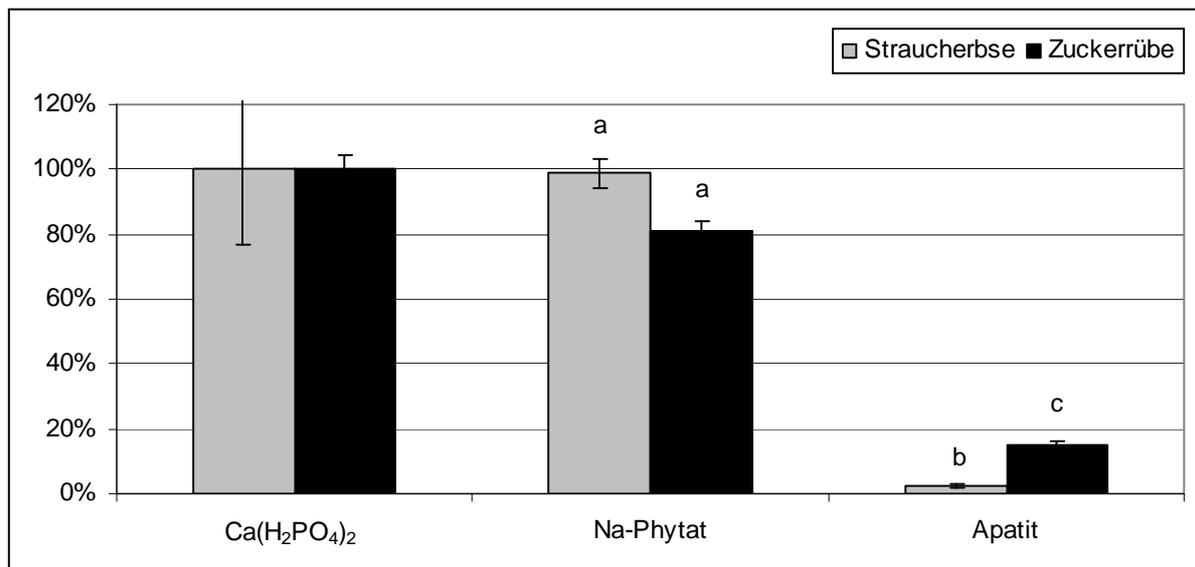


Abb. 44: Relativer Netto-P-Entzug von Straucherbse und Zuckerrübe nach Abzug des Entzuges der Kontrollpflanzen [$\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 = 100\%$]. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten Na-Phytat und Apatit sowie zwischen den Versuchspflanzen ($P = 5\%$).

Auch im vierten Versuch mit Phacelie und Zuckerrübe (Abb. 45) konnte festgestellt werden, dass sich die Versuchspflanzen in der organisch gedüngten Variante tendenziell mehr P aneignen konnten als die Vergleichspflanze Zuckerrübe. Weiterhin konnte beobachtet werden, dass die Zuckerrüben in ihrem Entzug aus der mit nicht aufgeschlossenem Phosphat gedüngten Variante zwar immer noch tendenziell besser waren als die Versuchspflanze Phacelie, der Unterschied aber nicht signifikant war, wie es in den Versuchen 1 bis 3 festgestellt wurde.

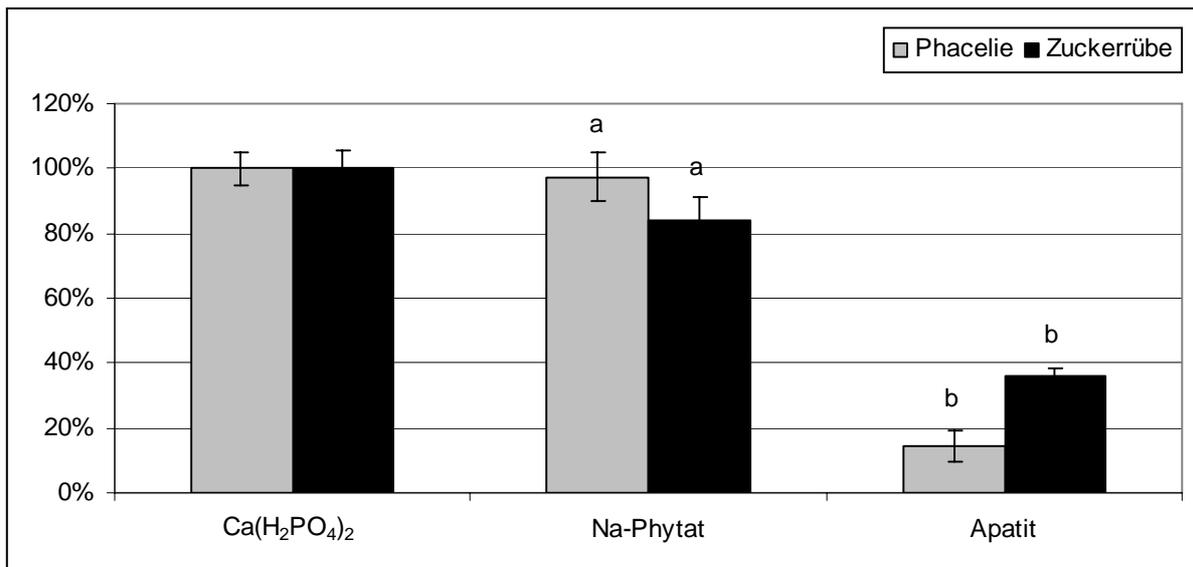


Abb. 45: Relativer Netto-P-Entzug von Phacelie und Zuckerrübe nach Abzug des Entzuges der Kontrollpflanzen [Ca(H₂PO₄)₂ = 100%]. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten Na-Phytat und Apatit sowie zwischen den Versuchspflanzen (P = 5%).

In Versuch 5 (Abb. 46) war der Unterschied zwischen den Pflanzenarten Raps und Zuckerrübe ebenso wenig signifikant wie in Versuch 4, zeigte jedoch im Gegensatz zu den bisherigen Versuchspflanzen eine auffällige Tendenz in Richtung eines höheren Entzuges durch die Rapspflanzen. Raps zeigte in der Na-Phytat-Variante eine deutliche Überlegenheit im P-Entzug gegenüber der Zuckerrübe. Der Entzug durch Raps in dieser Variante war signifikant höher als der der Zuckerrübe.

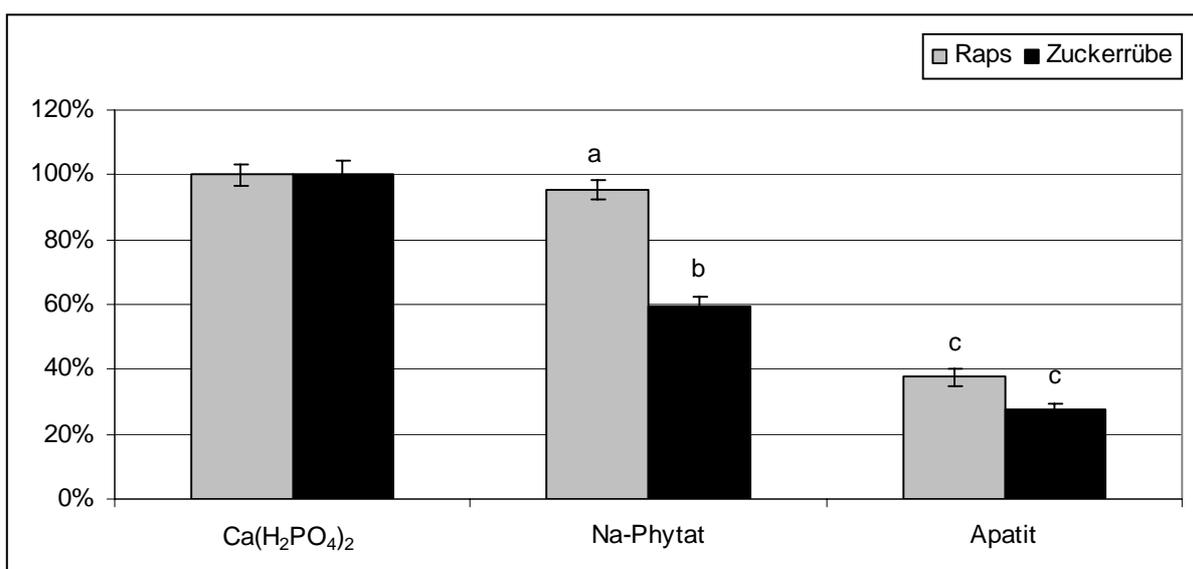


Abb. 46: Relativer Netto-P-Entzug von Raps und Zuckerrübe nach Abzug des Entzuges der Kontrollpflanzen [Ca(H₂PO₄)₂ = 100%]. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten Na-Phytat und Apatit sowie zwischen den Versuchspflanzen (P = 5%).

Der letzte Vergleichsversuch mit der Versuchspflanze Weiße Lupine ergab keine klaren Unterschiede zur Zuckerrübe (Abb. 47). Aufgrund eines sehr großen Standardfehlers war bei Weißer Lupine auch zwischen den Varianten Na-Phytat und Apatit kein signifikanter Unterschied festzustellen. Durch die Zuckerrüben war, wie in den Versuchen 1 bis 5, ein signifikant höherer Entzug in der Na-Phytat-Variante als in der Apatit-Variante zu bestimmen. Zwischen den Pflanzenarten gab es weder in der organisch gedüngten noch in der mit nicht aufgeschlossenem Phosphat gedüngten Variante signifikante Unterschiede.

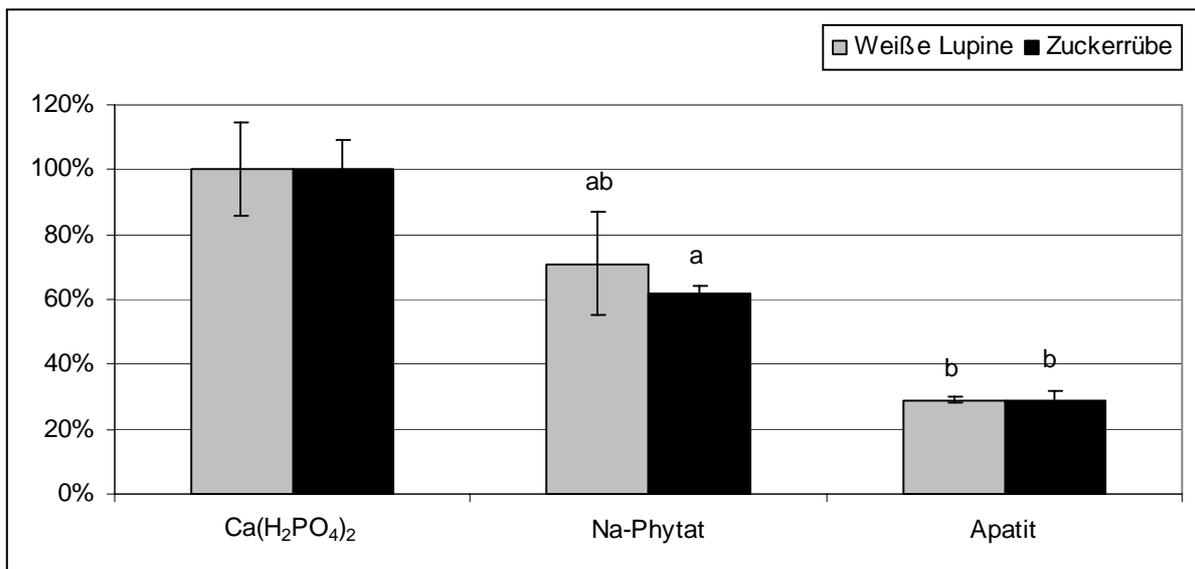


Abb. 47: Relativer Netto-P-Entzug von Weißer Lupine und Zuckerrübe nach Abzug des Entzuges der Kontrollpflanzen [$\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 = 100\%$]. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten Na-Phytat und Apatit sowie zwischen den Versuchspflanzen ($P = 5\%$).

3.2.2 Containerversuch

In den durchgeführten Vergleichsversuchen zur P-Aneignung verschiedener Pflanzenarten konnte festgestellt werden, dass Pflanzen zum Teil deutliche Unterschiede in ihrem Phosphat-Aneignungsvermögen aufweisen. Nicht geklärt werden konnte dabei, ob diese Unterschiede tatsächlich durch eine physiologische Anpassung der Pflanzen, d.h. durch eine Abscheidung von Wurzelexsudaten begründet waren (Mobilisierungseffizienz), oder ob morphologische Anpassungen (Wurzellänge, Wurzelfinheit) der entscheidende Grund für die beobachteten Unterschiede waren. Zur weiteren Aufklärung dieser Frage wurde in einem weiteren Vergleichsversuch mit einem deutlich größeren Bodenvolumen gearbeitet. Analog den vorherigen Vergleichsversuchen wurden auch hier zwei Pflanzenarten in jeweils vier Varianten kultiviert. Als Versuchspflanzen wurden aufgrund ihrer sehr unterschiedlichen Aneignungseffizienz Mais und Raps ausgewählt. Es wurden in diesem Versuch neben den standardmäßig erfassten Parametern Frisch- und Trockenmasse, P-Konzentration und P-Entzug auch die Wurzellängen gemessen.

3.2.2.1 Frisch- und Trockenmasse

Bei der Bestimmung der Frisch- und Trockenmassen wurde genauso vorgegangen wie in den Versuchen in der Klimakammer (vgl. auch Kap. 2.3.3). Signifikante Unterschiede in der Frisch- und Trockenmasse bei Raps wurden in den folgenden Abbildungen durch Kleinbuchstaben, signifikante Unterschiede bei Mais durch Großbuchstaben hervorgehoben.

Spross

In diesem Versuch wurden die in Abbildung 48 und 49 aufgeführten Sprossfrisch- und -trockenmassen bestimmt. Die Diagramme zeigen jeweils sowohl die Sprossfrisch- bzw. -trockenmasse von Raps als auch die von Mais. Dabei zeigte die Sprosstrockenmasse im Verhältnis der Varianten zueinander keine Unterschiede gegenüber der Sprossfrischmasse. Aus beiden Abbildungen wird deutlich, dass die Rapspflanzen relativ geringe Unterschiede zwischen den einzelnen Varianten zeigten und über alle Varianten hohe Frisch- und Trockenmasseerträge aufwiesen, während die Maispflanzen nur in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante hohe Erträge aufwiesen und sehr starke Unterschiede zwischen den Varianten zeigten. Bei Raps unterschieden sich lediglich die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante in ihrem Wachstum von den Kontrollpflanzen sowie den Pflanzen der Apatit-Variante. Die Pflanzen der Na-Phytat-Variante unterschieden sich von keiner anderen Variante signifikant. Auch die Apatit-Variante unterschied sich nicht von der Kontrolle.

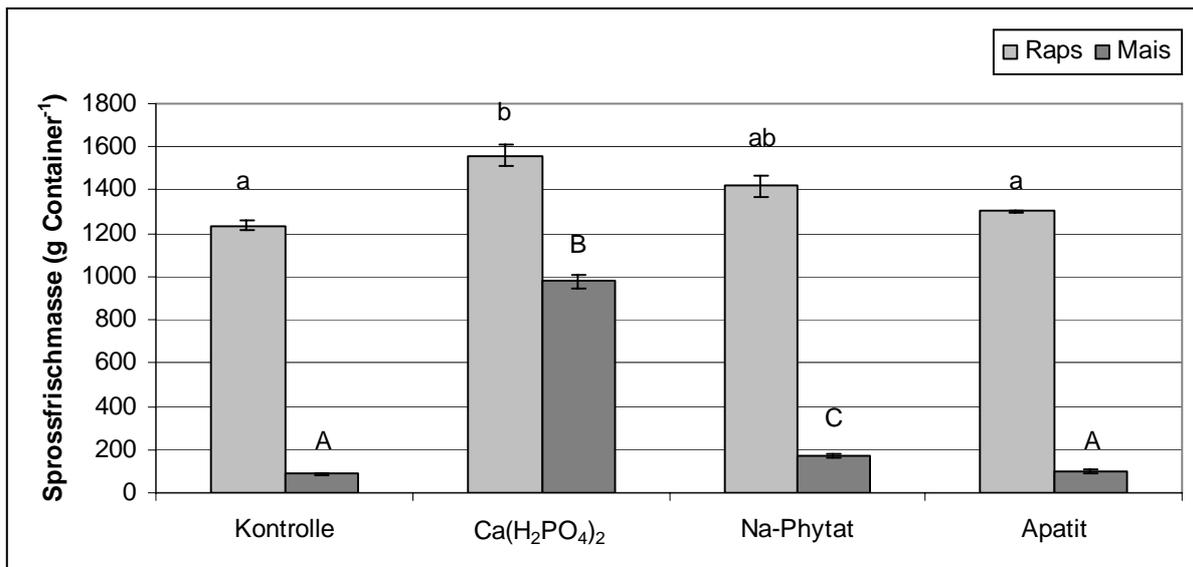


Abb. 48: Sprossfrischmasse von Raps und Mais im Containerversuch zum Blühzeitpunkt [g Container⁻¹] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Unterschiedliche Kleinbuchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten bei Raps, Großbuchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten bei Mais (P = 5%).

Neben den Maispflanzen der Ca(H₂PO₄)₂-Variante wiesen auch die Pflanzen der Na-Phytat-Variante ein signifikant höheres Sprosswachstum auf als die Pflanzen der Kontrolle und der Apatit-Variante, jedoch auch ein signifikant geringeres als die Pflanzen der Ca(H₂PO₄)₂-Variante. Die Pflanzen der Apatit-Variante unterschieden sich in ihrer Frisch- und Trockenmasse nicht von den Pflanzen der Kontrolle.

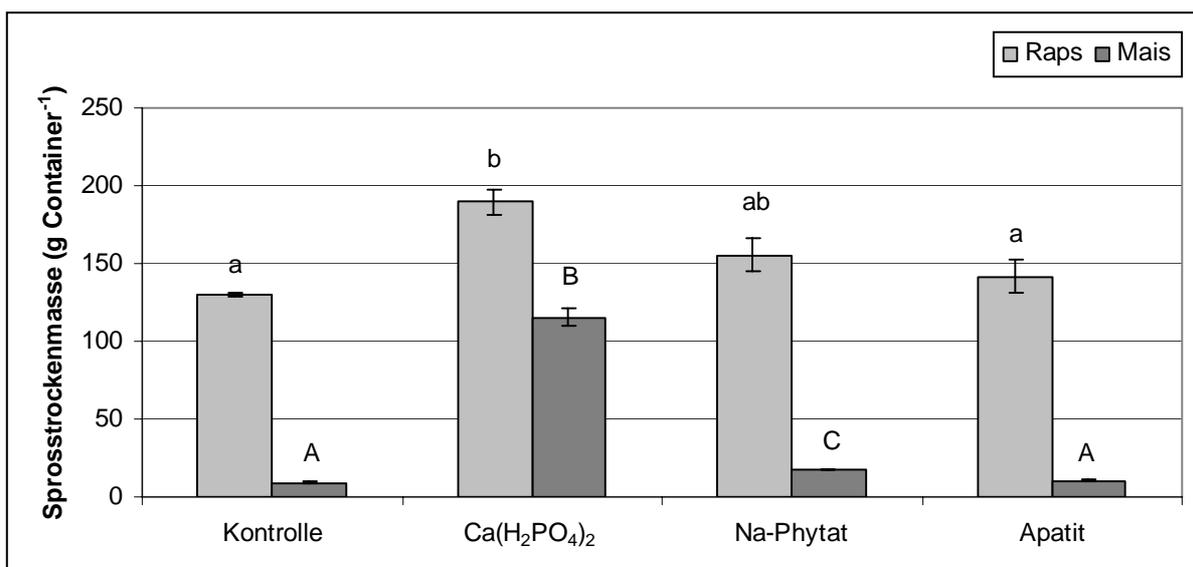


Abb. 49: Sprosstrockenmasse von Raps und Mais im Containerversuch zum Blühzeitpunkt [g Container⁻¹] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Unterschiedliche Kleinbuchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten bei Raps, Großbuchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten bei Mais (P = 5%).

Wurzel

Die Wurzelfrischmasse von Raps unterschied sich über alle Varianten nicht voneinander. Es wurde in jeder Variante eine ähnlich hohe Wurzelfrischmasse im Bereich von 350 g Container⁻¹ festgestellt, wie aus Abbildung 50 hervorgeht. Die in Abbildung 51 dargestellte Wurzel trockenmasse bestätigt das Ergebnis der Wurzelfrischmasse. Auch in der Wurzel trockenmasse von Raps unterschieden sich die Versuchsvarianten nicht signifikant voneinander.

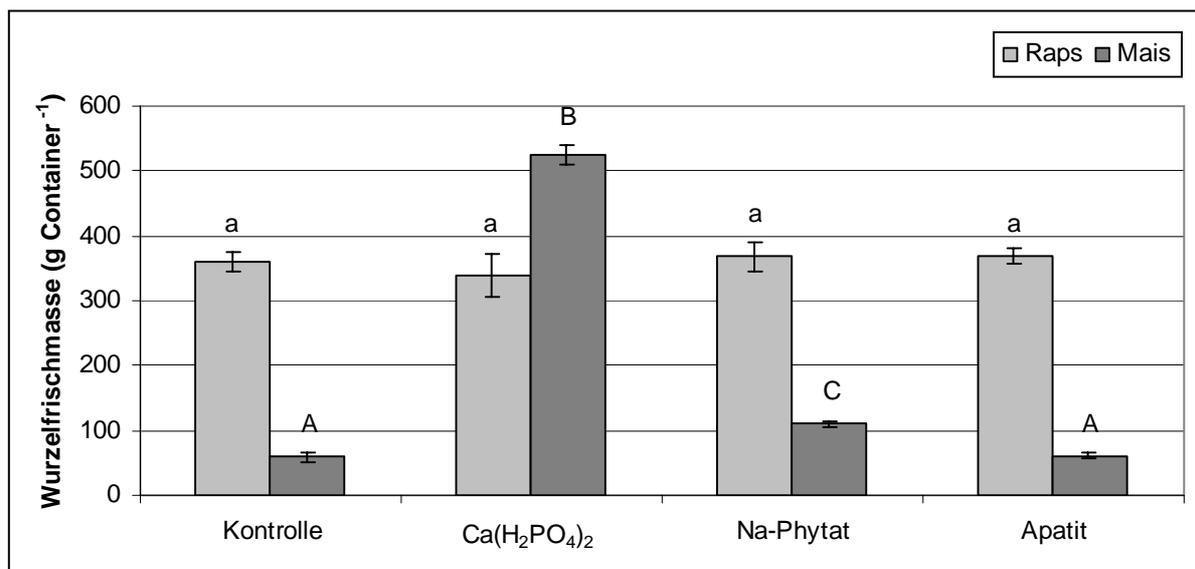


Abb. 50: Wurzelfrischmasse von Raps und Mais im Containerversuch zum Blühzeitpunkt [g Container⁻¹] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Unterschiedliche Kleinbuchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten bei Raps, Großbuchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten bei Mais (P = 5%).

Die Maispflanzen zeigten in ihrer Wurzelfrischmasse ein der Sprossfrischmasse entsprechendes Bild. Die signifikant höchste Wurzelfrischmasse hatten die Pflanzen der Ca(H₂PO₄)₂-Variante, gefolgt von den Pflanzen der Na-Phytat-Variante, die wiederum eine signifikant höhere Wurzelfrischmasse zeigten als die Pflanzen der Kontrolle und der Apatit-Variante. Die mit Apatit gedüngten Pflanzen unterschieden sich in ihrer Wurzelfrischmasse nicht von der Kontrolle. In der Wurzel trockenmasse der Maispflanzen (Abb. 51) waren keine großen Veränderungen im Vergleich zur Frischmasse festzustellen. Lediglich die sich in der Wurzelfrischmasse noch signifikant von der Na-Phytat-Variante unterscheidende Apatit-Variante zeigte in der Wurzel trockenmasse keine Signifikanz mehr gegenüber der Na-Phytat-Variante. Die Na-Phytat-Variante hatte auch in der Wurzel trockenmasse signifikant höhere Erträge als die Pflanzen der Kontrolle.

Die signifikant höchste Wurzelrockenmasse zeigten wiederum die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante ($39 \text{ g Container}^{-1}$).

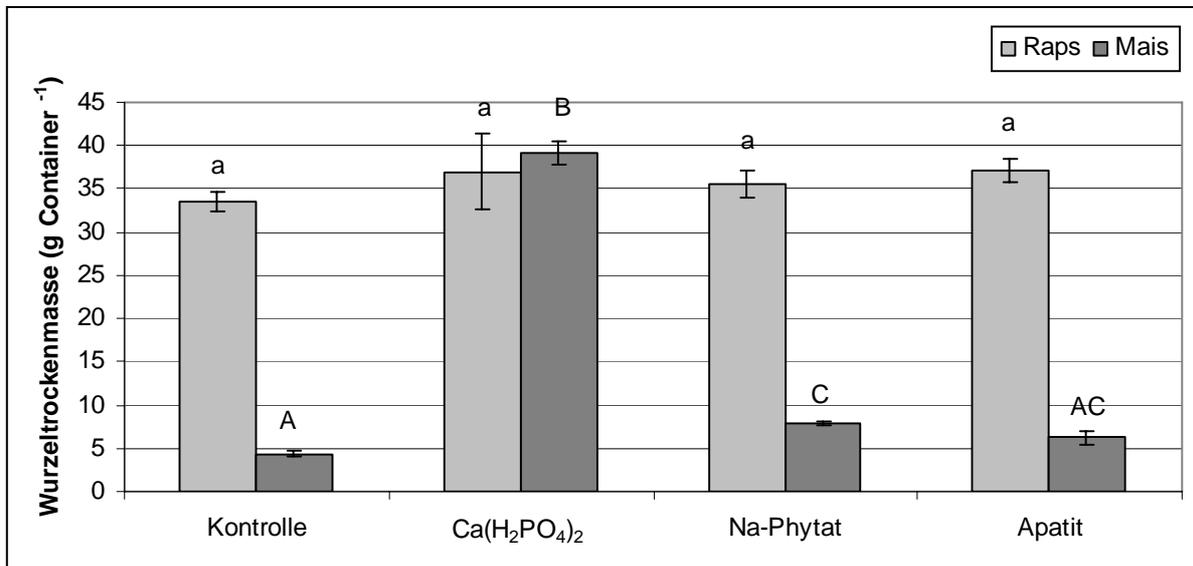


Abb. 51: Wurzelrockenmasse von Raps und Mais im Containerversuch zum Blühzeitpunkt [g Container^{-1}] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Unterschiedliche Kleinbuchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten bei Raps, Großbuchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten bei Mais ($P = 5\%$).

3.2.2.2 Kationenkonzentrationen

Neben der Bestimmung der Kationenkonzentrationen zur Ernte wurde auch zu einem früheren Zeitpunkt im Wachstum der Pflanzen eine Zwischenernte zur Bestimmung des Ernährungszustandes durchgeführt. Die von Bergmann (1993) angegebenen Ober- und Untergrenzen für eine ausreichende Versorgung mit den jeweiligen Nährstoffen zum Zeitpunkt der Zwischenernte wurden als Linien in die Abbildungen integriert. Für den Erntezeitpunkt wurden entsprechende Angaben nur noch für Mais aufgeführt.

Zwischenernte

Es konnte festgestellt werden, dass sich die Konzentrationen an Makronährstoffen zum Zeitpunkt der Zwischenernte sowohl bei Raps als auch bei Mais in den von Bergmann (1993) angegebenen Bereichen bewegten. Es lag jeweils eine ausreichende Versorgung mit den Nährstoffen Ca^{2+} , K^+ und Mg^{2+} vor.

Für Calcium konnte beobachtet werden, dass die Rapspflanzen der Apatit-Variante mit $22 \text{ mg (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$ die höchste Konzentration an Ca^{2+} in der Sprosstrockenmasse aufwiesen (Abb. 52). Die Konzentration in der Kontrolle lag mit durchschnittlich

17 mg Ca^{2+} (g Sprosstrockenmasse)⁻¹ etwas niedriger. Die Konzentrationen in der Na-Phytat- und $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante tendenziell sogar noch darunter. Es ließ sich klar festhalten, dass trotz sich nicht unterscheidender Sprosstrockenmassen, die Pflanzen der Apatit-Variante höhere Ca^{2+} -Konzentrationen aufwiesen als die Kontrollpflanzen. Bei Mais lagen die Ca^{2+} -Konzentrationen (g Sprosstrockenmasse)⁻¹ zwischen 7 und 11 mg. Die höchste Konzentration wies hier die $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante auf.

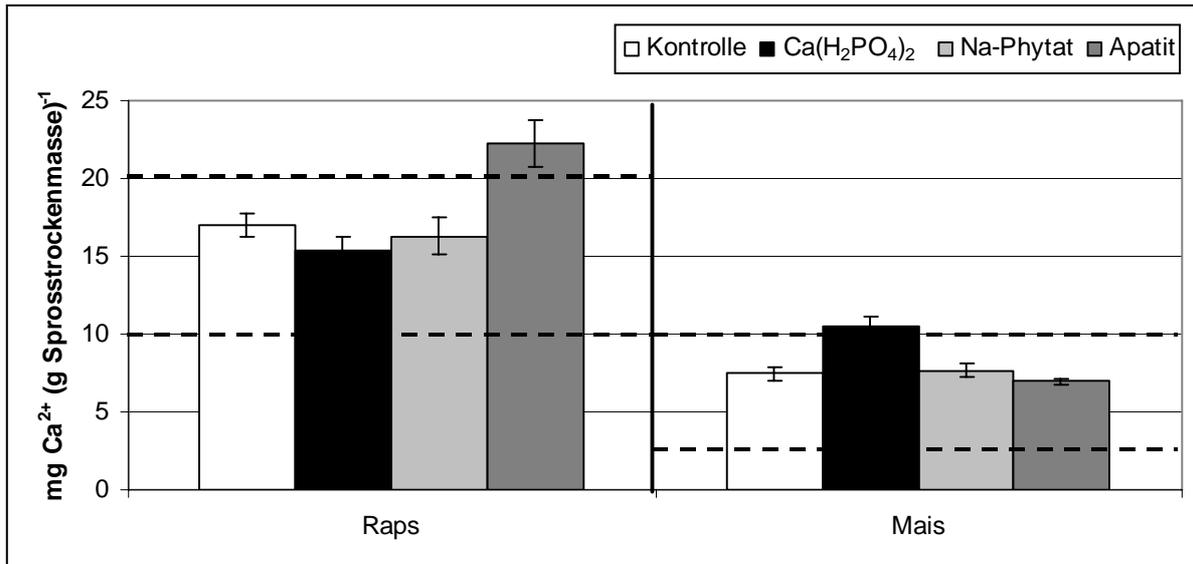


Abb. 52: Calciumkonzentrationen (Ca^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Zeitpunkt der Zwischenernte [mg g^{-1}] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenzen einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Ca^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse.

Die höchsten K^+ -Konzentrationen konnten sowohl bei Mais (36 mg K^+ (g Sprosstrockenmasse)⁻¹) als auch bei Raps (46 mg K^+ (g Sprosstrockenmasse)⁻¹) in der Na-Phytat-Variante gemessen werden (Abb. 53). Für Magnesium zeigte Mais, in Übereinstimmung mit den höchsten Pflanzenfrisch- und -trockenmasseerträgen, die höchsten Konzentrationen in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante (3 mg Mg^{2+} (g Sprosstrockenmasse)⁻¹, Abb. 54). Die Rapspflanzen lagen in ihren Mg^{2+} -Konzentrationen bei allen Varianten, mit Ausnahme der Na-Phytat-Variante ($3,8 \text{ mg Mg}^{2+}$ (g Sprosstrockenmasse)⁻¹), leicht oberhalb der Obergrenze nach Bergmann (1993).

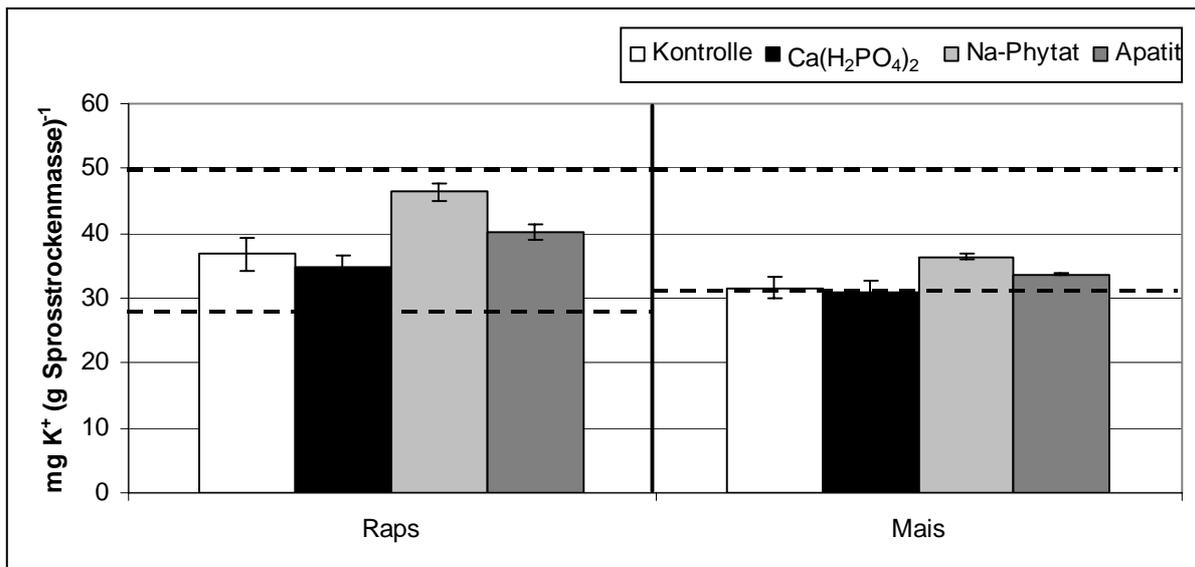


Abb. 53: Kaliumkonzentrationen (K^+) in der Sprossrockenmasse von Raps und Mais zum Zeitpunkt der Zwischenernte [$mg\ g^{-1}$] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenzen einer nach Bergmann (1993) ausreichenden K^+ -Konzentration in der Sprossrockenmasse.

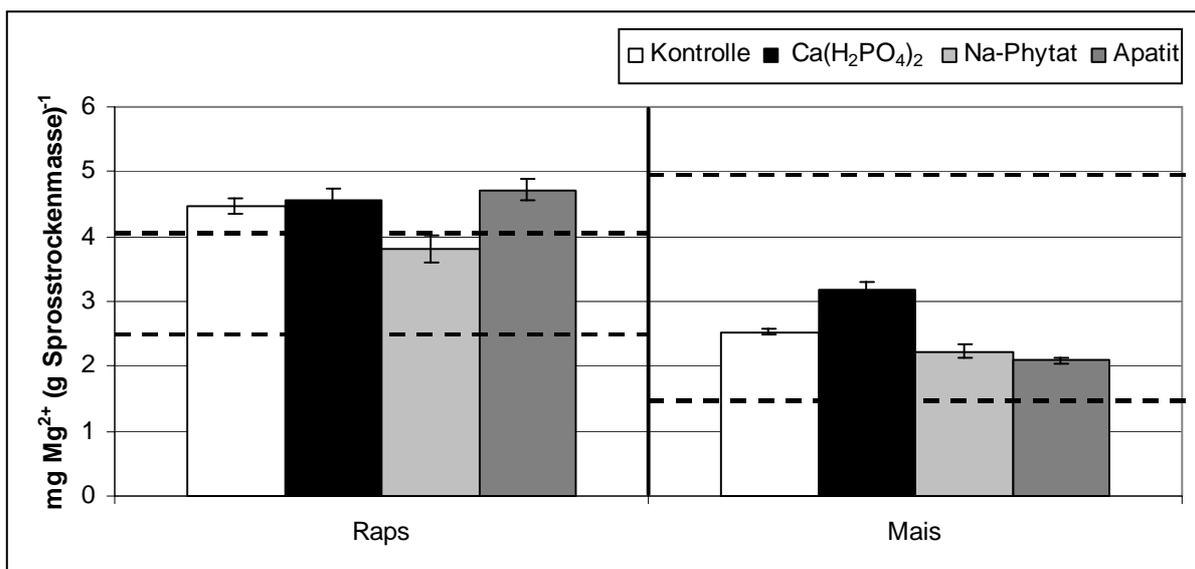


Abb. 54: Magnesiumkonzentrationen (Mg^{2+}) in der Sprossrockenmasse von Raps und Mais zum Zeitpunkt der Zwischenernte [$mg\ g^{-1}$] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenzen einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Mg^{2+} -Konzentration in der Sprossrockenmasse.

Die Konzentrationen der Mikronährstoffe Cu^{2+} , Mn^{2+} und Zn^{2+} lagen, wie die Makronährstoffe, ebenfalls im nach Bergmann (1993) ausreichenden Bereich. Die mittlere Cu^{2+} -Konzentration in den Maispflanzen der Apatit-Variante wies zwar eine überhöhte Konzentration auf ($37 \text{ mg Cu}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$, Abb. 55), aber auch einen recht hohen Standardfehler, genau wie die in Abbildung 57 dargestellte Zn^{2+} -Konzentration der Rapspflanzen in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante ($65 \text{ mg Zn}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$).

Bis auf die Pflanzen der Apatit-Variante lagen die Zn^{2+} -Konzentrationen der Maispflanzen zum Zeitpunkt der Zwischenernte jeweils leicht unterhalb der von Bergmann (1993) angegebenen Untergrenze für eine ausreichende Versorgung. Die Konzentrationen an Mn^{2+} lagen bei Raps über alle Varianten auf dem gleichen Niveau und zeigten keine deutlichen Unterschiede (Abb. 56). Bei Mais hatten die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante die tendenziell höchste Mn^{2+} -Konzentration ($124 \text{ mg Mn}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$).

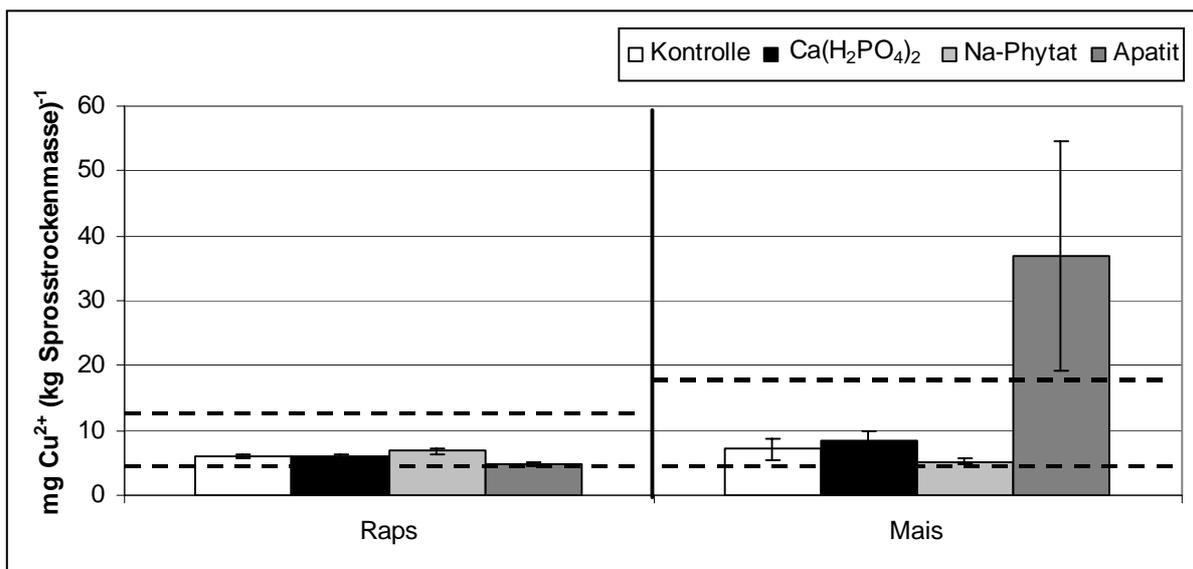


Abb. 55: Kupferkonzentrationen (Cu^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Zeitpunkt der Zwischenernte [mg kg^{-1}] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenzen einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Cu^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse.

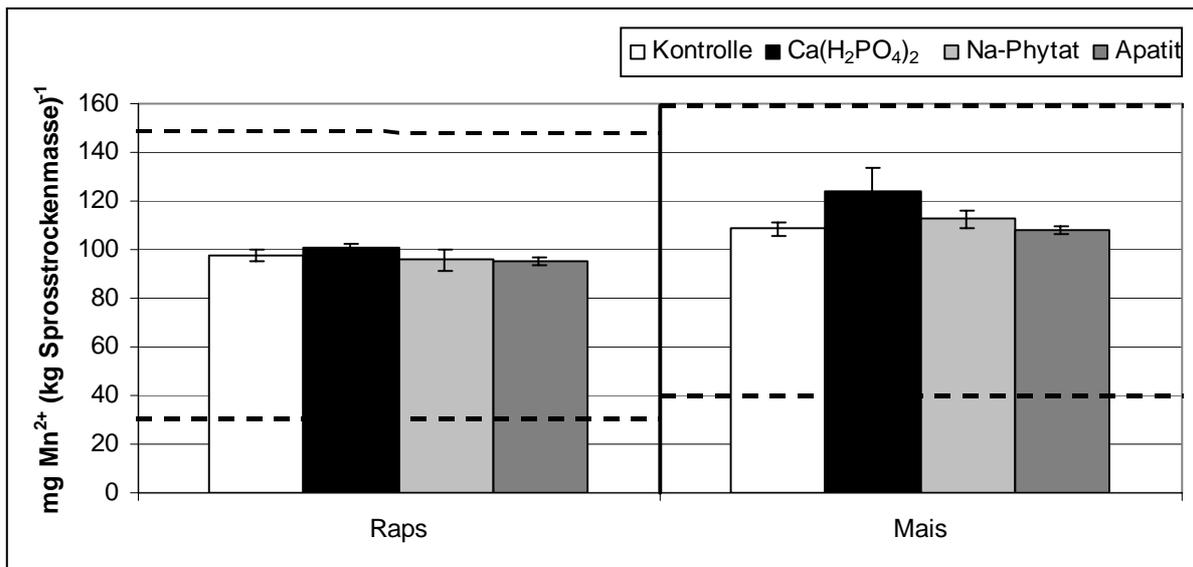


Abb. 56: Mangankonzentrationen (Mn^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Zeitpunkt der Zwischenernte [$mg\ kg^{-1}$] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenzen einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Mn^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse.

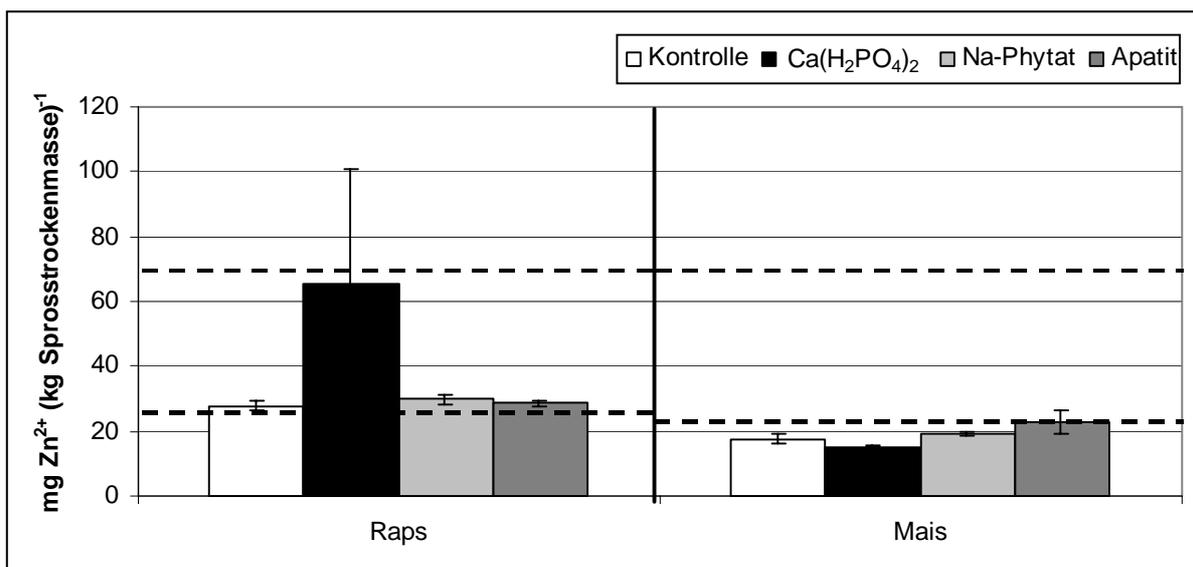


Abb. 57: Zinkkonzentrationen (Zn^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Zeitpunkt der Zwischenernte [$mg\ kg^{-1}$] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenzen einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Zn^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse.

Ernte

Die bei Raps zum Zeitpunkt der Zwischenernte beobachtete erhöhte Ca^{2+} -Konzentration in den Pflanzen der Apatit-Variante war zur Ernte nicht mehr festzustellen (Abb. 58). Vielmehr waren die Ca^{2+} -Konzentrationen der Pflanzen in den Varianten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ ($22 \text{ mg Ca}^{2+} (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$) und Apatit ($21 \text{ mg Ca}^{2+} (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$) gegenüber der Kontrolle ($24 \text{ mg Ca}^{2+} (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$) und der Na-Phytat-Variante ($24 \text{ mg Ca}^{2+} (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$) tendenziell geringer.

Die gleiche Tendenz war zum Zeitpunkt der Ernte auch bei den Maispflanzen zu beobachten, allerdings in noch schwächerer Ausprägung, da insgesamt geringere Ca^{2+} -Konzentrationen vorlagen. Die geringsten Konzentrationen waren hier, ganz im Gegensatz zur Zwischenernte, in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante festzustellen ($6 \text{ mg Ca}^{2+} (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$).

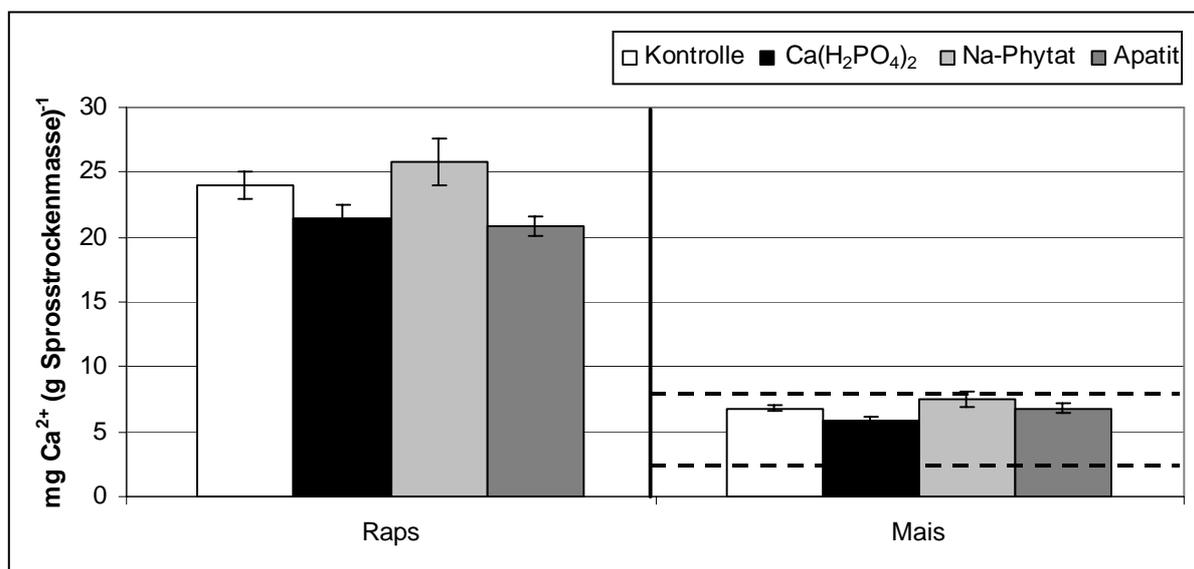


Abb. 58: Calciumkonzentrationen (Ca^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Erntezeitpunkt [mg g^{-1}] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenze einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Ca^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse zur Blüte.

Mais zeigte auch zur Ernte die mit Abstand höchsten K^+ -Konzentrationen in den Pflanzen der Na-Phytat-Variante ($40 \text{ mg K}^+ (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$), was die Ergebnisse der Zwischenernte bestätigte (Abb. 59). Die Kontrolle und die Apatit-Variante unterschieden sich nicht voneinander ($33 \text{ mg K}^+ (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$), während die $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante die deutlich geringsten Konzentrationen aufwies ($27 \text{ mg K}^+ (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$). Für Raps hingegen veränderte sich das Bild zur Ernte dahingehend, dass sich der zur Zwischenernte beobachtete deutliche Unterschied der Na-Phytat-Variante gegenüber der

Kontrolle auflöste, während die Pflanzen der Apatit-Variante die tendenziell höchsten K^+ -Konzentrationen aufwiesen ($32 \text{ mg } K^+ (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$).

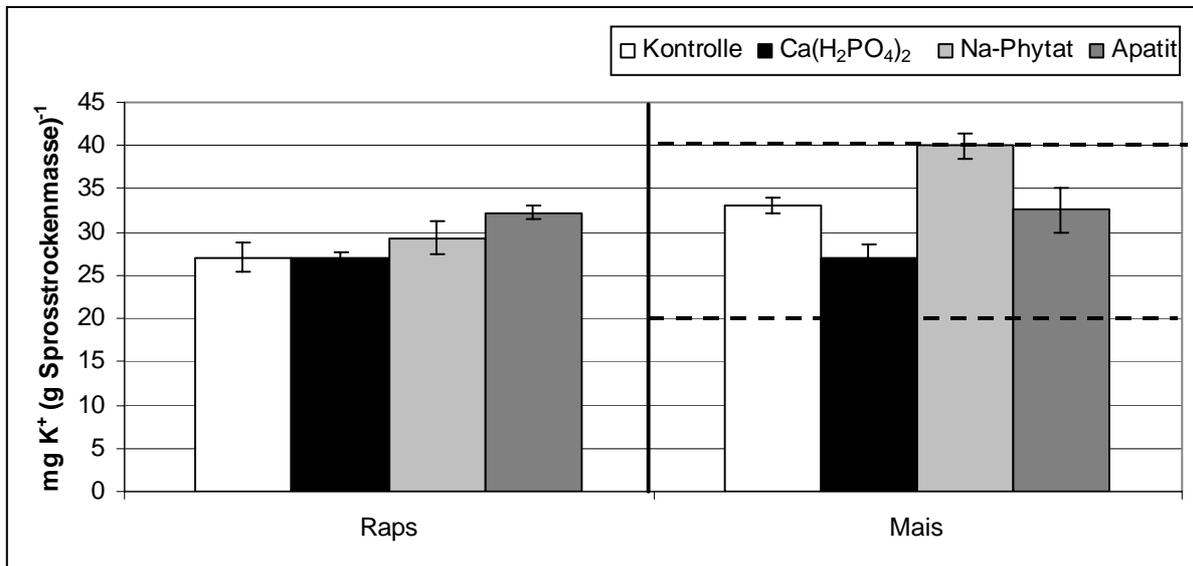


Abb. 59: Kaliumkonzentrationen (K^+) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Erntezeitpunkt [mg g^{-1}] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenze einer nach Bergmann (1993) ausreichenden K^+ -Konzentration in der Sprosstrockenmasse zur Blüte.

Auch die Mg^{2+} -Konzentrationen zeigten zur Ernte eine den Feststellungen aus der Zwischenernte gegenläufige Entwicklung (Abb. 60). Die Konzentrationsunterschiede zwischen den einzelnen Varianten lagen jedoch jeweils unter $1 \text{ mg } (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$. Wie in der Tendenz bereits bei den Ca^{2+} -Konzentrationen zeigte Raps auch bei den Mg^{2+} -Konzentrationen in der Na-Phytat-Variante die durchschnittlich höchsten Werte ($4,4 \text{ mg } Mg^{2+} (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$). Zum Zeitpunkt der Zwischenernte lagen die Konzentrationen in dieser Variante noch unterhalb derer aller anderen Varianten. Für Mais wurden die geringsten Mg^{2+} -Konzentrationen mit durchschnittlich $2,8 \text{ mg } Mg^{2+} (\text{g Sprosstrockenmasse})^{-1}$ in der $Ca(H_2PO_4)_2$ -Variante gemessen, wohingegen zur Zwischenernte in dieser Variante im direkten Vergleich noch die höchsten Konzentrationen festgestellt werden konnten.

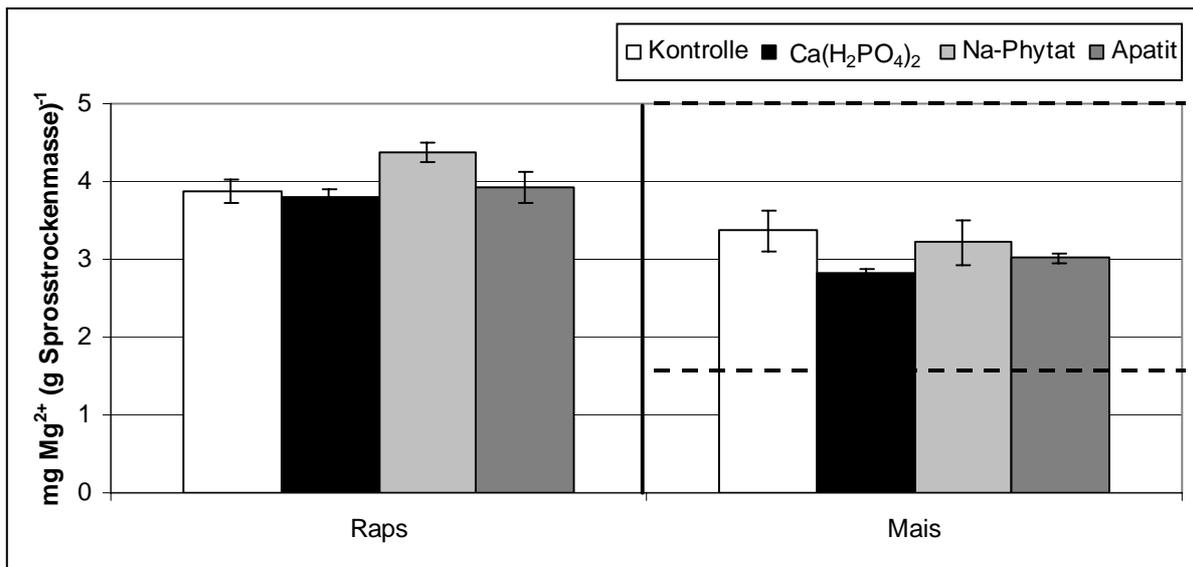


Abb. 60: Magnesiumkonzentrationen (Mg^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Erntezeitpunkt [mg g^{-1}] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenze einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Mg^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse zur Blüte.

Gegenüber den Cu^{2+} -Konzentrationen zum Zeitpunkt der Zwischenernte konnten zum Zeitpunkt der Ernte kaum Veränderungen festgestellt werden. Die Konzentrationen an Kupfer lagen sowohl bei Raps als auch bei Mais auf einem ähnlichen Niveau wie zum Zwischenerntezeitpunkt (Abb. 61). Die außergewöhnlich hohen Cu^{2+} -Konzentrationen in den Maispflanzen der Apatit-Variante zur Zwischenernte (vgl. Abb. 55) konnten zur Ernte nicht bestätigt werden. Die Cu^{2+} -Konzentrationen der Maispflanzen lagen zum Erntezeitpunkt in der Kontrolle, der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante und der Apatit-Variante leicht unterhalb der Konzentrationsuntergrenze nach Bergmann (1993).

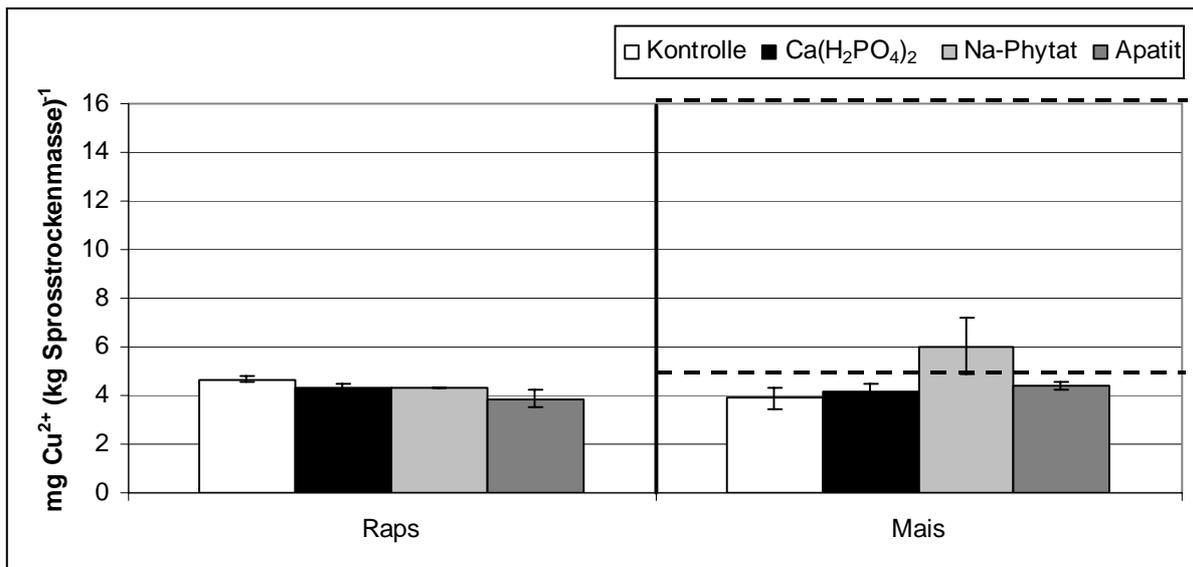


Abb. 61: Kupferkonzentrationen (Cu^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Erntezeitpunkt [mg kg^{-1}] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenze einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Cu^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse zur Blüte.

Im Vergleich zur Zwischenernte konnten bei Raps zur Ernte deutliche Unterschiede in der Mn^{2+} -Konzentration in den Pflanzen der verschiedenen Varianten festgestellt werden (Abb. 62). Die niedrigste Mn^{2+} -Konzentration zeigte die $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante mit durchschnittlich $83 \text{ mg Mn}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$, die höchste die Kontrolle mit $114 \text{ mg Mn}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$. Die Apatit-Variante lag in ihrer mittleren Konzentration nur leicht darunter ($110 \text{ mg Mn}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$), die Na-Phytat-Variante bei $99 \text{ mg Mn}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$. Tendenziell hatte auch bei Mais die $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante mit $67 \text{ mg Mn}^{2+} (\text{kg Sprosstrockenmasse})^{-1}$ die geringste Mn^{2+} -Konzentration. Die mittleren Werte der übrigen Varianten lagen aber nicht so deutlich höher wie es bei den Rapspflanzen der Fall war.

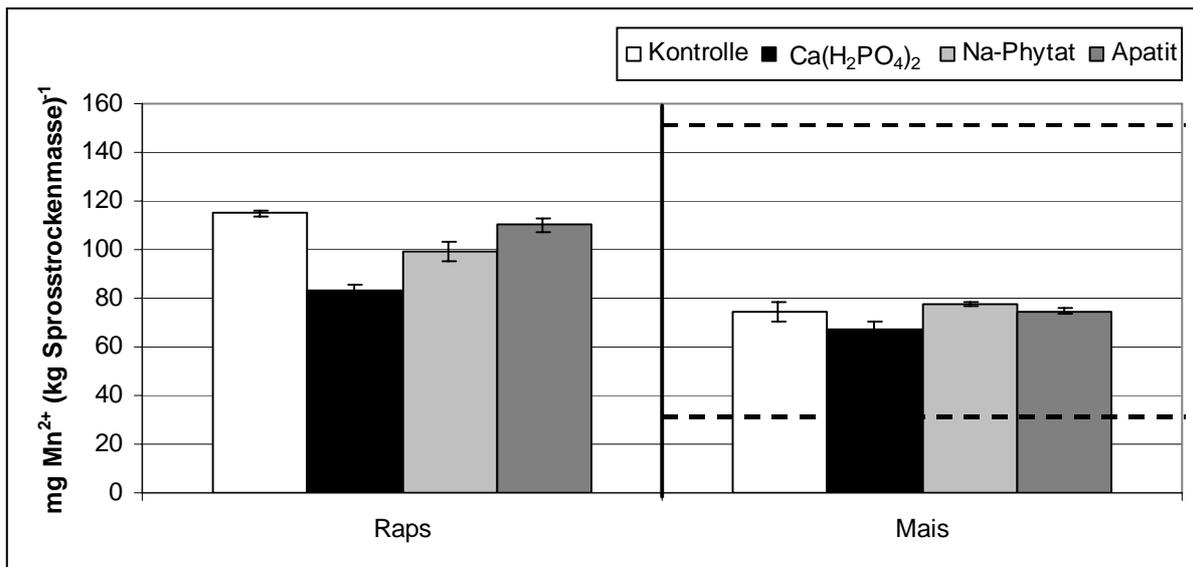


Abb. 62: Mangankonzentrationen (Mn^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Erntezeitpunkt [$mg\ kg^{-1}$] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenze einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Mn^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse zur Blüte.

Die Zinkkonzentrationen in der Sprosstrockenmasse der Rapspflanzen unterschieden sich zum Zeitpunkt der Ernte nicht voneinander (Abb. 63). Die erhöhten Konzentrationen in der $Ca(H_2PO_4)_2$ -Variante zur Zwischenernte (vgl. Abb. 57) wurden nicht bestätigt. Die Zn^{2+} -Konzentrationen in den Maispflanzen zur Ernte bestätigten das Ergebnis zur Zwischenernte insofern, als dass die Konzentrationen in der Sprosstrockenmasse auch zum Erntezeitpunkt unterhalb der von Bergmann (1993) angegebenen Untergrenze für eine ausreichende Versorgung lagen. Die Pflanzen der Kontrolle, der Na-Phytat-Variante und der Apatit-Variante lagen um 7 bzw. 8 $mg\ (kg\ Sprosstrockenmasse)^{-1}$ unter dieser Grenze, die Pflanzen der $Ca(H_2PO_4)_2$ -Variante sogar um 13 $mg\ (kg\ Sprosstrockenmasse)^{-1}$.

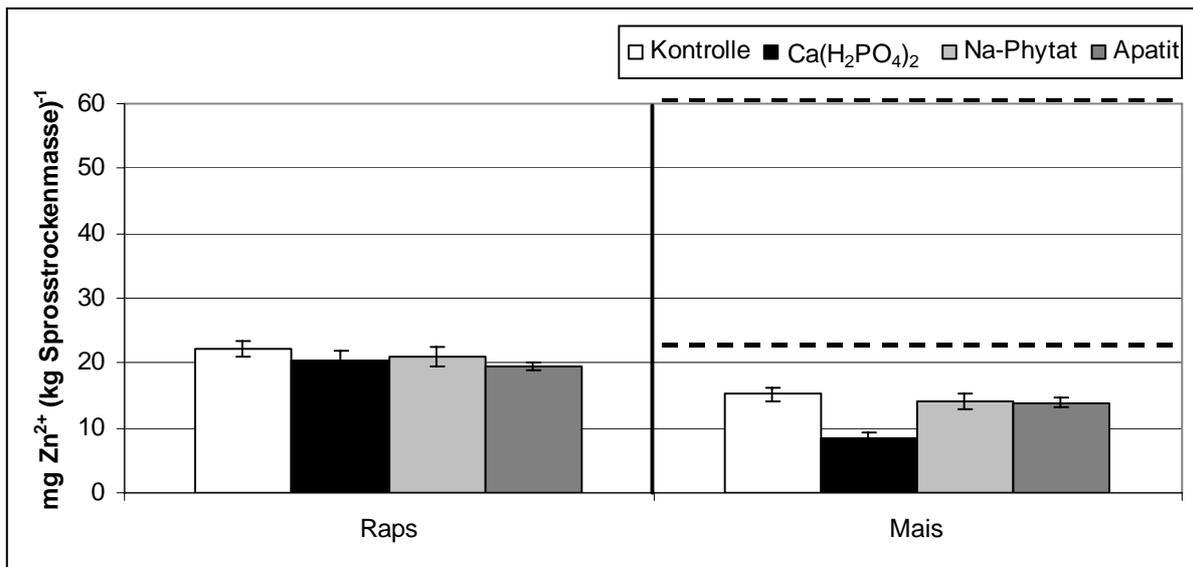


Abb. 63: Zinkkonzentrationen (Zn^{2+}) in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Erntezeitpunkt [$mg\ kg^{-1}$] nach Zugabe von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenze einer nach Bergmann (1993) ausreichenden Zn^{2+} -Konzentration in der Sprosstrockenmasse zur Blüte.

3.2.2.3 P-Konzentration

Neben der Analyse der Kationen diente die Zwischenernte insbesondere dazu, den P-Ernährungszustand der Pflanzen zu einem frühen Zeitpunkt im Wachstum festzustellen, um einen Vergleich mit dem P-Status der Pflanzen zum Zeitpunkt der Ernte zu ermöglichen.

Zwischenernte

Zum Zeitpunkt der Zwischenernte konnte bei den Rapspflanzen festgestellt werden, dass die mit dem aufgeschlossenen Phosphat ($Ca(H_2PO_4)_2$) gedüngten Pflanzen die höchsten P-Konzentrationen aufwiesen (Abb. 64). Sie unterschieden sich signifikant von den Pflanzen der Kontrolle und der Apatit-Variante, nicht aber von den Pflanzen der Na-Phytat-Variante. Die Na-Phytat-Variante unterschied sich jedoch auch nicht signifikant von den Pflanzen der Kontrolle und der Apatit-Variante. Unter Einbeziehung der von Bergmann (1993) angegebenen Grenzwerte einer ausreichenden Versorgung ($3,5 - 7,0\ mg\ P\ (g\ Sprosstrockenmasse)^{-1}$) ließ sich feststellen, dass die Pflanzen der $Ca(H_2PO_4)_2$ -Variante und der Na-Phytat-Variante in ihrer P-Konzentration innerhalb dieses Bereiches lagen, die Pflanzen der Kontrolle ($3,3\ mg\ P\ (g\ Sprosstrockenmasse)^{-1}$) und der Apatit-Variante ($3,1\ mg\ P\ (g\ Sprosstrockenmasse)^{-1}$) knapp unterhalb.

Bei Mais ließ sich zur Zwischenernte feststellen, dass die signifikant höchsten P-Konzentrationen in den Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante zu verzeichnen waren (Abb. 64). Die übrigen Varianten unterschieden sich nicht voneinander. Desweiteren konnte durch die P-Analyse gezeigt werden, dass die Maispflanzen aller Varianten zum Zeitpunkt der Zwischenernte deutlich unterhalb der von Bergmann (1993) angegebenen ausreichenden P-Versorgung lagen. Während die von Bergmann (1993) angegebene Untergrenze bei $3 \text{ mg P (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$ liegt, lagen die P-Konzentrationen in der mit $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ versorgten Variante im Bereich von $2 \text{ mg P (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$, die P-Konzentrationen der übrigen Varianten sogar nur im Bereich von unter $1 \text{ mg P (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$.

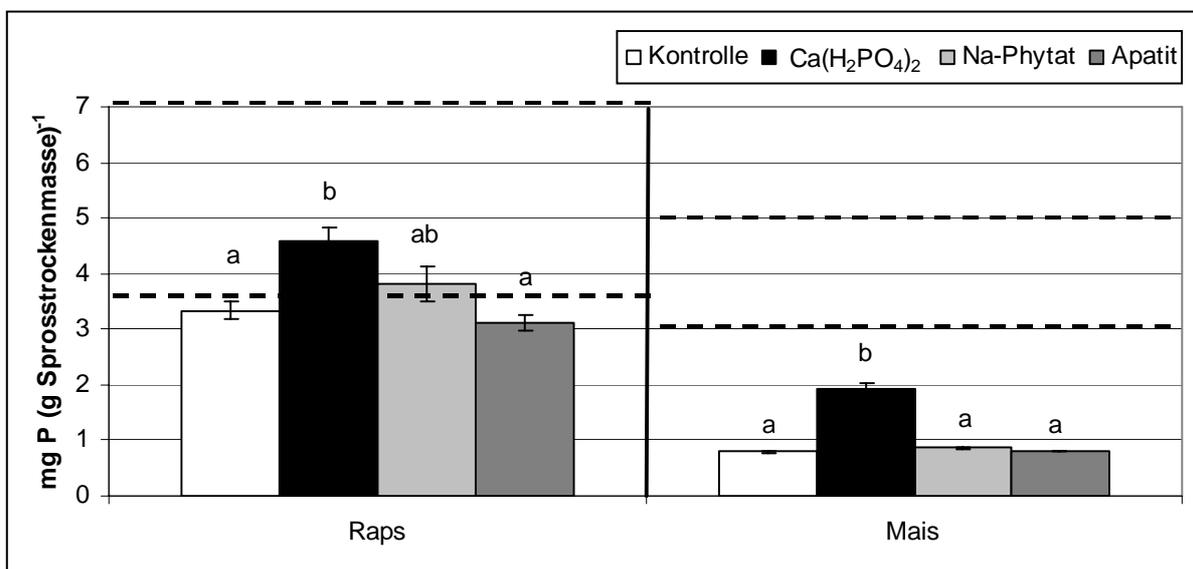


Abb. 64: P-Konzentration in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Zeitpunkt der Zwischenernte [mg g^{-1}] nach Düngung von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$). Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenzen einer nach Bergmann (1993) ausreichenden P-Konzentration in der Sprosstrockenmasse.

Ernte

Zum Zeitpunkt der Ernte zeigten die Rapspflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante ($2,8 \text{ mg P (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$), der Na-Phytat-Variante ($2,6 \text{ mg P (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$) und der Apatit-Variante ($2,6 \text{ mg P (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$) eine jeweils höhere P-Konzentration in ihrer Sprosstrockenmasse als die Pflanzen der Kontrolle ($2,3 \text{ mg P (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$). Bei den Varianten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ und Apatit war dieser Unterschied signifikant (Abb. 66). Die Pflanzen der Na-Phytat-Variante unterschieden sich weder signifikant von der Kontrolle noch von der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante.

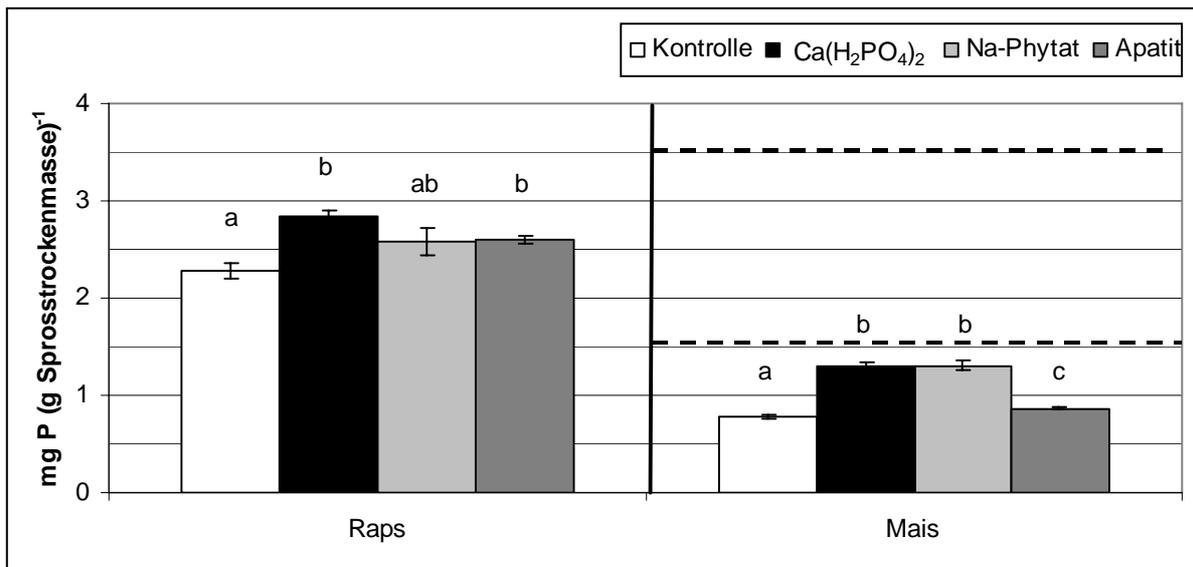


Abb. 65: P-Konzentration in der Sprosstrockenmasse von Raps und Mais zum Erntezeitpunkt [mg g^{-1}] nach Düngung von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$). Die gestrichelten Linien zeigen die Ober- und Untergrenze einer nach Bergmann (1993) ausreichenden P-Konzentration in der Sprosstrockenmasse zur Blüte.

Die Maispflanzen zeigten ebenfalls eine sich in allen gedüngten Varianten signifikant von der Kontrolle unterscheidende P-Konzentration im Spross (Abb. 65). Die höchsten P-Konzentrationen hatten die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ - und Na-Phytat-Variante. Aber auch die Pflanzen der Apatit-Variante zeigten eine gegenüber der Kontrolle signifikant erhöhte P-Konzentration. Die Konzentrationen lagen bei dieser Pflanzenart aber auch zum Zeitpunkt der Ernte immer noch unterhalb der von Bergmann (1993) für dieses Entwicklungsstadium angegebenen Mindest-P-Konzentration von $1,6 \text{ mg P (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$. Während die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ - und Na-Phytat-Variante mit $1,3 \text{ mg P (g Sprosstrockenmasse)}^{-1}$ nur knapp unterhalb dieser Grenze lagen, zeigten die Pflanzen der Kontrolle und der Apatit-Variante ein deutlich ausgeprägteres Defizit.

3.2.2.4 P-Entzug

Erwartungsgemäß zeigte Raps den geringsten P-Entzug in der Kontrolle, den höchsten in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante (Abb. 66). Die Pflanzen der Na-Phytat-Variante hatten einen signifikant höheren P-Entzug als die Pflanzen der Kontrolle, erreichten aber den P-Entzug der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante nicht. Die mit Apatit gedüngten Pflanzen zeigten ebenfalls einen höheren Entzug als die Pflanzen der Kontrolle, der aber nicht durch eine entsprechende Signifikanz belegt werden konnte. Es konnte auch kein signifikanter Unterschied der Apatit-Variante zur Na-Phytat-Variante festgestellt werden. Insgesamt bewegten sich die

Rapspflanzen in ihrem P-Entzug auf einem hohen Niveau mit einem Entzug von knapp 60 mg P (kg Boden)⁻¹ in der Kontrolle und über 100 mg P (kg Boden)⁻¹ in der Ca(H₂PO₄)₂-Variante.

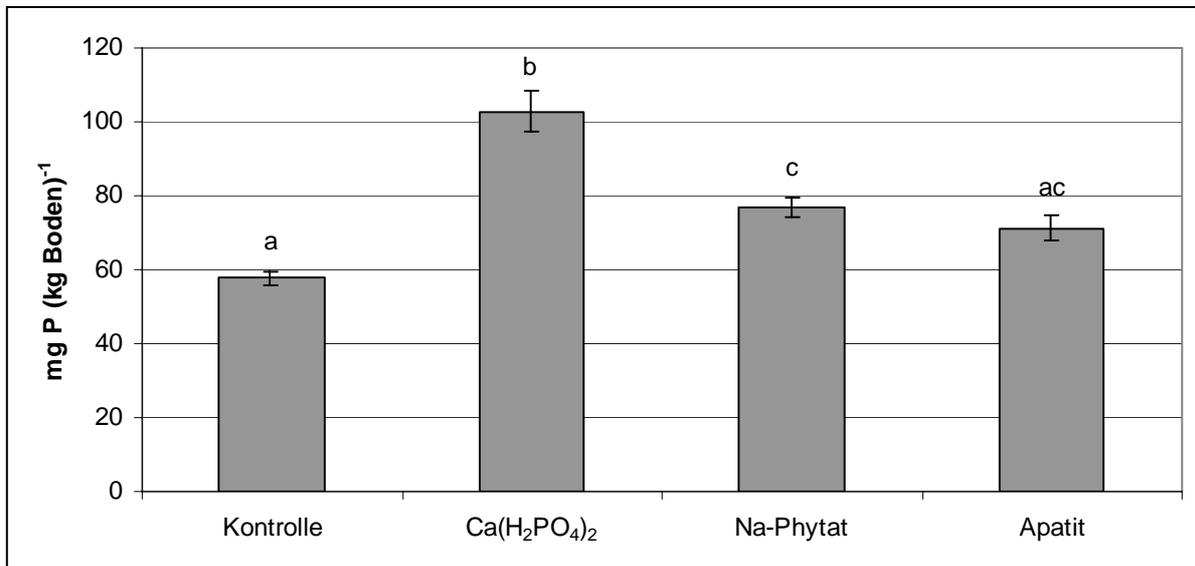


Abb. 66: P-Entzug von Raps im Containerversuch [mg kg⁻¹] zum Blühzeitpunkt nach Düngung von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten (P = 5%).

Im Vergleich zum Raps lag das Entzugsniveau bei Mais erheblich tiefer. Die Maispflanzen konnten einem Kilogramm Boden in der Kontrolle 1,6 mg P entziehen, in der Ca(H₂PO₄)₂-Variante 30 mg P wie aus Abbildung 67 hervorgeht. Die verschiedenen Düngungsvarianten unterschieden sich alle signifikant voneinander, mit den geringsten P-Entzügen in der Kontrolle und den höchsten in der Ca(H₂PO₄)₂-Variante. Keine der Varianten erreichte aber mehr als 16% (Na-Phytat) des Entzuges der Ca(H₂PO₄)₂-Variante, was einen sehr geringen Entzug widerspiegelt.

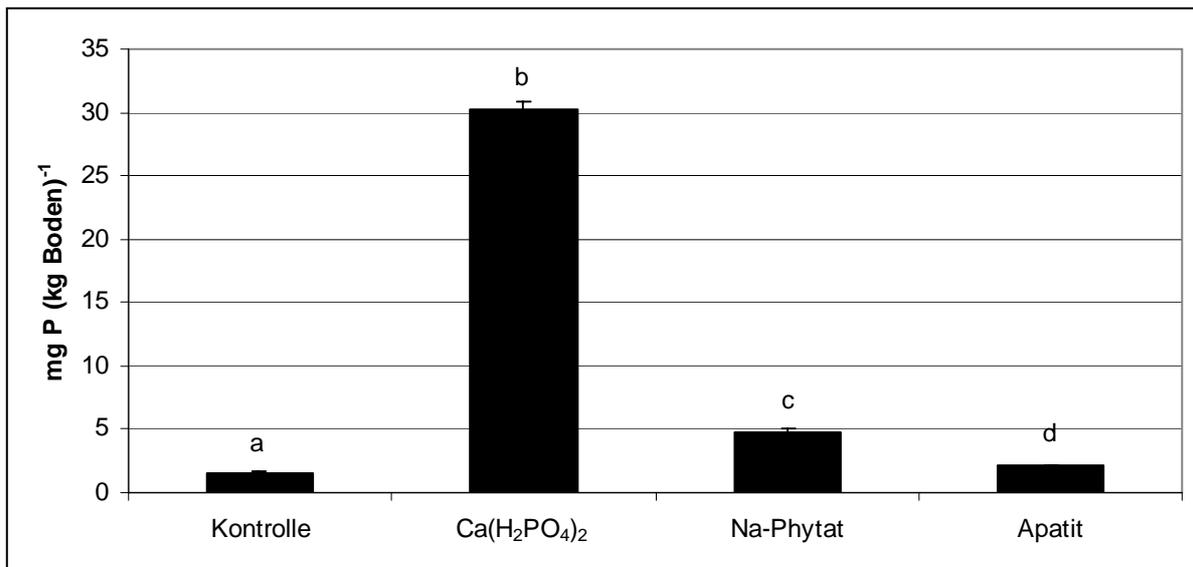


Abb. 67: P-Entzug von Mais im Containerversuch [mg kg^{-1}] zum Blühzeitpunkt nach Düngung von P in unterschiedlicher Form. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; zwei Pflanzen pro Gefäß. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

3.2.2.5 Relativer P-Entzug

Um einen direkten Vergleich der beiden Pflanzenarten miteinander zu ermöglichen, wurde, wie schon zuvor in den Versuchen in der Klimakammer, vorgegangen. Es wurde der P-Entzug der Kontroll-Variante von dem jeweiligen Entzug der Pflanzen in den anderen Varianten subtrahiert und die $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante beider Pflanzenarten auf 100% gesetzt.

Was bei der Betrachtung der absoluten Entzüge der beiden Pflanzenarten bereits zu erkennen war, wird bei der Betrachtung von Abbildung 68 bestätigt.

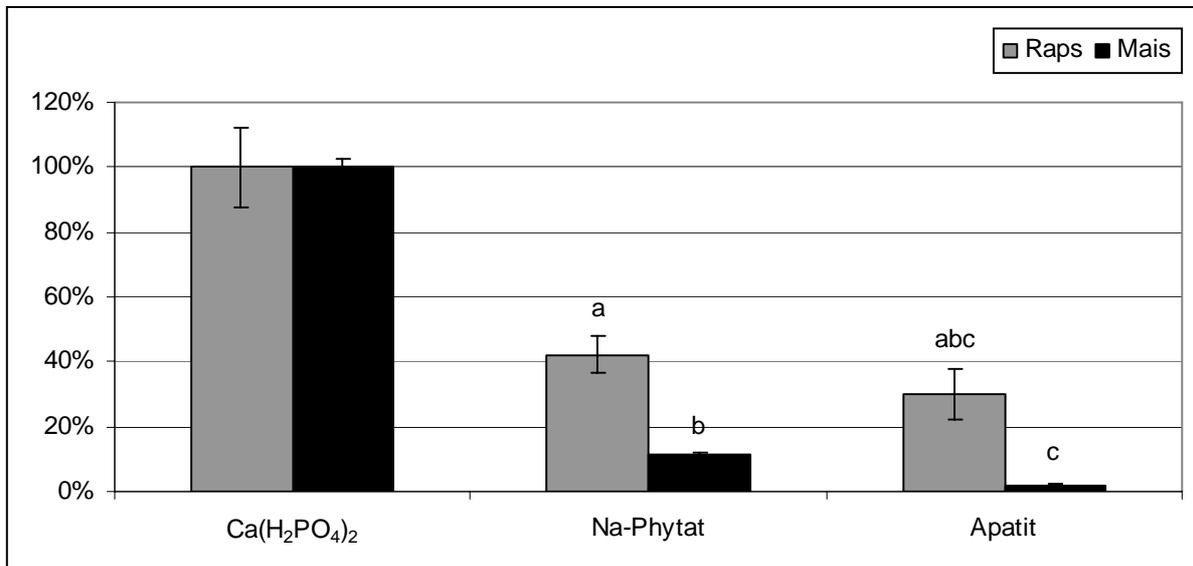


Abb. 68: Relativer Netto-P-Entzug von Raps und Mais nach Abzug des Entzuges der Kontrollpflanzen [Ca(H₂PO₄)₂ = 100%]. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten Na-Phytat und Apatit sowie zwischen den Versuchspflanzen (P = 5%).

Sowohl in der Na-Phytat-Variante als auch in der Apatit-Variante konnte Raps, relativ zum Entzug in der Ca(H₂PO₄)₂-Variante, deutlich mehr Phosphat entziehen als die Maispflanzen. Während dieses unter der Na-Phytat-Versorgung auch signifikant war, ließ sich eine Signifikanz aufgrund starker Schwankungen bei Raps im Vergleich der Apatit-gedüngten Pflanzen nicht feststellen. Der deutliche Unterschied zwischen Raps und Mais in der Apatit-Variante war nicht durch Signifikanzen absicherbar. Auch der Unterschied zwischen den Varianten Na-Phytat und Apatit konnte bei Raps nicht durch Signifikanzen untermauert werden.

3.2.2.6 Wurzellänge

Um der Frage nachzugehen, ob es sich bei dem oben dargestellten Ergebnis eines relativ höheren P-Aneignungsvermögens von Raps gegenüber Mais um einen Effekt ausgehend von der Wurzelmorphologie handelt, oder ob die Wurzelphysiologie über die Abgabe von Wurzelexsudaten in die Rhizosphäre entscheidend ist, wurde die Wurzelfeinheit von Raps und Mais über die verschiedenen Varianten bestimmt. Davon ausgehend wurde auch die Gesamtwurzellänge berechnet.

Die Wurzelfeinheit bezieht sich ausschließlich auf die geernteten Feinwurzeln mit einem Durchmesser < 2 mm. Die Grobwurzeln, bzw. Pfahlwurzeln bei Raps, wurden hier nicht mit einbezogen. In der Gesamtwurzellänge wurden diese mitberücksichtigt.

Die Bestimmung der Wurzelfeinheit zeigte innerhalb der zwei Pflanzenarten keine signifikanten Unterschiede zwischen den verschiedenen Varianten (Abb. 69).

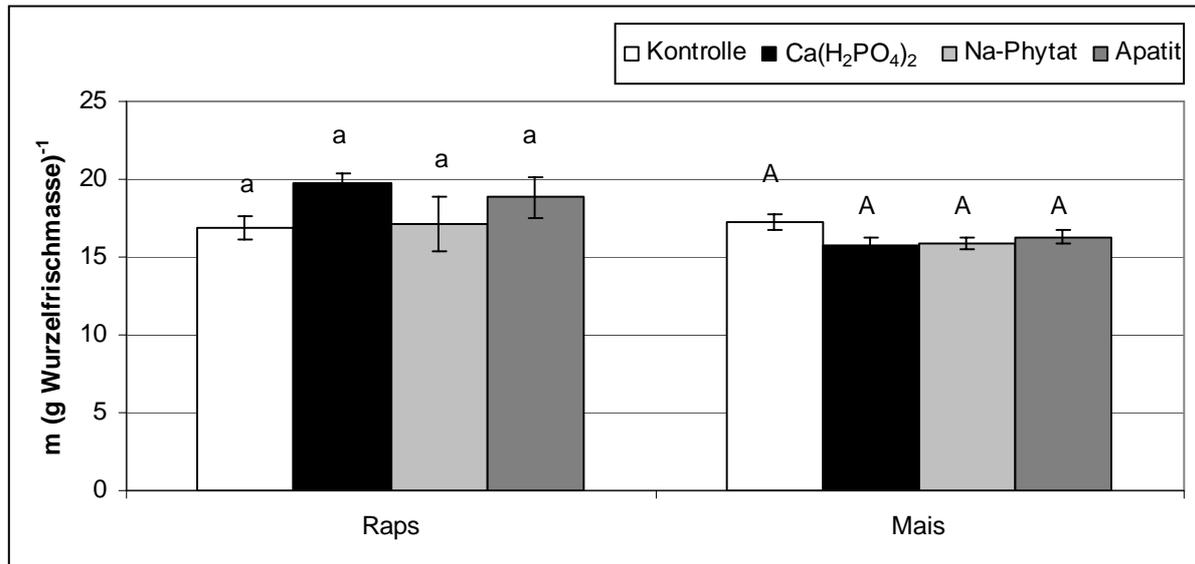


Abb. 69: Wurzelfeinheit von Raps und Mais im Containerversuch [m g^{-1}]. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten ($P = 5\%$).

Bei Raps lag die Wurzelfeinheit zwischen 17 und 20 m g^{-1} , bei Mais bei 16 bis 17 m g^{-1} .

Unter Einbezug der gesamten Wurzelfrischmasse ergaben sich klare Unterschiede. Während sich die Gesamtwurzellänge der Rapspflanzen von Variante zu Variante nicht unterschied, zeigten die Maispflanzen signifikante Unterschiede in ihrer Gesamtwurzellänge (Abb. 70). Die mit Abstand größte Wurzellänge hatten die Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante mit durchschnittlich $7,3 \text{ km}$ pro Container. Die mit dem organischen Phosphat versorgten Pflanzen $1,7 \text{ km}$ pro Container und die sich in ihrer Wurzellänge nicht signifikant voneinander unterscheidenden Varianten Kontrolle und Apatit etwa 1 km Wurzel pro Container.

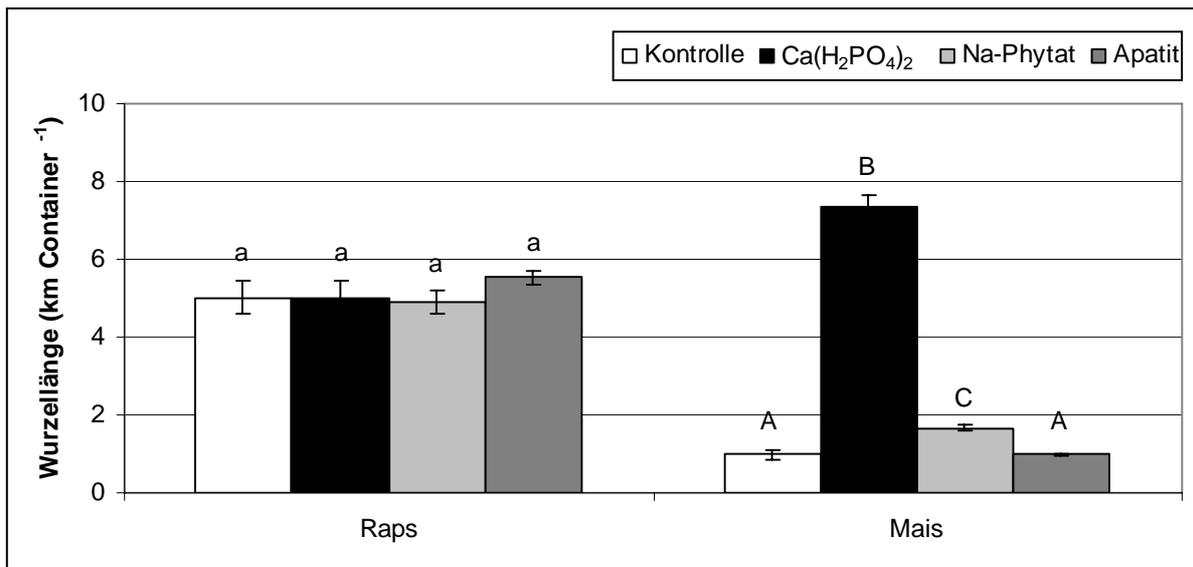


Abb. 70: Wurzellänge von Raps und Mais im Containerversuch [km Container⁻¹]. Dargestellt sind Mittelwerte aus drei Wiederholungen; sechs Pflanzen pro Gefäß bei Raps; zwei Pflanzen pro Gefäß bei Mais. Unterschiedliche Buchstaben zeigen einen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten (P = 5%).

Anhand der relativen Darstellung dieser Ergebnisse in Abbildung 71 lässt sich der Unterschied zwischen Raps und Mais noch weiter verdeutlichen. Während die Gesamtwurzellänge der Maispflanzen in der Ca(H₂PO₄)₂-Variante gegenüber der Kontrolle im Versuchsverlauf um 86% zunahm, gab es in dieser Variante bei den Rapspflanzen gegenüber der Kontrolle keine Veränderung der Wurzellänge. Ähnliches lässt sich in den mit Na-Phytat gedüngten Varianten feststellen. Die Maispflanzen dieser Variante erfuhren im Versuchsverlauf eine Zunahme ihrer Gesamtwurzellänge um 40%, bei den Rapspflanzen trat auch hier keine Veränderung der Wurzellänge ein. Bei den mit Apatit versorgten Rapspflanzen trat eine leichte Zunahme der Gesamtwurzellänge gegenüber der Kontrolle auf (9%), die jedoch nicht signifikant war. Die Maispflanzen zeigten in dieser Variante keine Veränderung ihrer Gesamtwurzellänge gegenüber der Kontrolle.

Bei Mais kam es durch die Zugabe von Phosphat in allen Versuchsvarianten zu einem Anstieg des P-Entzuges (Abb. 67). Parallel zu diesem Anstieg nahm auch die Gesamtwurzellänge der Pflanzen in den Containern zu, wie aus Abbildung 71 hervorgeht. Lediglich in der Apatit-Variante blieb die Wurzellänge gegenüber der Kontrolle gleich. Dem gegenüber steht die Entwicklung bei Raps. Wie aus Abbildung 66 zu entnehmen ist kam es durch die P-Düngung in allen Varianten bei Raps gegenüber der Kontrolle ebenfalls zu einer Zunahme des P-Entzuges, der jedoch nicht mit einer Veränderung der Gesamtwurzellänge im Versuchsverlauf einherging. Eine Ausnahme bildete auch hier die Apatit-Variante, in der die Wurzellänge um 9% im Versuchsverlauf zunahm. Raps zeigte im Gegensatz zu Mais bei einer

Zunahme des P-Entzuges in den Varianten Phytat und $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ keine parallele Zunahme der Wurzellänge (Abb. 71).

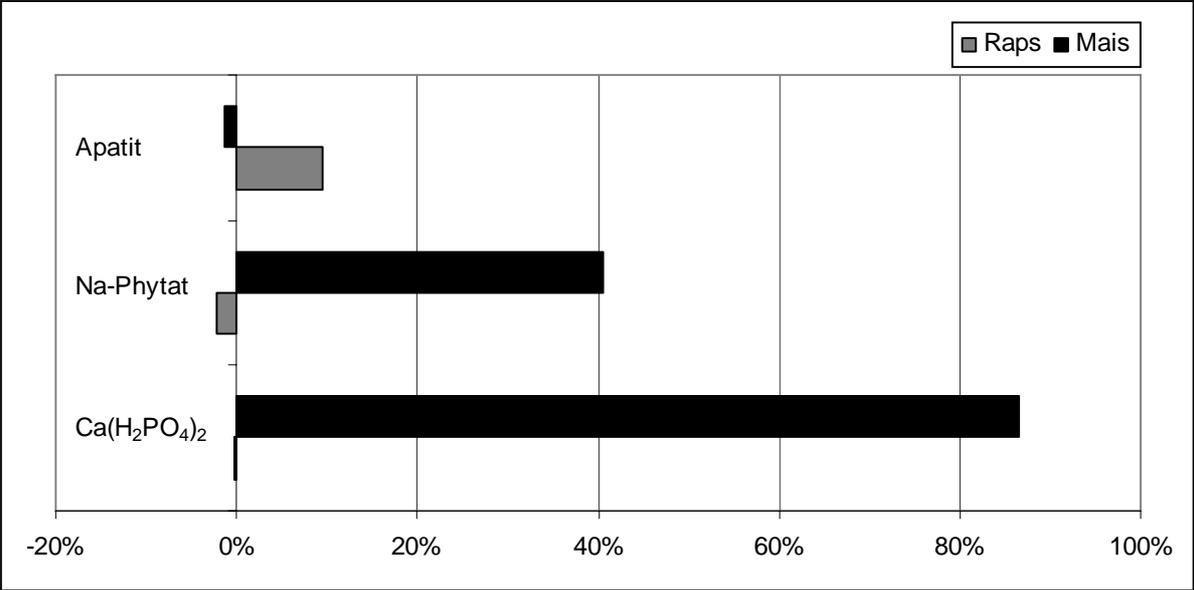


Abb. 71: Prozentuale Entwicklung der Wurzellänge bei Raps und Mais in Bezug auf die jeweilige Kontrolle.

4 Diskussion

Es sollte geklärt werden, inwieweit stabile Phosphate durch Routinebodenuntersuchungsmethoden erfasst werden können und inwieweit Phosphat aus diesen P-Quellen durch die eingesetzten Versuchspflanzen angeeignet werden kann. Daraus folgend sollte im Falle einer P-Aneignung eine Aussage darüber ermöglicht werden, ob die Bodenuntersuchungsmethoden einen relevanten Beitrag zur Abschätzung der P-Nachlieferung leisten können. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen zeigen die Schwächen der derzeitigen praktischen Vorgehensweise, geben aber auch einen Hinweis darauf, wie mögliche Verbesserungen aussehen könnten.

Das zentrale Ziel der Arbeit war festzustellen, ob Pflanzen sich die Phosphate der stabilen P-Fraktion aneignen können und gegebenenfalls zu charakterisieren, inwieweit sich verschiedene Pflanzen diesbezüglich unterscheiden. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen untermauern weitgehend frühere Ergebnisse zu den Aneignungsmechanismen verschiedener Pflanzen, zeigen aber zum Teil auch deutliche Diskrepanzen zu den praktischen Ergebnissen und theoretischen Überlegungen anderer Arbeiten.

Ein zusätzliches Ziel dieser Arbeit war es aufzudecken, ob es sich bei der Aneignung stabiler Phosphate durch Pflanzen um eine physiologische Mobilisierungsleistung handelt, oder ob die Aneignung im Zusammenhang mit der Wurzelmorphologie der verschiedenen Versuchspflanzen steht. Auch zu dieser Fragestellung konnten interessante Ergebnisse dargelegt werden, die einen Beitrag zur Aufklärung der pflanzlichen P-Aneignung leisten können.

4.1 Entwicklung der P-Gehalte des Versuchsbodens ohne Bepflanzung

Das im Boden vorliegende Phosphat unterliegt stetigen Veränderungen. Insbesondere Adsorptions- und Desorptionsprozesse sowie Ausfällungs- und Lösungsreaktionen bestimmen seine Bioverfügbarkeit (Hinsinger, 2001). Neben chemischen Einflüssen, wie beispielsweise dem pH-Wert oder dem Gehalt an den Metallen Calcium, Eisen und Aluminium des Bodens, nehmen auch biologische Faktoren Einfluss auf diese Gleichgewichte. Zu diesen biologischen Faktoren zählen neben Pflanzen, die über die Abgabe von Exsudaten durch ihre Wurzeln auf die Rhizosphäre einwirken können, auch die Mikroorganismen des Bodens, die die biologische Aktivität des Bodens maßgeblich bestimmen. Die biologische Aktivität eines

Bodens ist umso höher, je höher der Gehalt an organischer Substanz und Nährstoffen ist. Mikroorganismen können über ihre Respiration zu einer Ansäuerung des Bodens beitragen (Hinsinger *et al.*, 2006). Ferner sind Mikroorganismen zum Teil auch in der Lage, über die Abgabe von Enzymen auf den Boden einzuwirken. Speziell die Abgabe von Phosphatasen durch Mikroorganismen könnte zur Hydrolyse organischer P-Komplexe beitragen (Rhaghotama *et al.*, 2005). In Unterböden ist die Mikroorganismen-tätigkeit jedoch aufgrund der reduzierten Biomasse deutlich geringer als in Oberböden (Jones & Darrah, 1994). Für den eingesetzten Versuchsboden, bei dem es sich um einen Unterboden handelte, konnte entsprechend auch von einer geringen biologischen Aktivität ausgegangen werden. Daher überrascht es nicht, dass es im Verlauf der Bodeninkubation nicht zu hohen Freisetzungsraten von Phosphat aus der mit Na-Phytat gedüngten Variante kam, wie aus Abbildung 6 zu entnehmen ist.

Aus der organischen Fraktion wurden im Verlauf von 5 Wochen 12% des zugegebenen Phosphats durch bodeneigene Prozesse freigesetzt. Weiterhin ist Abbildung 6 zu entnehmen, dass in der mit Apatit gedüngten Variante von der ersten Bodenprobenentnahme an circa 20% des zugegebenen Phosphats mit der CAL-Methode erfasst werden konnte. Zu einer Zu- oder Abnahme dieser Menge kam es aber im weiteren Versuchsverlauf nicht. Die extrahierbare P-Menge in Höhe von 20% in dieser Variante lässt sich mit dem recht niedrigen pH-Wert der CAL-Extraktionslösung erklären (pH 4,1). Durch die Ansäuerung des Bodens bei der Extraktion wurden jeweils 20% des zugegebenen Apatits gelöst. Die Freisetzung kam also nicht durch bodeneigene Prozesse zustande und stand den Pflanzen in den Versuchen entsprechend auch nicht in gelöster Form zur Verfügung. Die in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante bestimmten, gegenüber der Zugabemenge von $100 \text{ mg P (kg Boden)}^{-1}$, reduzierten P-Gehalte können wahrscheinlich Adsorptionsvorgängen zugeschrieben werden. Auch der Rückgang des CAL-extrahierbaren P im Inkubationsverlauf weist darauf hin. In Versuchen von Strauss *et al.* (1997) zur Adsorption von Orthophosphat an einem künstlich synthetisierten Goethit (Fe-Oxid) konnte auch drei Wochen nach Zugabe des Phosphats noch immer eine Reaktivität des Phosphats an der Oberfläche des Fe-Oxids nachgewiesen werden. Dies ist ein Beleg für die Zeitspanne, die Adsorptionsvorgänge einnehmen können. Im Gegensatz zu Versuchen in künstlichen Medien kann in natürlichen Böden durchaus von einer noch längeren Zeitspanne ausgegangen werden, da hier zum Beispiel auch Diffusionsprozesse hinzukommen.

4.2 Eignung von Routinebodenuntersuchungsmethoden zur Erfassung stabiler Bodenphosphate vor dem Hintergrund eines pflanzlichen Aneignungsvermögens

Nach der Zugabe stabil gebundener Phosphate (Na-Phytat / Apatit) zu einem absolut P-armen Boden wurde mit verschiedenen, in der Routineanalytik gängigen, Untersuchungsverfahren der Boden hinsichtlich des extrahierbaren Phosphats analysiert. Alle getesteten Methoden (CAL, DL, Olsen, Mehlich-III, Wasser und EUF) konnten das zugesetzte organische Phosphat gar nicht oder nur in geringsten Mengen aus dem Boden extrahieren wie aus den Abbildungen 7 und 8 hervorgeht. Auch ein zusätzlicher Aufschluss des CAL-Extraktes mittels Nassveraschung konnte nicht zu einer Erhöhung des erfassten Phosphats beitragen. Es kann daher geschlussfolgert werden, dass bereits bei der Extraktion Phytat nicht mit erfasst wurde. Als Grund dafür kommt eine höhere Bindungsfestigkeit aufgrund der Anzahl von P-Gruppen im Phytatmolekül (sechs P-Gruppen) in Frage.

In Bezug auf Apatit besteht in der P-Erfassung durch die genannten Methoden erwartungsgemäß eine starke Abhängigkeit vom pH-Wert der Extraktionslösung und der Dauer der Extraktion. Je niedriger der pH-Wert der Extraktionslösung, desto mehr P konnte aus dem mit Apatit gedüngten Boden extrahiert werden, wie zum Beispiel bei DL gegenüber CAL (Abb. 7). Neben dem pH-Wert der Extraktionslösung spielte vor allem auch die Dauer der Extraktion eine Rolle, wodurch begründet ist, dass beispielsweise mit der Mehlich-III-Extraktion deutlich weniger P extrahiert werden konnte als mit der DL-Extraktion, obwohl der pH-Wert des Mehlich-III-Extraktes noch um annähernd eine pH-Einheit unterhalb dem des DL-Extraktes lag. Schließlich konnten auch in der Bestimmung der P-Gehalte des mit $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ gedüngten Bodens mit den verschiedenen Bodenuntersuchungsmethoden sehr unterschiedliche Ergebnisse ermittelt werden.

Dass es bei der Durchführung unterschiedlicher Bodenuntersuchungsmethoden zu sehr unterschiedlichen Ergebnissen kommt, ist hinlänglich bekannt. Die unterschiedlichen Methoden wurden zum Teil speziell für bestimmte Einsatzgebiete (saure Böden, alkalische Böden, stark fixierende Böden, etc.) entwickelt. Dass organisches Phosphat von diesen Methoden gar nicht berücksichtigt wird, ist hingegen überraschend. Es herrscht in der Anwendung der P-Bodenuntersuchungsmethoden zwar seit Jahrzehnten Unsicherheit darüber, welche P-Formen erfasst werden, es wurde jedoch stets von einem theoretisch einheitlichen P-Aneignungsvermögen aller Pflanzen ausgegangen, weshalb der Begriff des sogenannten

„pflanzenverfügbaren Phosphats“ geprägt wurde. Ausgehend von den P-Gehalten in den Versuchspflanzen wurden Analysemethoden entwickelt, die den mengenmäßigen P-Entzug der Pflanzen widerspiegeln. Aus welcher P-Fraktion das von den Pflanzen entzogene P dabei stammte, spielte keine Rolle. Jedoch führt diese Tatsache, insbesondere vor dem Hintergrund eines pflanzlichen P-Aneignungsvermögens, zu folgenden Problemen:

Es wird organisch gebundenes Phosphat von den untersuchten Kulturpflanzen entzogen (Abb. 36 – 41), jedoch nicht in Bodenanalysemethoden berücksichtigt (Abb. 7 und 8). Die Ergebnisse der Bodenanalyse können daher fälschlicherweise zu dem Schluss eines nicht ausreichenden P-Gehaltes im Boden führen, woraufhin eine überhöhte P-Düngung vorgenommen wird. Zudem wird, wenn eine Methode, wie beispielsweise die DL-Methode, eine Eignung zur Erfassung von apatitischem Phosphat aufweist, nicht das unterschiedliche pflanzliche Aneignungsvermögen berücksichtigt, sondern ausschließlich die Bodeneigenschaften des Standortes. Dadurch kann es ebenfalls zu einer Überschätzung bzw. Unterschätzung des entziehbaren Phosphats kommen.

Zur Lösung dieses Dilemmas müsste eine große Anzahl neuer Analysemethoden entwickelt werden, die sowohl die Bodeneigenschaften als auch die pflanzlichen Fähigkeiten berücksichtigen, was bei der Anzahl an unterschiedlichen Bodeneigenschaften und Kulturpflanzen nahezu unmöglich erscheint. Eine weitere denkbare Möglichkeit in der Bodenanalytik wäre die ausschließliche Berücksichtigung des P-Potentials eines Bodens untergliedert in die einzelnen P-Fractionen, wie es beispielsweise die Fraktionierungsmethode nach Kurmies (1971) erlaubt. Mit einer solchen Methode könnten Informationen über den P-Status des Standortes gewonnen werden. In Verbindung mit Informationen über die P-Aneignungsfähigkeiten von Kulturpflanzen und die Bodeneigenschaften des Standortes wäre auch eine Abschätzung der P-Nachlieferung möglich, wie sie bisher mit den oben genannten Bodenuntersuchungsmethoden versucht wird.

Die P-Fraktionierung nach Kurmies erlaubt, den Großteil des im Boden vorliegenden Phosphats verschiedenen Fraktionen zuzuordnen. Wie aus den Abbildungen 10 bis 13 hervorgeht, lässt sich mit dieser Methode ein sehr genaues Bild von den im Boden vorliegenden P-Formen zeichnen. Das zugegebene Na-Phytat konnte in exakt der dem Boden zugegebenen Menge der organischen P-Fraktion zugeordnet werden. Genauso sah es bei Apatit aus. Auch das zugegebene Rohphosphat konnte in vollständigem Umfang in der Ca-Phosphat-Fraktion wiedergefunden werden.

Wie die Fraktionierung überraschenderweise auch offenbarte, konnte das dem Boden zugegebene aufgeschlossene Ca-Phosphat ($\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$) in der an Fe- und Al-Oxide adsorbierten Fraktion gefunden werden. Diese Tatsache lässt vermuten, dass das gesamte lösliche $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ direkt nach der Zugabe adsorbiert wurde und nicht erst nach und nach im Versuchsverlauf. Wie Luengo *et al.* (2006) in Adsorptionsversuchen mit einem reinen Fe-Oxid (Goethit) bestätigen konnten, wird Phosphat in zwei Schritten an Eisenoxid adsorbiert. In einer ersten, sehr schnell ablaufenden Reaktion wird das Phosphat zunächst oberflächlich adsorbiert. In einem zweiten, sehr viel langsamer verlaufenden Schritt diffundiert es in die Kristallstruktur der Eisenoxide, wo es ebenfalls adsorbiert wird. Entscheidend dabei ist aber, wie Luengo *et al.* (2007) feststellten, dass das Phosphat, welches in der langsam verlaufenden Reaktion durch Poren in die Eisenoxide vordringt, nicht Phosphat aus der umgebenden Lösung ist, sondern aus der bereits oberflächlich adsorbierten P-Fraktion stammt.

Diese Ergebnisse würden zum einen eine Erklärung für die Beobachtung darstellen, dass das gesamte zugegebene Phosphat in der an Fe- und Al-Oxide adsorbierten P-Fraktion bei der Fraktionierung wiedergefunden wurde. Andererseits würden sie auch einen Erklärungsansatz dafür bieten, dass es im Versuchsverlauf zu einer Abnahme des mit der CAL-Methode erfassbaren Phosphats in der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante kam (Abb. 6).

4.3 Charakterisierung von Versuchspflanzen hinsichtlich ihres P-Aneignungsvermögens

Standortfaktoren prägen die Pflanzenverfügbarkeit von Phosphat am stärksten. Zu diesen Standortfaktoren zählen neben vielen weiteren vor allem die Bodenart, der pH-Wert des Bodens, der Verwitterungszustand und die Bodenfeuchte. Hinzu kommen noch Einflüsse über Mikroorganismen. Die oben genannten Standortfaktoren gehören zu den versuchstechnisch gut kontrollierbaren Parametern. Der Einfluss von Mikroorganismen auf die Pflanzenverfügbarkeit von Phosphat ist versuchstechnisch nicht ohne eine starke Beeinflussung des Bodens (z.B. Sterilisation) regulierbar, jedoch über die Bodenherkunft und Versuche mit unbepflanztem Boden abschätzbar (s. Kap. 4.1). Eine Mykorrhizierung der Versuchspflanzen, die einen starken Einfluss auf die Pflanzenverfügbarkeit von Phosphat haben kann, sowie starke Umsetzungen durch Mikroorganismen waren aufgrund der geringen

biologischen Aktivität des Unterbodens unwahrscheinlich. Außerdem konnten auch bei der Auswaschung der Wurzelsysteme bei keiner Versuchspflanze Pilzhyphen beobachtet werden.

Neben den genannten Faktoren sind Pflanzen aber auch selbst in der Lage ihren Standort zu beeinflussen. In Abhängigkeit von diesen Fähigkeiten konnten in den Vergleichsversuchen in der Klimakammer (Abb. 42 – 47) folgende Beobachtungen gemacht werden:

Es lässt sich klar festhalten, dass Raps in Bezug auf das eingesetzte organische Phosphat Na-Phytat mit Abstand das höchste Aneignungsvermögen aufwies. Die Pflanzenarten Phacelie, Straucherbse und Weiße Lupine zeigten tendenziell höhere Entzüge als die Zuckerrübe, die allerdings nicht signifikant von dieser zu unterscheiden waren. Ebenfalls nicht durch Signifikanzen zu belegen, aber in der Tendenz schlechter, sah es im P-Entzug bei den Versuchspflanzen Mais und Mexikanische Sonnenblume aus. Mais und Mexikanische Sonnenblume schnitten im Vergleich der getesteten Pflanzenarten in ihrem Aneignungsvermögen für Na-Phytat am schlechtesten ab, wenngleich auch sie Na-Phytat zu einem Prozentsatz von 81% (Mais) bzw. 53% (Mexikanische Sonnenblume) gegenüber der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante nutzen konnten (Abb. 42 und 43).

Auch für Apatit konnten pflanzenspezifische Unterschiede in der P-Aneignung festgestellt werden. Raps zeigte auch hier den tendenziell höchsten Entzug, der sich aber, wie auch bei Weißer Lupine, nicht signifikant von dem der Zuckerrübe unterschied (Abb. 46). Tendenziell schlechter sah es bei Phacelie aus (Abb. 45). Hier war der relative P-Entzug der Zuckerrüben höher als der von Phacelie, jedoch auch nicht signifikant. Signifikant war jedoch der Unterschied zwischen Straucherbse und Zuckerrübe, Mexikanischer Sonnenblume und Zuckerrübe und Mais und Zuckerrübe. Die Vergleichspflanze Zuckerrübe zeigte jeweils deutlich höhere relative P-Entzüge als die Versuchspflanzen Straucherbse, Mexikanische Sonnenblume und Mais (Abb. 42 – 44).

Besonders der pH-Wert der Rhizosphäre, der für die Bioverfügbarkeit von Phosphat eine entscheidende Bedeutung hat (Hinsinger, 2001), wird in hohem Maße beeinflusst durch die Einwirkung pflanzlicher Wurzeln auf den sie umgebenden Boden (Hinsinger, 1998; Marschner, 1995). Neumann und Römheld (1999) sowie Bertrand *et al.* (1999) konnten zeigen, dass eine Abgabe von Protonen in die Rhizosphäre als Antwort auf einen P-Mangel erfolgen kann. In den in der Klimakammer angestellten Vergleichsversuchen konnte eine Aneignung des dem Boden zugegebenen Rohphosphates beobachtet werden. Weiterhin

konnte festgestellt werden, dass die eingesetzten Versuchspflanzen im relativen Vergleich deutliche Unterschiede in ihrer Aneignungseffizienz aufwiesen. Während Raps, Weiße Lupine und Zuckerrübe das eingesetzte Rohphosphat als P-Quelle nutzen konnten, blieb diese Quelle Mais, Straucherbse und Mexikanischer Sonnenblume vollständig verwehrt. Auch Phacelie konnte das angebotene Rohphosphat nur in sehr geringem Umfang nutzen (15% des Entzuges der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante). Die höchste relative P-Aneignung hatten die Rapspflanzen (38% des Entzuges der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante).

Die Abscheidung von Protonen (oder $\text{OH}^-/\text{HCO}_3^-$ Ionen) über die Wurzeln in die Rhizosphäre wird häufig im Zusammenhang mit dem Ausgleich der Kationen-Anionen-Bilanz genannt (Hinsinger, 2001). Beispielsweise Pilbeam *et al.* (1993), aber auch Hedley *et al.* (1982) schlussfolgerten aus ihren Versuchen mit Tomatenpflanzen und mit Raps eine ausschließliche Regulation der Protonenabgabe über die Kationen-Anionen-Bilanz. Schubert und Mengel (1985; 1989) konnten durch ihre Arbeiten jedoch diese Annahme widerlegen. So ist eine Protonenabgabe nicht die Folge einer unausgewogenen Bilanz, sondern vielmehr ein aktiver Prozess, und damit der Auslöser eines Ladungsungleichgewichts und eines pH-Gradienten, der die Nährstoffaufnahme antreibt. Bestätigung findet dieses Erkenntnis in den Arbeiten von Moorby (1988) und Neumann und Römheld (1999). Moorby (1988) konnte in Versuchen mit jungen Rapspflanzen nachweisen, dass es trotz eines Kationenüberschusses nicht zwangsläufig zu einer allgemeinen Ansäuerung in der Rhizosphäre kommt. Neumann und Römheld (1999) konnten in Versuchen mit Weißer Lupine zeigen, dass ein Kationenüberschuss vorlag, der jedoch in seiner Höhe nicht ausreichte, die erfolgte Protonenabgabe aufzuwiegen.

Neben der Protonenabgabe wird im Zusammenhang mit einem P-Mangel auch immer wieder die Abgabe organischer Säuren diskutiert. Die Abgabe organischer Anionen wie Citrat und / oder Malat als Antwort auf einen P-Mangel wurde für Weiße Lupine bereits 1983 von Gardner *et al.* beschrieben und seitdem vielfach bestätigt (Dinkelaker *et al.*, 1989; Jungk *et al.*, 1993; Neumann & Römheld, 1999; Kamh *et al.*, 1999; Zhu *et al.*, 2005). Yan *et al.* (2002) konnten in ihren Versuchen mit Weißer Lupine zeigen, dass es bei einem Phosphatmangel zu einer Hochregulierung der Protonenabgabe über die H^+ -ATPase kommt. Weiterhin konnten sie durch ihre Arbeit belegen, dass Protonen und organische Anionen zwar getrennt voneinander in die Rhizosphäre abgegeben werden, die Abgabe jedoch örtlich und zeitlich koordiniert erfolgt (Palomo *et al.*, 2006). Da die Abgabe von organischen Anionen einhergeht

mit der Abgabe von Protonen, ist häufig von der Abgabe organischer Säuren die Rede (Hinsinger, 2001).

Die Nutzung von Rohphosphat durch Weiße Lupine über die Abgabe von Protonen im Bereich ihrer Proteoidwurzeln wurde von Hinsinger und Gilkes (1995) bestätigt. Sie konnten bei der Anzucht von Weißer Lupine in einem alkalischen Boden feststellen, dass die Pflanzen das zugegebene Rohphosphat über eine Ansäuerung der Rhizosphäre mobilisieren und nutzen konnten. In der vorliegenden Arbeit konnte im Vergleich des absoluten Entzuges der Weißen Lupine in der Apatit-Variante gegenüber der Kontrolle (Abb. 41) zwar kein signifikanter Unterschied festgestellt werden, jedoch unterschied sich der Entzug der Pflanzen der Apatit-Variante genauso wenig vom Entzug der Pflanzen der $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)$ -Variante. Ein dennoch vorhandener Unterschied zwischen der Kontrolle und der Apatit-Variante ist dementsprechend hier nicht auszuschließen. Bestätigt wird dies durch den relativen Entzug (Abb. 47), in dem die Weiße Lupine sich in der Apatit-Variante nicht von der Zuckerrübe unterschied.

Die Aneignung von Rohphosphat durch Raps konnte bereits durch Bekele (1983) und Moorby (1988) gezeigt, und mit einer hohen Protonenabscheidungsleistung in Verbindung gebracht werden. Weiterhin konnten Hoffland *et al.* (1989) auch für Raps eine Abgabe von organischen Säuren zeigen und eine konzentrierte Abgabe von organischen Säuren (organischen Anionen und Protonen) im Bereich direkt hinter der Wurzelspitze nachweisen. Außerdem konnten Hoffland *et al.* (1989) bestätigen, dass Raps zur Nutzung von Rohphosphaten in der Lage war, während die ebenfalls eingesetzte Vergleichspflanze Sonnenblume diese nicht nutzen konnte. Die Effizienz von Raps gegenüber Sonnenblume wurde mit der starken Aufkonzentrierung der Exsudate auf eng begrenztem Raum an den Wurzeln von Raps begründet.

Eine Abgabe von organischen Anionen in die Rhizosphäre als Antwort auf einen P-Mangel, wie sie für Raps und Weiße Lupine bestätigt wurde, konnte auch für Zuckerrübe gezeigt werden (Beißner, 1997; Gerke *et al.*, 2000). Eine damit einhergehende Abgabe von Protonen ist entsprechend wahrscheinlich, was die Effizienz von Zuckerrübe für Apatit in den vorliegenden Versuchen bestätigen würde. Dem gegenüber stehen die Versuchsergebnisse von Bhadoria *et al.* (2002). Bhadoria *et al.* (2002) schlussfolgerten aus ihren Versuchen mit Zuckerrübe, dass zwar organische Anionen in die Rhizosphäre abgegeben werden,

Ca-gebundenes Phosphat jedoch nicht mobilisiert wird. In den vorliegenden Versuchen war Zuckerrübe aber in der Lage, das stabile Ca-Phosphat in relativ hohem Maße zu nutzen (vgl. Abb. 35 und 42 – 47).

Die in der Einleitung bereits erwähnten Beobachtungen zur P-Mobilisierung durch Phacelie (Eichler, 2004) finden sich durch die vorliegenden Versuche nicht bestätigt. Phacelie konnte in den vorliegenden Versuchen zwar tendenziell mehr Phosphat aus der Apatit-Variante entziehen als aus der Kontrolle (Abb. 39), dieser Unterschied war jedoch nicht durch Signifikanzen belegbar. Eine gezielte, effiziente Einwirkung der Phacelie auf den pH-Wert der Rhizosphäre über die Abgabe von Protonen ist daher unwahrscheinlich.

Auch für Mais konnte in den Versuchen von Jones und Darrah (1995) sowie von Krafczyk *et al.* (1984) die Abgabe organischer Anionen (bzw. organischer Säuren) gezeigt werden. Die tatsächliche Nutzung von Rohphosphaten durch Mais wurde bisher lediglich auf sauren Böden bestätigt (Szilas *et al.*, 2007; Ramirez und Lizaso, 2006). In den vorliegenden Versuchen konnte keine Wirkung der Maispflanzen auf das Rohphosphat ausgemacht werden. Mais war in der Aneignung von Phosphat aus Apatit im gegebenen Versuchszeitraum ineffizient (Abb. 36 und 42). Es lässt sich vermuten, dass die Abgabe organischer Säuren, bzw. die Fähigkeit von Mais die Rhizosphäre anzusäuern, nicht ausreichte, um einen Effekt zu erzielen. Denn die Abgabe von Carboxylaten ist bei Poaceen um den Faktor 10-50 niedriger als bei Leguminosen (Gerke, 1995). Andererseits wäre denkbar, dass diese Pflanzen erst in einem späteren Stadium ihrer Entwicklung die Fähigkeit zur effizienten Abgabe von Wurzelexsudaten entwickeln. Claassen (2007) konnte in einem Oxisol beobachten, dass Mais in seiner Jugendphase P-ineffizient war, jedoch im weiteren Wachstumsverlauf deutlich effizienter wurde, obwohl sich an der P-Verfügbarkeit nichts geändert hatte, und weder das Wurzelwachstum noch die Mykorrhizierung den erhöhten P-Influx erklären konnten.

Auch Straucherbse konnte das angebotene Apatit nicht nutzen. Bei der Straucherbse handelt es sich, genau wie bei Weißer Lupine, um eine Leguminose. Auch für Straucherbse wurde die Abgabe organischer Säuren in die Rhizosphäre (Ae *et al.*, 1990) sowie die Nutzung von Rohphosphat (Ishikawa *et al.*, 2002) beschrieben. Aber Straucherbse war in den vorliegenden Versuchen im Gegensatz zur Weißen Lupine in der Aneignung von Phosphat aus der Apatitquelle ineffizient und konnte in dieser Variante im Vergleich zur Kontrolle kein Phosphat entziehen (Abb. 38 und 44). Als möglicher Grund kommt zunächst die

Versuchsdauer in Frage, die in den Versuchen von Ishikawa *et al.*, (2002) deutlich länger war (60 Tage) als in den vorliegenden Versuchen (35 Tage). Als weiterer Grund steht bei Straucherbse jedoch die N-Ernährung zur Diskussion. Werden Leguminosen mit mineralischem Stickstoff über den Boden versorgt, kommt es nicht zur Ausbildung der für sie typischen symbiontischen N₂-Fixierung. Sind sie hingegen nicht mit ausreichenden Mengen an mineralischem Stickstoff über den Boden versorgt, so können sie sich über die N₂-Fixierung den Luftstickstoff aneignen. Die Konsequenz dieser Form der Stickstoffaneignung ist eine Abnahme der Anionenaufnahme relativ zur Kationenaufnahme über die Wurzel aus dem Boden und somit eine Verschiebung des Kationen-Anionen-Gleichgewichts bei der Nährstoffaufnahme. Die Kapazität der Pflanzen, Protonen in die Rhizosphäre abzugeben, und Phosphat aus Rohphosphatquellen zu nutzen, wird dadurch deutlich erhöht (Marschner, 1995). In den vorliegenden Versuchen wurden die Pflanzen mit Ammoniumnitrat ernährt, zu einer symbiontischen N₂-Fixierung kam es daher nicht. In den Versuchen von Ishikawa *et al.* (2002) wurde Straucherbse hingegen zwar mit Stickstoff über den Boden versorgt, jedoch in relativ geringen Mengen (50 mg N kg⁻¹ Boden) bei einer Versuchsdauer von 60 Tagen. Die Ausbildung einer Symbiose zur N₂-Fixierung ist entsprechend nicht auszuschließen, und somit auch nicht die damit einhergehende, erhöhte Abgabe von Protonen in diesen Versuchen. Natürlich ist auch eine spezifische Protonenabgabe aufgrund des P-Mangels, wie sie für Weiße Lupine bestätigt wurde, bei Ishikawa *et al.* (2002) nicht auszuschließen, jedoch erscheint sie aufgrund der vorliegenden Ergebnisse bei Straucherbse eher unwahrscheinlich.

Mexikanische Sonnenblume zeigte in Versuchen von George *et al.* (2002) unter den bei ihnen gegebenen Versuchsbedingungen eine Ansäuerung der Rhizosphäre, während unter Mais keine Veränderung des pH-Wertes festgestellt werden konnte. Es wurde aufgrund von Bodenuntersuchungen vermutet, dass Mexikanische Sonnenblume Phosphate nutzen kann, zu deren Nutzung Mais nicht im Stande ist. Begründet wurde dies mit einer möglichen Abgabe organischer Säuren. Eine tatsächliche Nutzung von Rohphosphaten durch Mexikanische Sonnenblume wurde bisher noch nicht überprüft. In den vorliegenden Versuchen zeigte sich Mexikanische Sonnenblume gegenüber apatitischem Phosphat nicht effizienter als Mais (Abb. 37 und 43). Der Grund für die Ansäuerung der Rhizosphäre unter Mexikanischer Sonnenblume in den Versuchen von George *et al.* (2002) könnte eine Mykorrhizierung der Versuchspflanzen sein. Wie Yao *et al.* (2001) nachweisen konnten, kann auch eine Mykorrhizierung zu einer pH-Absenkung führen. Die Versuche von George *et al.* (2002)

wurden mit Oberboden durchgeführt. Aufgrund der hohen biologischen Aktivität in Oberböden erscheint eine Mykorrhizierung denkbar. Jedoch erscheint es in einem solchen Fall ungewöhnlich, jedoch nicht unmöglich, dass es nicht auch bei Mais zu einer Mykorrhizierung gekommen sein sollte. Denn es wird vermutet, dass bei über 90% aller Gefäßpflanzen eine enge symbiontische Beziehung zwischen Pflanzenwurzeln und Pilzen besteht (Raven *et al.*, 1987). Ausnahmen bilden unter anderem sowohl die Familien der Brassicaceen und Chenopodiaceen als auch Pflanzen der Gattung *Lupinus* (Appuhn, 2004). Sowohl für Mais als auch für Mexikanische Sonnenblume ist ein hoher Mykorrhizierungsgrad bekannt (Nurlaeny *et al.*, 1996; George *et al.*, 2002).

Die effiziente Nutzung von Rohphosphat durch Raps wurde in verschiedenen Arbeiten auch immer wieder mit einer hohen Ca-Aufnahmerate begründet (Moorby *et al.*, 1988; Hinsinger & Gilkes, 1997). Eine hohe Ca^{2+} -Aufnahmerate bewirkt eine Entfernung von Calcium aus dem Lösungs- / Fällungsgleichgewicht des Rohphosphates und damit eine Verschiebung in Richtung Lösung. Hoffland *et al.* (1989) konnten in ihren Versuchen eine hohe Ca^{2+} -Aufnahmerate als Grund für die Effizienz von Raps jedoch nicht belegen. Weder trat eine Veränderung der P-Effizienz aufgrund unterschiedlicher Ca^{2+} -Gehalte im Boden auf, noch konnte in den Pflanzen ein erhöhter Ca^{2+} -Gehalt unter P-Mangel festgestellt werden. In den Versuchen in der Klimakammer konnten bei Mais, Mexikanischer Sonnenblume, Straucherbse, Zuckerrübe und Raps erhöhte Ca^{2+} -Konzentrationen in der Trockenmasse der mit Apatit gedüngten Pflanzen gegenüber den mit $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ gedüngten Pflanzen festgestellt werden. Lediglich Phacelie und Weiße Lupine zeigten diesen Effekt nicht. Die Ca^{2+} -Konzentration lässt jedoch keinen Vergleich mit der P-Aneignung zu. Erst die Berechnung des Gehaltes liefert die Möglichkeit dazu. Während Mais, Mexikanische Sonnenblume und Straucherbse in der Apatit-Variante Ca^{2+} -Gehalte zwischen 16,56 mg Ca^{2+} (Mexikanische Sonnenblume) und 43,35 mg Ca^{2+} (Mais) aufwiesen, waren diese bei Phacelie, Weißer Lupine, Zuckerrübe und Raps um das 3,5 bis 34-fache höher (Abb. 24). Den höchsten Gehalt wies in Übereinstimmung mit den Ergebnissen von Moorby (1988) und Hinsinger und Gilkes (1997) Raps auf. Aufgrund der festgestellten P-Aneignung aus Apatit durch Raps, Zuckerrübe und Weiße Lupine und dem damit einhergehenden jeweils hohen Ca^{2+} -Gehalt im Vergleich zu den P-aneignungsineffizienten Spezies Mais, Mexikanische Sonnenblume und Straucherbse in dieser Variante kann von einem Zusammenhang zwischen der Mobilisierung des Apatit und der Aufnahme höherer Mengen an Calcium ausgegangen werden.

Die Nutzung des dem Boden zugesetzten $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ war in allen Versuchen und über alle Pflanzenarten hoch und diente als Bezugsbasis für die Aneignungseffizienz der Versuchspflanzen für organisch gebundenes Phosphat und unaufgeschlossenes, mineralisches Phosphat. Davon ausgehend, dass dieses Phosphat, wie bereits in Kapitel 4.2 dargelegt wurde, zu den adsorbierten Phosphaten zählt, lässt dies den Schluss zu, dass adsorbierte Phosphate nicht zu der als „stabil“ definierten Phosphatfraktion zählen, sondern der labilen P-Fraktion zuzuordnen sind.

Neben der Beeinflussung des pH-Wertes haben Pflanzen über die Abgabe von Enzymen in die Rhizosphäre die Möglichkeit, Umsetzungsreaktionen in diesem Bereich zu katalysieren. Generell wird angenommen, dass Pflanzen nur in der Lage sind anorganisches Phosphat aus der Bodenlösung aufzunehmen, weshalb organisches Phosphat zunächst hydrolysiert werden muss (Marschner, 1995; Tarafdar & Marschner, 1995; Seeling & Jungk, 1996; Hayes *et al.*, 2000b; He *et al.*, 2003). Laut Nuruzzaman *et al.* (2006) sind die meisten Pflanzenspezies prinzipiell in der Lage, organische Phosphate zusätzlich zu anorganischen Phosphaten aufgrund der Abgabe von Phosphatasen in die Rhizosphäre zu nutzen. Das Vorkommen von Phosphatasen in der Rhizosphäre wurde bereits von Tarafdar und Jungk (1987) nachgewiesen und mit der Hydrolyse organischer Phosphate in Verbindung gebracht. Tarafdar und Claassen (1988) sowie Goldstein *et al.* (1988) konnten die Abgabe saurer Phosphatasen über die Wurzeln nachweisen. Saure Phosphatasen kommen in der Rhizosphäre der meisten Pflanzen unter P-Mangel vor (Nuruzzaman *et al.*, 2006; Machado *et al.* 2004). Pflanzen unterscheiden sich in ihrer Fähigkeit Phosphatasen abzuscheiden und in ihrer Enzymaktivität (Duff *et al.*, 1994; Yan *et al.*, 2001; Yadav & Tarafdar, 2001). Die Aktivität der Phosphatasen ist normalerweise erhöht, wenn geringe Konzentrationen an löslichem, anorganischem Phosphat vorliegen (Adams & Pate, 1992). Phytat ist die in Böden am weitesten verbreitete organische P-Form und macht im Boden bis zu 50% des organisch gebundenen Phosphats aus (Anderson, 1980). Eine Nutzung des Phosphats aus dieser Quelle wäre also von großer Bedeutung für die Ernährung von Kulturpflanzen.

In den vorliegenden Versuchen konnten alle Versuchspflanzen das, dem Boden zugegebene, Na-Phytat als Phosphatquelle nutzen und es dem Boden in unterschiedlicher Höhe entziehen. Den prozentual im Vergleich zur $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Variante und im Direktvergleich mit der Zuckerrübe höchsten Entzug zeigte wiederum Raps (96% im Vergleich zur

Ca(H₂PO₄)₂-Variante). Der Raps entzog dem Boden relativ zur Ca(H₂PO₄)₂-Variante signifikant mehr Phosphat als die Zuckerrübe (Abb. 46). In keinem anderen Versuch war der Unterschied im Entzug einer Versuchspflanze gegenüber Zuckerrübe signifikant. Der Direktvergleich mit Zuckerrübe lässt eine Einordnung der Pflanzen nach ihrer Effizienz zu (vgl. Abb. 42 – 47). Demnach waren Mais und Mexikanische Sonnenblume in den durchgeführten Versuchen tendenziell ineffizienter bezüglich Na-Phytat als die übrigen Versuchspflanzen (jeweils im Vergleich zu Zuckerrübe). Trotzdem konnten sie noch 81% (Mais) bzw. 53% (Mexikanische Sonnenblume) des Phosphatentzuges der Pflanzen der Ca(H₂PO₄)₂-Variante entziehen. Phacelie, Straucherbse und Weiße Lupine zeigten einen tendenziell höheren Entzug als die jeweilige Vergleichspflanze Zuckerrübe (nicht signifikant). Jedoch variierte auch hier der Entzug bezogen auf die Ca(H₂PO₄)₂-Variante zwischen 71% (Weiße Lupine) und 97% (Phacelie) bzw. 99% (Straucherbse). Die prozentualen Angaben sind jedoch mit Vorsicht zu bewerten, da der prozentuale Entzug der Zuckerrübe und damit die Vergleichsbasis in der Na-Phytat-Variante auch starken Schwankungen zwischen den einzelnen Versuchen unterlag. Zusammenfassend kann festgehalten werden, dass alle Pflanzen in den durchgeführten Versuchen Phytat in hohem Maße als Phosphatquelle nutzen konnten.

Die Nutzbarkeit der organischen Phosphatquellen DNA, RNA, Phospholipide (Glycerophosphat), Glucosephosphat und Lecithin wurde in früheren Versuchen bereits bestätigt (Tarafdar und Claassen (1988); Adams und Pate (1992); Hayes *et al.* (2000a)), jedoch herrscht Uneinigkeit darüber, in welchem Maße Phytat zur P-Ernährung beiträgt. Die in der Literatur beschriebenen Versuche, in denen Phytat als Phosphatquelle eingesetzt wurde, variieren stark in ihren Ergebnissen. Während Tarafdar und Claassen (1988) sowohl in sterilem als auch in nicht sterilem Medium die Nutzung von Phytat durch verschiedene Versuchspflanzen zeigen und damit die Bestätigung für die vorliegenden Versuche liefern konnten, zeigten Hayes *et al.* (2000a) in Versuchen mit verschiedenen Versuchspflanzen in sterilem Medium eine in Abhängigkeit von der Pflanzenart stark variierende, jedoch weitestgehend geringe Nutzung des zugegebenen Phytats als P-Quelle. Adams und Pate (1992) hingegen konnten in ihren Versuchen mit Weißer Lupine in Sandkultur wiederum eine Nutzung des zugegebenen Phytats entsprechend einem aufgeschlossenen anorganischen Phosphat nachweisen. Auch Findenegg und Nelemans (1993) konnten die Hydrolyse von Phytat sowie die Nutzung des dadurch freigewordenen anorganischen Phosphats in Sandkultur zeigen. In gewachsenen natürlichen

Böden war die Nutzung bzw. Freisetzung des Phosphats aus Phytat in den Versuchen von Adams und Pate (1992) und Findenegg und Nelemans (1993) aber jeweils schlechter als in künstlichen Medien (Sand), was Hayes *et al.* (2000b) auf Adsorptions- und Fällungsreaktionen in den natürlichen Böden zurückführten, denen, ähnlich wie anorganisches Phosphat, auch Phytat ausgesetzt ist (Ognalaga, 1994). Auch Beißner und Römer (1996) postulierten, dass die Verfügbarkeit von Phytat-P von seiner Mobilität im Boden beschränkt wird.

Laut McKercher und Anderson (1989) konkurrieren Inositol-Phosphate und Orthophosphate in neutralen und alkalischen Böden stark um Sorptionsstellen. In Böden mit hoher P-Bindungskapazität ist demnach Phytat auch stark adsorbiert bzw. gefällt und kann entsprechend weniger durch Phosphatasen hydrolysiert werden. Im Widerspruch zu der Annahme von Hayes *et al.* (2000a) und den Ergebnissen von Adams und Pate (1992) sowie Findenegg und Nelemans (1993) stehen jedoch neben den vorliegenden Ergebnissen auch die Ergebnisse der Versuche von Tarafdar und Claassen (1988), da hier auf neutralen, nicht künstlichen Böden Phytat in hohem Maße genutzt werden konnte. Laut Adams und Pate (1992) sowie Hayes *et al.* (2000b) könnte der Grund für die eingeschränkte Nutzbarkeit des Phytat-P in ihren Versuchen im Zusammenhang mit der Abgabe bzw. nicht-Abgabe organischer Anionen stehen, die über den gleichen Wirkmechanismus auf Phytat wirken könnten, wie auf anorganisches Phosphat. Neben der bereits oben beschriebenen ansäuernden Wirkung organischer Säuren haben organische Anionen durch ihre Fähigkeit zur Komplexbildung noch weiteren Einfluss auf die P-Freisetzung aus dem Boden (Eggle *et al.*, 2003). Gerke (1995) untergliederte die Wirkungsweise der organischen Anionen in drei chemische Mechanismen: (I) direkter Ligandenaustausch, bei dem das an Fe- oder Al-(Oxy)hydroxide gebundene Phosphat durch organische Anionen ersetzt wird; (II) Komplexbildung von Fe- und Al-Spezies, die als P-Sorptionsstellen dienen und (III) eine Zunahme der negativen Ladungen an der Festphase des Bodens durch die Adsorption organischer Anionen. Würden organische Anionen tatsächlich in oben genannter oder ähnlicher Weise auf die Adsorption und Fällung von Phytat wirken, so wäre nicht die Enzymaktivität der abgegebenen Phosphatasen, sondern die Anlieferung des Phytats an die Wurzel das entscheidende Kriterium für die Nutzung des Phytat-P. Da Pflanzen sich jedoch in der Abgabe organischer Anionen in die Rhizosphäre stark unterscheiden, sowohl in der Zusammensetzung der Exsudate als auch in der Menge der abgeschiedenen organischen Anionen (Hinsinger, 2001; Neumann und Römheld, 1999), sollte in den vorliegenden

Versuchen dann prinzipiell mit deutlich größeren Unterschieden zwischen den Pflanzenarten zu rechnen gewesen sein.

Ein möglicher Grund für die verhältnismäßig geringen Unterschiede zwischen den Pflanzenarten in den vorliegenden Versuchen könnte jedoch der hohe Rhizosphärenanteil in den genutzten Mitscherlichgefäßen sein. Aufgrund des hohen Rhizosphärenanteils könnten die Pflanzen direkt über die Abgabe saurer Phosphatasen auf das Phytat eingewirkt haben, die Desorption über die Abgabe organischer Anionen dadurch an Bedeutung verloren haben. Dies würde weiterhin bedeuten, dass es in einem größeren Bodenvolumen zu deutlicheren Unterschieden kommen müsste. Die Ergebnisse aus dem vorliegenden Containerversuch, in dem ein deutlich größeres Bodenvolumen eingesetzt wurde, zeigen, dass sich die eingesetzten Versuchspflanzen Raps und Mais hier deutlicher in ihrer Fähigkeit unterschieden, Phytat zu nutzen (Abb. 68).

Für die Unterschiede in der P-Aneignung bzw. P-Freisetzung der Versuche von Adams und Pate (1992) und Findenegg und Nelemans (1993) in natürlichen Böden gegenüber den vorliegenden Versuchen in halbnatürlichem Versuchsboden kommen verschiedene Ursachen in Frage. Es wäre denkbar, dass die jeweils eingesetzten Versuchspflanzen über ihre unterschiedliche Fähigkeit zur Exsudation organischer Anionen Hauptgrund für die Unterschiede sind. Wie Gerke *et al.* (2000) darlegen konnten, sind verschiedene organische Anionen in unterschiedlich starkem Maße dazu in der Lage, Phosphat zu mobilisieren. Citrat zeigte knapp gefolgt von Oxalat die höchste Effizienz, während Malat und Oxalacetat deutlich ineffizienter waren. Dieser Grund lässt sich hier jedoch ausschließen, da die in den Versuchen von Adams und Pate (1992) und Findenegg und Nelemans (1993) verwendeten Versuchspflanzen Weiße Lupine und Mais auch in den vorliegenden Vergleichsversuchen in der Klimakammer eingesetzt wurden und darüber hinaus jeweils eine hohe Effizienz gegenüber Phytat zeigten.

Als weiterer möglicher Grund für die Unterschiede kommt die P-Bindungskapazität der Böden in Frage. Der jeweils eingesetzte natürliche Boden bei Adams und Pate (1992) und Findenegg und Nelemans (1993) kann im Vergleich zu dem in den Vergleichsversuchen eingesetzten Versuchsboden noch eine sehr viel höhere P-Bindungskapazität aufgewiesen haben.

Auch Mikroorganismen sind teilweise in der Lage, über die Abgabe von Phosphatasen hydrolytisch auf die Fraktion der organischen Phosphate zu wirken (Tarafdar und Claassen, 1988; Tarafdar und Marschner, 1994; Richardson, 1997; Read *et al.*, 2002). Stimuliert wird die Aktivität von Mikroorganismen zudem durch die Präsenz organischer Anionen (Ström, 2001; Egle, 2003). Wie früher bereits dargelegt, war die biologische Aktivität des in den vorliegenden Versuchen eingesetzten Versuchsbodens als gering einzuschätzen. Über die Abgabe organischer Anionen im Versuchsverlauf ist jedoch auch eine Zunahme der biologischen Aktivität und eine damit verbundene Hydrolyse von Phosphat aus Phytat-P nicht auszuschließen. Ohne die Einwirkung von Pflanzenwurzeln kam es, wie zuvor dargelegt, nicht zu einer starken Hydrolyse in der Phytat-Variante.

4.4 Physiologisches Aneignungspotential oder Bedeutung der Wurzelmorphologie ?

Wie in den Versuchen zum Aneignungspotential festgestellt werden konnte, sind Pflanzen durchaus in der Lage, sich stabile Phosphate anzueignen. Dies ist jedoch stark abhängig von den Standortbedingungen sowie der eingesetzten Pflanzenart. Wie in den bisherigen Ausführungen dargelegt wurde, ist eine tatsächliche Mobilisierung dieser stabilen Phosphate über physiologische Aneignungsstrategien wahrscheinlich. Es kann aber nicht ausgeschlossen werden, dass auch wurzelmorphologische Charakteristika der Versuchspflanzen eine Rolle spielen. Wie Hill *et al.* (2006) belegen konnten, haben Pflanzen, insbesondere unter P-Mangel, in unterschiedlich starkem Maße die Möglichkeit ihre Wurzelmorphologie zu modifizieren. Außer intrinsisch vorgegebenen Komponenten der Wurzelmorphologie (bspw. Wurzelhaare) können Komponenten wie Wurzelradius und Wurzellänge unter P-Mangelbedingungen verändert werden und die P-Aneignung beeinflussen. In den Einzelversuchen in der Klimakammer zeigten Mais und Raps jeweils gegenüber Zuckerrübe unterschiedliche Effizienzen in der Aneignung von Phosphat aus Apatit und Phytat. Deshalb wurden sie für den Containerversuch als Versuchspflanzen ausgewählt.

Durch das deutlich größere Bodenvolumen in dem Containerversuch konnte von einer Reduktion des Rhizosphärenanteils pro Gramm Boden ausgegangen werden, was natürlichen Bedingungen im Feld näher kommt als die Bedingungen in einem Bodenvolumen von 6 kg. Damit verbunden kann angenommen werden, dass die Konzentration und Wirkung von Exsudaten abnimmt und somit die Anpassungen in der Wurzelmorphologie (z.B. Wurzellänge) an Bedeutung gewinnen. Es konnte im Containerversuch zunächst

festgestellt werden, dass die P-Aneignungseffizienz sowohl von Raps als auch von Mais grundsätzlich den Ergebnissen aus den Vergleichsversuchen in der Klimakammer entsprach (Abb. 68) (vgl. auch Abb. 42 und 46).

Raps zeigte sich im Vergleich zu Mais effizienter in der P-Aneignung aus Apatit und Phytat. Der Unterschied in der P-Aneignung aus Phytat war, wie bereits in Kapitel 4.3 dargelegt, im Containerversuch noch deutlicher ausgeprägt, als im relativen Vergleich in der Klimakammer. Die Messung der Wurzellängen von Raps und Mais in den Containern ergaben aber bei keiner der beiden Pflanzenarten Unterschiede in der Wurzelfeinheit zwischen den verschiedenen P-Düngungsvarianten (Abb. 69). Die Gesamtwurzellängen hingegen unterschieden sich bei Mais parallel zu den Unterschieden in der P-Aneignung stark zwischen den Varianten (Abb. 70). Bei Raps dagegen nicht. Hier unterschied sich zwar, genau wie bei Mais, die P-Aneignung aus den verschiedenen Varianten, die Gesamtwurzellänge jedoch nicht. Aus diesem erkennbaren Zusammenhang zwischen Gesamtwurzellänge und P-Aneignung kann jedoch nicht geschlossen werden, dass Mais lediglich aufgrund seiner unterschiedlichen Wurzellänge in den verschiedenen Varianten mehr oder weniger P aufnehmen konnte, während Raps dies aufgrund von spezifischen Aneignungsmechanismen konnte. Es muss berücksichtigt werden, dass Pflanzen über die gesamte Versuchsdauer bereits Phosphat aufnehmen und nicht erst nach der vollständigen Ausbildung des Wurzelsystems. Insofern ist das Wurzelwachstum nicht von der P-Aufnahme unabhängig. Die Wurzellänge zum Versuchsende ist lediglich eine Momentaufnahme, während der Prozess der P-Aneignung über die gesamte Versuchsdauer stattfindet. Dementsprechend kann es auch durch die P-Aufnahme erst zu dem guten Wurzelwachstum gekommen sein.

Aus der Betrachtung der prozentualen Entwicklung der Wurzellänge in den einzelnen Varianten gegenüber der Kontrolle (Abb. 71) lässt sich aber annehmen, dass bei Maispflanzen der jeweilige P-Entzug direkt zu Wurzelwachstum führte, bei Rapspflanzen jedoch nicht. In diesem Fall kann bei Raps tatsächlich von mobilisierungseffizienter Pflanze gesprochen werden, da sie unabhängig von ihrer Wurzellänge verschiedene stabile P-Formen mobilisierte. Mais wäre dann weit weniger mobilisierungseffizient, da bei Mais auch die Wurzellänge einen Einfluss hatte.

5 Zusammenfassung

In der vorliegenden Arbeit sollte zunächst geklärt werden, in welchem Maße stabil gebundene Phosphate wie Apatit und Phytat in einem Boden durch Routinebodenuntersuchungsmethoden erfasst werden können. Vor dem Hintergrund einer denkbaren Aneignung dieser P-Quellen durch aneignungseffiziente Pflanzen sollte dadurch eine Bewertung der Methoden hinsichtlich ihrer Eignung zur Erfassung stabiler Phosphate ermöglicht werden. Das Hauptziel der Arbeit war, festzustellen, ob Pflanzen sich die Phosphate der stabilen P-Fraktion aneignen können. Dabei sollten Unterschiede in der Aneignungseffizienz zwischen den Pflanzenarten herausgestellt werden. Schließlich sollte die Aneignung stabiler Phosphate durch Pflanzen noch dahingehend untersucht werden, ob es sich bei der Aneignung aus dem Boden um eine echte Mobilisierungsleistung durch eine physiologische Anpassung handelt, oder ob die Aneignung im Zusammenhang mit der Wurzelmorphologie der verschiedenen Versuchspflanzen steht.

Nach Zugabe unterschiedlicher stabiler P-Formen zu einem P-armen Boden konnte nach Analyse der Bodenproben mit verschiedenen Bodenuntersuchungsverfahren (CAL, DL, Olsen, Mehlich-III, P-Wasser, EUF) festgestellt werden, dass keine der gängigen Routinebodenanalysen eine Eignung aufwies, das dem Boden zugesetzte organische Phosphat Phytat zu erfassen. Das zugegebene apatitische Phosphat zeigte eine stark variierende Erfassbarkeit in Abhängigkeit von der Untersuchungsmethode. Hingegen konnte gezeigt werden, dass die P-Fraktionierung nach Kurmies (1971) eine exakte Erfassung aller zugegebenen Phosphatformen in Höhe der jeweils gedüngten Menge erlaubte.

In Vergleichsversuchen in der Klimakammer mit verschiedenen Versuchspflanzen konnte festgestellt werden, dass Pflanzen durchaus in der Lage sind, sich Phosphate der stabilen P-Fraktion anzueignen. Insbesondere Phytat konnte von allen Pflanzen in hohem Maß genutzt werden. Andererseits konnte gezeigt werden, dass die Versuchspflanzen sich in ihrer Fähigkeit, sich die stabilen Phosphate anzueignen, deutlich unterschieden. Während Raps (*Brassica napus* L.), gefolgt von Zuckerrübe (*Beta vulgaris* L. var. *altissima* Döll), Weißer Lupine (*Lupinus albus* L.) und Phacelie (*Phacelia tanacetifolia* Benth.) Phosphat aus dem zugesetzten Apatit anzueignen vermochte, konnten Mais (*Zea mays* L.), Mexikanische Sonnenblume (*Tithonia diversifolia* (Hemsley) Gray) und Straucherbse (*Cajanus cajan* L.) keinerlei Phosphat in dieser Variante entziehen.

Um festzustellen, ob es sich bei den Unterschieden in der Aneignungsleistung verschiedener Pflanzen um physiologisch oder wurzelmorphologisch bedingte Effekte handelt, wurden Raps und Mais in einem Versuch in Großgefäßen (Containern) miteinander verglichen. Dabei ließen sich zum einen die Ergebnisse aus den Vergleichsversuchen in der Klimakammer bestätigen. Zum anderen konnte durch die Messung der Wurzellängen ein Hinweis darauf gefunden werden, dass es sich bei der erhöhten P-Aneignungsleistung durch Raps um eine physiologische Mobilisierungsleistung handelt.

6 Summary

The first aim of this thesis was to investigate whether stable phosphates such as apatite and phytate are detectable by routine soil-testing methods. Particularly with regard to a possible acquisition of these P forms by efficient plant species, it was of interest to investigate the degree to which these stable phosphates are detectable in soil. The objective of this work was to further quantify if plants are able to acquire P from stable bound P sources added to a P-deficient soil. Differences in the ability of plant species to acquire P from the above-mentioned P sources were evaluated. Assuming differences among plant species it was of interest whether these differences in P-acquisition efficiency result from a physiological mobilization or are just an effect caused by variation in root morphology.

Analyses of soil samples of a P-poor soil fertilized with various forms of stable-bound P was carried out with established methods of soil analysis (CAL, DL, Olsen, Mehlich-III, P-Wasser, EUF). It was demonstrated that phytate as an organic P form was not detected by any of the methods. The undissolved mineral phosphate apatite was partially detected, depending on the method. Better results were obtained with a fractionation method according to Kurmies (1971). With this method not only all P forms were detected, but the exact amount of P added to the soil was quantified.

In comparable experiments with various test plants in the controlled environment of a growth chamber we found that plants not only are able to acquire P from the stable P fraction but also differ greatly in this respect. P from phytate was acquired to a high percentage by all plants. On the contrary, P from apatite was acquired in the order of rape (*Brassica napus* L.) > sugar beet (*Beta vulgaris* L. var. *altissima* Döll) > white lupin (*Lupinus albus* L.) > phacelia (*Phacelia tanacetifolia* Benth.), but not by maize (*Zea mays* L.), mexican sunflower (*Tithonia diversifolia* (Hemsley) Gray) and pigeon pea (*Cajanus cajan* L.).

Finally, the acquisition efficiency of maize and rape was compared by cultivation of these plants in a container experiment. The experimental set-up allowed to investigate whether acquisition efficiency was related to physiological mobilization or morphological changes of the root system. These results confirmed previous results of experiments in the growth chamber. In addition, the measurement of root lengths provided evidence that the P acquisition by rape originated from physiological mechanisms and not from changes in root morphology.

7 Literatur

- Adams, M.A., Pate, J.S.**, 1992: Availability of organic and inorganic forms of phosphorus to lupins (*Lupinus* spp.). *Plant and Soil* **145**, 107-113.
- Ae, N., Arihara, J., Okada, K., Yoshihara, T., Johansen, C.**, 1990: Phosphorus uptake by Pigeon Pea and its role in cropping systems of the Indian subcontinent. *Science* **248**, 477-480.
- Anderson, G.**: Assessing organic phosphorus in soils. In: Khasawneh, F.E., Sample, E.C., Kamprath, E.J. (eds), 1980: The Role of Phosphorus in Agriculture. *American Society of Agronomy* pp. 411-431.
- Appuhn, A.** 2004: Die mikrobielle Besiedlung von Wurzeloberfläche und Rhizosphäre in ihrer Bedeutung für Stoffumsätze im Boden. Dissertation; Fachbereich Ökologische Agrarwissenschaften der Universität Kassel.
- Beißner, L., Römer, W.**, 1996: Improving the availability of phytate-phosphorus to sugar beet (*Beta vulgaris* L.) by phytase application to soil. *Proceedings of the IXth International Colloquium for the Optimization of Plant Nutrition*, Prague, 8.-15. September 1996.
- Beißner, L.**, 1997: Mobilisierung von Phosphor aus organischen und anorganischen P-Verbindungen durch Zuckerrübenwurzeln. Cullivier Verlag Göttingen.
- Beißner, L., Römer, W.**, 1999: Ermittlung kinetischer Parameter der sauren Phosphatasen intakter Zuckerrübenwurzeln bei variiertem Phosphatnahrung. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* **162**, 561-569.
- Bekele, T., Cino, B.J., Ehlert, P.A.I., Van der Maas, A.A., van Diest, A.**, 1983: An evaluation of plant-borne factors promoting the solubilization of alkaline rock phosphates. *Plant and Soil* **75**, 361-378.
- Bertrand, I., Hinsinger, P., Jaillard, B., Arvieu, J.C.**, 1999: Dynamics of phosphorus in the rhizosphere of maize and rape grown on synthetic, phosphated calcite and goethite. *Plant and Soil* **211**, 111-119.
- Bhadoria, P.S., Steingrobe, B., Claassen, N., Liebersbach, H.**, 2002: Phosphorus efficiency of wheat and sugar beet seedlings grown in soils with mainly calcium, or iron and aluminium phosphate. *Plant and Soil* **246** (1), 42-51.
- Claassen, N.**, 2007: persönliche Mitteilung.

- Dinkelaker, B., Römheld, V., Marschner, H.,** 1989: Citric acid excretion and precipitation of calcium citrate in the rhizosphere of white lupin (*Lupinus albus* L.). *Plant Cell and Environment* **12**, 285-292.
- Duff, S.M.G., Sarath, G., Plaxton, W.C.,** 1994: The role of acid phosphatase in plant phosphorus metabolism. *Physiologia Plantarum* **90**, 791-800.
- Egle, K., Römer, W., Keller, H.,** 2003: Exudation of low molecular weight organic acids by *Lupinus albus* L., *Lupinus angustifolius* L. and *Lupinus luteus* L. as affected by phosphorus supply. *Agronomy* **23**, 511-518.
- Egner, H., Riehm, H., Domingo, W.R.,** 1960: Untersuchungen über die chemische Bodenanalyse als Grundlage für die Beurteilung des Nährstoffzustandes von Böden. II. Chemische Extraktionsmethoden zur Phosphor- und Kaliumbestimmung. *Kungliche Lantbrukhoegskolan Annonsera* **26**, 199-215.
- Eichler, B.,** 2004: persönliche Mitteilung.
- Findenegg, G.R., Nelemans, J.A.,** 1993: The effect of phytase on the availability of P from *myo*-inositol hexaphosphate (phytate) for maize roots. *Plant and Soil* **154**, 189-196.
- Gardner, W.K., Barber, D.A., Parbery, D.G.,** 1983: The acquisition of phosphorus by *Lupinus albus* L. III. The probable mechanism by which phosphorus movement in the soil/root interface is enhanced. *Plant and Soil* **70**, 107-124.
- Geelhoed, J.S., van Riemsdijk, W.H., Findenegg, G.R.,** 1999: Simulation of the effect of citrate exudation from roots on the plant availability of phosphate adsorbed on goethite. *European Journal of Soil Science* **50**, 379-390.
- George, T.S., Gregory, P.J., Robinson, J. S., Buresh, R.J.,** 2002: Changes in Phosphorus concentrations and pH in the rhizosphere of some agroforestry and crop species. *Plant and Soil* **246**, 65-73.
- Gerike, S., Kurmies, B.,** 1952: Die colorimetrische Phosphorsäurebestimmung mit Ammonium-Vanadat-Molybdat und ihre Anwendung in der Pflanzenanalyse. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **104**, 235-247.
- Gerke, J.,** 1995: Chemische Prozesse der Nährstoffmobilisierung in der Rhizosphäre und ihre Bedeutung für den Übergang vom Boden in die Pflanze. Cullivier Verlag Göttingen.
- Gerke, J., Beißner, L., Römer, W.,** 2000: The quantitative effect of chemical phosphate mobilization by carboxylate anions on P uptake by a single root. I. The basic concept and determination of soil parameters. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* **163**, 207-212.

- Goldstein, A.H., Baertlein, D.A., McDaniel, R.G.,** 1988: Phosphate starvation inducible metabolism in *Lycopersicon esculentum*. *Plant Physiology* **87**, 711-715.
- Gransee, A.,** 2004: Wechselwirkungen zwischen den Wurzelabscheidungen von Kulturpflanzen und der P-Dynamik in der Rhizosphäre - Ansätze zur Verbesserung der Nährstoffeffizienz - , *Habilitationsschrift*; Verlagsgesellschaft für Ackerbau mbH.
- Hayes, J.E., Simpson, R.J., Richardson, A.E.,** 2000a: The growth and phosphorus utilisation of plants in sterile media when supplied with inositol hexaphosphate, glucose 1-phosphate or inorganic phosphate. *Plant and Soil* **220**, 165-174.
- Hayes, J.E., Richardson, A.E., Simpson, R.J.,** 2000b: Components of organic phosphorus in soil extracts that are hydrolysed by phytase and acid phosphatase. *Biology and Fertility of Soils* **32**, 279-286.
- He, Z., Honeycutt, W.C., Griffin, T.S.,** 2003: Enzymatic hydrolysis of organic phosphorus in extracts and resuspensions of swine manure and cattle manure. *Biology and Fertility of Soils* **38**, 78-83.
- Hedley, M., Nye, P.H., White, R.E.,** 1982: Plant-induced changes in the rhizosphere of rape (*Brassica napus* var. Emerald) seedlings. II. Origin of the pH change. *New Phytologist* **91**, 31-44.
- Heuwinkel, H., Kirkby, E.A., Le Bot, J., Marschner, H.,** 1992: Phosphorus deficiency enhances molybdenum uptake by tomato plants. *Journal of Plant Nutrition* **15**, 549-568.
- Hinsinger, P.,** 1998: How do plant roots acquire mineral nutrients? Chemical processes involved in the rhizosphere. *Advances in Agronomy* **64**, 225-265.
- Hinsinger, P.,** 2001: Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. *Plant and Soil* **237**, 173-195.
- Hinsinger, P., Gilkes, R.J.,** 1995: Root-induced dissolution of phosphate rock in the rhizosphere of lupins grown in alkaline soil. *Australian Journal of Soil Research* **33** (3), 477-489.
- Hinsinger, P., Gilkes, R.J.,** 1997: Dissolution of phosphate rock in the rhizosphere of five plant species grown in an acid, P-fixing mineral substrate. *Geoderma* **75**, 231-249.
- Hinsinger, P., Plassard, C., Jaillard, B.,** 2006: Rhizosphere: A new frontier for soil biogeochemistry. *Journal of Geochemical Exploration* **88**, 210-213.
- Hocking, P. J.,** 2001: Organic acids exuded from roots in phosphorus uptake and aluminum tolerance of plants in acid soils. *Advances in Agronomy* **74**, 63-69.

- Hoffland, E., Findenegg, G.R., Nelemans, J.A.**, 1989: Solubilization of rock phosphate by rape. *Plant and Soil* **113**, 155-160.
- Horst, W.J., Abdou, M., Wiesler, F.**, 1996: Differences between wheat cultivars in acquisition and utilization of phosphorus. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **159**, 155-161.
- International Fertilizer Industry Association (IFA)**, 2006: Total fertilizer consumption statistics by region from 1970/71 to 2004/05.
<http://www.fertilizer.org/ifa/statistics.asp>
- Jones, D.L., Darrah, P.R.**, 1994: Role of root derived organic acids in the mobilization of nutrients from the rhizosphere. *Plant and Soil* **166**, 247-257.
- Jones, D.L., Darrah, P.R.**, 1995: Influx and efflux of organic acids across the soil-root interface of *Zea mays* L. and its implications in rhizosphere C flow. *Plant and Soil* **173**, 103-109.
- Jungk, A., Seeling, B., Gerke, J.**, 1993: Mobilization of different phosphate fractions in the rhizosphere. *Plant and Soil* **155/156**, 91-94.
- Kamh, M., Horst, W.J., Amer, F., Mostafa, H., Maier, P.**, 1999: Mobilization of soil and fertilizer phosphate by cover crops. *Plant and Soil* **211**, 19-27.
- Köhler, W., Schachtel, G., Voleske, P.**, 2002: Biostatistik – Eine Einführung für Biologen und Agrarwissenschaftler. 3. Auflage. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg.
- Krafczyk, I., Trollenier, G., Beringer, H.**, 1984: Soluble root exudates of maize: influence of potassium supply and rhizosphere microorganisms. *Soil Biology and Biochemistry* **16** (4), 315-322.
- Kraus, M.**, 1989: Nutzung organischen Phosphats (Phytat) und Aufnahme anorganischen Phosphats durch die Wurzel von Mais. *Dissertation*; Fachbereich Biologie, Chemie und Geowissenschaften der Universität Bayreuth.
- Kurmies, B.**, 1972: Zur Fraktionierung der Bodenphosphate. Aus: *Die Phosphorsäure* Bd. 29, 144-149.
- Lajtha, K., Harrison, A.F.**: Strategies of Phosphorus acquisition and conservation by plant species and communities. Kapitel 8. In: Tiessen, H. (ed.), 1996: *Phosphorus in the Global Environment*; Wiley-VCH. pp. 139-148.
- Luengo, C., Brigante, M., Antelo, J., Avena, M.**, 2006: Kinetics of phosphate adsorption on goethite: Comparing batch adsorption and ATR-IR measurements. *Journal of Colloid and Interface Science* **300** (2), 511-518.

- Luengo, C., Brigante, M., Avena, M.,** 2007: Adsorption kinetics of phosphate and arsenate on goethite. A comparative study. *Journal of Colloid and Interface Science* **311** (2), 354-360.
- Marschner, H.,** 1995: Mineral Nutrition of Higher Plants. 2nd edition. Academic Press, London, UK.
- McKercher, R.B., Anderson G.,** 1989: Organic phosphate sorption by neutral and basic soils. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* **20**, 723-732.
- Mehlich, A.,** 1984: Mehlich-3 soil test extractant: a modification of Mehlich-2 extractant. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* **15**, 1409-1416.
- Mengel, K., Schubert, S.,** 1985: Active extrusion of protons into deionized water by roots of intact maize plants. *Plant Physiology* **79**, 344-348.
- Mengel, K., Kirkby, E.A.,** 2001: *Principles of Plant Nutrition*; Kluwer Academic Publishers.
- Moorby, H., White, R.E., Nye, P.H.,** 1988: The influence of phosphate nutrition on H ion efflux from the roots of young rape plants. *Plant and Soil* **105**, 247-256.
- Murphy, J., Riley, J.P.,** 1962: A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Analytica Chimica Acta* **27**, 31-36.
- Németh, K.,** 1976: Die effektive und potentielle Nährstoffverfügbarkeit im Boden und ihre Bestimmung mit Elektro-Ultrafiltration (EUF). Habilitationsschrift, Justus-Liebig-Universität Gießen.
- Németh, K.,** 1982: Electro-Ultrafiltration (EUF) of aqueous soil suspension with simultaneously varying temperature and voltage. *Plant and Soil* **64**, 7-23.
- Neumann, G., Römheld, V.,** 1999: Root excretion of carboxylic acids and protons in phosphorus-deficient plants. *Plant and Soil* **211**, 121-130.
- Nurlaeny, N., Marschner, H., George, E.,** 1996: Effects of liming and mycorrhizal colonization on soil phosphate depletion and phosphate uptake by maize (*Zea mays* L.) and soybean (*Glycine max* L.) grown in two tropical acid soils. *Plant and Soil* **181**, 275-285.
- Nuruzzaman, M., Lambers, H., Bolland, M.D.A., Veneklaas, E.J.,** 2006: Distribution of carboxylates and acid phosphatase and depletion of different phosphorus fractions in the rhizosphere of a cereal and three grain legumes. *Plant and Soil* **281**, 109-120.
- Ognalaga, M., Frossard, E., Thomas, F.,** 1994: Glucose-1-phosphate and *myo*-inositol hexaphosphate adsorption mechanisms on goethite. *Soil Science Society of America Journal* **58**, 332-337.

- Olsen, S.R., Cole, C.V., Watanabe, F.S., Dean, L.A.**, 1954: Estimation of available phosphorus by extraction with sodium bicarbonate. U.S.D.A. Circ. No. 939, p. 19
- Palomo, L., Claasen, N., Jones, D.**, 2006: Differential mobilization of P in the maize rhizosphere by citric acid and potassium citrate. *Soil Biology and Biochemistry* **38**, 683-692.
- Pilbeam, D.J., Cakmak, I., Marschner, H., Kirkby, E.A.**, 1993: Effect of withdrawal of phosphorus on nitrate assimilation and PEP carboxylase activity in tomato. *Plant and Soil* **154**, 111-117.
- Ramirez, R., Lizaso, J.I.**, 2006: Maize imbeds' response to Riecito phosphate rock and triple superphosphate on an acidic soil. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* **37**, 1917-1931.
- Read, D.J., Perez-Moreno, J.**, 2002: Mycorrhizas and nutrient cycling in ecosystems – a journey towards relevance? *New Phytologist* **157**, 475-492.
- Rhaghotama, K.G., Karthikeyan, A.S.**, 2005: Phosphate acquisition. *Plant and Soil* **274**, 37-49.
- Richardson, A.E., Hadobas, P.A.**, 1997: Soil isolates of *Pseudomonas* ssp. that utilize inositol phosphates. *Canadian Journal of Microbiology* **43** (6), 509-516.
- Rosopulo, A., Hahn, M., Stärk, H., Fiedler, J.**, 1976: Vergleich verschiedener Veraschungsmethoden für die nasschemische Bestimmung von Mengen- und Spurenelementen in Kulturpflanzen. *Landwirtschaftliche Forschung* **29**, 199-209.
- Runge-Metzger, A.**: Closing the cycle: Obstacles to efficient P management for improved global food security. Kapitel 3. In: Tiessen, H. (ed.), 1996: *Phosphorus in the Global Environment*; Wiley-VCH. pp. 27-42.
- Sattelmacher, B., Horst, W.J., Becker, H.C.**, 1994: Factors that contribute to genetic variation of nutrient efficiency of crop plants. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **157**, 215-224.
- Schachtschabel, P., Blume, H.-P., Brümmer, G. Hartge, K.H., Schwertmann, U.**, 1998: *Lehrbuch der Bodenkunde*. 14. Auflage. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart.
- Schubert, S., Mengel, K.**, 1989: Important factors in nutrient availability: root morphology and physiology. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **152**, 169-174.
- Schüller, H.**, 1969: Die CAL-Methode, eine neue Methode zur Bestimmung des pflanzenverfügbaren Phosphates in Böden. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **123**, 48-63

- Seeling, B., Jungk, A.**, 1996: Utilization of organic phosphorus in calcium chloride extracts of soil by barley plants and hydrolysis by acid and alkaline phosphatases. *Plant and Soil* **178**, 179-184.
- Steffens, D.**, 1999: Nährstoffeffizienzen bei endlichen Ressourcen aus der Sicht der Pflanzenernährung. Workshop "Nachhaltige Landwirtschaft" 31.05. – 02.06.1999. *Landbauforschung Völkenrode*, Sonderheft **212** (2000).
- Strauss, R., Brümmer, G.W., Barrow, N.J.**, 1997: Effects of cristallinity of goethite: II. Rates of sorption and desorption of phosphate. *European Journal of Soil Science* **48**, 101-114.
- Ström, L., Owen, A.G., Godbold, D.L., Jones, D.L.**, 2001: Organic acid behaviour in a calcareous soil: sorption reactions and biodegradation rates. *Soil Biology and Biochemistry* **33**, 2125-2133.
- Szilas, C., Semoka, J.M.R., Borggaard, O.K.**, 2007: Can local Minjingu phosphate rock replace superphosphate on acid soils in Tanzania? *Nutrient Cycling in Agroecosystems* **77**, 257-268.
- Tarafdar, J.C., Jungk, A.**, 1987: Phosphatase activity in the rhizosphere and its relation to the depletion of soil organic phosphorus. *Biology and Fertility of Soils* **3**, 199-204.
- Tarafdar, J.C., Claassen, N.**, 1988: Organic phosphorus compounds as a phosphorus source for higher plants through the activity of phosphatases produced by plant roots and microorganisms. *Biology and Fertility of Soils* **5**, 308-312.
- Tarafdar, J.C., Marschner, H.**, 1994: Phosphatase activity in the rhizosphere and hyphosphere of VA mycorrhizal wheat supplied with inorganic and organic phosphorus. *Soil Biology and Biochemistry* **26** (3), 387-395.
- Tarafdar, J.C., Marschner, H.**, 1995: Dual inoculation with *Aspergillus fumigatus* and *Glomus mosseae* enhances biomass production and nutrient uptake in wheat (*Triticum aestivum* L.) supplied with organic phosphorus as Na-phytate. *Plant and Soil* **173**, 97-102.
- Torres de Toledo Machado, C., Cangiani Furlani, A.M.**, 2004: Root phosphatase activity, plant growth and phosphorus accumulation of maize genotypes. *Scientia Agricola* **61** (2), 216-223.
- van der Paauw, F.**, 1971: An effective water extraction method for the determination of plant-available soil phosphorus. *Plant and Soil* **34**, 467-481.
- VDLUFA**, 1991: Bestimmung von Phosphor und Kalium im Calcium-Acetat-Lactat (CAL) – Auszug. VDLUFA-Methodenbuch I, A 6.2.1.1, VDLUFA-Verlag, Darmstadt.

- VDLUFA**, 1991: Bestimmung von Phosphor und Kalium im Doppellactat (DL) - Auszug. VDLUFA-Methodenbuch I, A 6.2.1.2, VDLUFA-Verlag, Darmstadt.
- Werner, W.**, 1999: Ökologische Aspekte des Phosphor-Kreislaufs. Anthropogene Eingriffe in den globalen Phosphorkreislauf und deren Folgen für die Umwelt. *UWSW-Zeitschrift für Umweltchemie und Ökotoxikologie* **11** (6), 343-351.
- Yadav, R. S., Tarafdar, J. C.**, 2001: Influence of organic and inorganic phosphorus supply on the maximum secretion of acid phosphatase by plants. *Biology and Fertility of Soils* **34**, 140-143.
- Yan, F., Zhu, Y., Müller, C., Zörb, C., Schubert, S.**, 2002: Adaptation of H⁺-pumping and plasma membrane H⁺ ATPase activity in proteoid roots of white lupin under phosphate deficiency. *Plant Physiology* **129**, 50-63.
- Yan, X., Liao, H., Trull, M.C., Beebe, S.E., Lynch, J.P.**, 2001: Induction of a major leaf acid phosphatase does not confer adaptation to low phosphorus availability in common bean. *Plant Physiology* **125**, 1901-1911.
- Yao, Q., Li, X., Feng, G., Christie, P.**, 2001: Mobilization of sparingly soluble inorganic phosphates by the external mycelium of an arbuscular mycorrhizal fungus. *Plant and Soil* **230**, 279-285.
- Zhu, Y., Yan, F., Zoerb, C., Schubert, S.**, 2005: A link between citrate and proton release by proteoid roots of white lupin (*Lupinus albus* L.) grown under phosphorus-deficient conditions ? *Plant Cell Physiology* **46** (6), 892-901.

Danksagungen

An dieser Stelle möchte ich allen Menschen, die in irgendeiner Weise an der Erstellung und dem Gelingen dieser Arbeit beteiligt waren meinen tiefen Dank aussprechen.

Ausdrücklich zu erwähnen sind weiterhin diejenigen, die aktiv den Weg mitgestaltet haben, den wir mit der Arbeit beschritten haben:

Prof. Dr. Sven Schubert, Prof. Dr. Diedrich Steffens sowie PD Dr. Yan Feng.

Außerdem möchte ich die Leistung derjenigen deutlich hervorheben, die zum praktischen Gelingen der Arbeit den größten Beitrag erbracht haben:

Lutz Wilming, Corinna Alles, Helga Tripp und Edeltraut Rödiger auf der Gefäßversuchsstation sowie Roland Pfanschilling im Labor des Instituts für Pflanzenernährung.

Unerwähnt lassen möchte ich natürlich auch die weiteren Mitarbeiter des Instituts für Pflanzenernährung sowie meine Mitdoktoranden und Mitdoktorandinnen in meiner Zeit am Institut nicht. Ihnen allen bin ich vor allem für das stets gute Miteinander, fachliche und menschliche Ratschläge und die Hilfsbereitschaft bei der Lösung verschiedener Probleme sowie die fortwährende moralische Unterstützung zu Dank verpflichtet:

Sigrid Beckermann, Christina Plachta, Anne Weber, Anita Langer, Rainer Rücker, Christa Lein, Claudia Weimer, Claudia Roth, Britta Pitann, Torsten Kranz, Abdul Wakeel, Irina Sava, Daniela Naujoks, Dominik Reeb, Dr. Heike Wiese, Dr. Joachim Wiese, Dr. Christian Zörb, Dr. Sandra Karl, Dr. Caroline Krämer, Dr. Yiyong Zhu und Dr. Cristina Slabu.

Schließlich möchte ich auch noch denjenigen meinen Dank aussprechen, die mir insbesondere in der Schlussphase der Erstellung dieser Arbeit zur Seite standen und noch nicht erwähnt wurden:

Dr. Ingo Ciolkowski und Jutta Preuß, sowie weiteren guten Freunden, die hier auch nicht erwähnt wurden.

Mein letzter, ganz besonderer Dank gilt meiner Freundin, Franziska Körber, die mit mir alle emotionalen Hochs und Tiefs durchlitten hat, und mir auch in den schwersten Phasen immer zur Seite stand, und meiner Familie, ohne die ich nie dort angekommen wäre, wo ich nach Abschluss dieser Arbeit bin.

Ich widme diese Arbeit daher meinen Eltern, Helga und Otto Leppin.

Thomas Leppin

Februar 2008

Giessen

Lebenslauf

Persönliche Daten

Name	Leppin
Vorname	Thomas
Geburtstag	23. Mai 1977
Geburtsort	Cuxhaven
Familienstand	ledig; keine Kinder

Schulische Ausbildung

1983 – 1989	Grundschule und Orientierungsstufe Franzenburg
1989 – 1993	Lichtenberg-Gymnasium Cuxhaven
1993 – 1996	Fachgymnasium Wirtschaft Cuxhaven
1996	Abitur

Akademische Ausbildung

1996 – 2003	Gartenbaustudium an der Universität Hannover Abschluss: Diplom-Agraringenieur
2002 – 2003	Diplomarbeit zum Thema: <i>Nachhaltige Pflanzenproduktion als zusätzlicher Bestandteil der Nahrungsmittelproduktion aus Sicht der Pflanzenernährung.</i>
2003 – 2008	Promotion am Institut für Pflanzenernährung der Justus-Liebig- Universität Giessen