

Institut für Nutzpflanzenwissenschaften und Ressourcenschutz  
- Pflanzenernährung -  
der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn

**Nährstoffversorgung zur Optimierung  
der N<sub>2</sub>-Fixierung und Produktivität von  
Körnerleguminosen**

Inaugural-Dissertation  
zur  
Erlangung des Grades  
Doktor der Agrarwissenschaften (Dr. agr.)

der  
Landwirtschaftlichen Fakultät  
der  
Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn

vorgelegt am 24.07.2014  
von  
**Claudia Seehuber**  
aus Bonn

**Referent:** Prof. Dr. H. E. Goldbach  
**Koreferent:** Prof. Dr. H. W. Scherer  
**Koreferent:** Prof. Dr. U. Köpke  
**Tag der mündlichen Prüfung:** 22.12.2014  
**Jahr der Veröffentlichung:** 2015

## Zusammenfassung

Erstes Ziel der vorliegenden Arbeit war es, eine ausbalancierte optimale Nährstoffversorgung von Ackerbohnen (*Vicia faba*) mit einer einhergehenden maximalen  $N_2$ -Fixierung auch auf biologisch bewirtschafteten Standorten zu ermöglichen. Dazu wurden 2009 ein Gefäßversuch und 2010 ein Feldversuch an vier Standorten durchgeführt. Die Düngewirkung folgender mineralischer Dünger und Sekundärrohstoffdünger wurde untersucht:  $K_2SO_4$ , Super-Phosphat, Roh-Phosphat (Unterfuß), Na-Molybdat, Borax, Fleischknochenmehl (FKM), Kompost, Obsttrester und Gärrückstand. Im Feldversuch wurden die Ackerbohnen direkt in ein Stoppelfeld mit Strohmulchauflage gesät. Zur Schätzung der  $N_2$ -Fixierung wurde die Differenzmethode mit Sommerweizen als Referenzfrucht angewandt. Das zweite Ziel der Arbeit bestand darin, Daten für die Aufstellung einer DRIS-Norm (Diagnosis and Recommendation Integrated System) für Ackerbohnen zu sammeln, um die Nährstoffversorgungssituation beurteilen zu können. Dazu wurden 416 Blattproben (jüngstes ausgewachsenes Blatt zum BBCH 61 - 65) aus Praxisbetrieben und Versuchsinstitutionen auf die Elemente C, N, P, K, Ca, Mg, S, Fe, Mn, Zn, Cu, B und Mo analysiert.

Eine FKM-Düngung (80 kg P/ha) erhöhte den P-Gehalt im Blatt von 1,3 g P/kg TM in der ungedüngten Kontrolle auf 3,7 g P/kg TM. Bei der Roh-Phosphat-Gabe (80 kg P/ha) wurde ein P-Mangel festgestellt (2,2 g P/kg TM). Die Düngung mit Kompost, Obsttrester oder Gärrückstand führte zu optimal mit K versorgten Ackerbohnen. Die Gabe von Na-Molybdat (1 kg Mo/ha) resultierte stets in einem signifikanten Anstieg des Mo-Gehaltes in der Blattdrockenmasse, der ohne Mo-Gabe zwischen nicht messbar und 8 mg/kg lag. Eine Auswirkung auf das Wachstum oder den Ertrag wurde aber nicht festgestellt. Blätter der mit 3 kg Mo/ha gedüngten Ackerbohnen hatten 102 mg Mo/kg TM und können bei Verwendung als Futter eine Mo-Vergiftung, die mit einem Cu-Mangel assoziiert ist, auslösen. In Kombination mit  $K_2SO_4$  wurde signifikant weniger Mo in den Blättern gemessen als in der Na-Molybdat-Variante, da die antagonistische Wechselwirkung zwischen Sulfat und Molybdat die Aufnahme unterdrückte. Häufig erwies sich S als der limitierende Nährstoff. Als Gründe für die niedrigen S-Gehalte in mehreren Proben werden die zurückgegangenen atmosphärischen S-Einträge und eine unzureichende S-Düngewirkung von Wirtschaftsdüngern angesehen. Am Standort Wiesengut wurden das Wachstum, die grüne Farbe der Blätter, die Knöllchenmasse und der Ertrag signifikant durch eine  $K_2SO_4$ -Gabe (35 kg S/ha) erhöht. Gleichzeitig stieg der S-Gehalt von 2,5 g/kg TM in der Kontrolle auf 3,6 g/kg TM zusammen mit dem N-Gehalt von 57 auf 62 g/kg TM. Wie auch der erhöhte Blatt-N-Gehalt deuten die Schätzergebnisse aus der  $N_2$ -Fixierung darauf hin, dass die S-Gabe mittels  $K_2SO_4$  die  $N_2$ -Fixierung deutlich steigerte. Die Ackerbohnen fixierten im Mittel an den verschiedenen Standorten 106 bis 316 kg N/ha. Die höchste  $N_2$ -Fixierung mit 460 kg N/ha wurde bei der  $K_2SO_4$ -Gabe am Standort Wiesengut ermittelt. Der Ndfa über alle Varianten im Feldversuch wurde auf 31 bis 52 % geschätzt. Aufgrund starker Trockenheit während der Vegetationsperiode lieferten die  $N_{min}$ -Analysen keine aussagekräftigen Werte.

Bei der Erstellung der DRIS-Norm zeigte es sich, dass mehr Proben aus Beständen mit hohen Erträgen (Hohertragspopulationen) erforderlich gewesen wären. Weiterhin wurde die Diagnose mittels DRIS als nicht zuverlässig genug angesehen, da sie auf der alleinigen Betrachtung der dualen Nährstoffverhältnisse beruht. Als Hilfe bei der Diagnose des Nährstoffversorgungszustandes mittels DRIS-Indizes wurde der CNL (Critical Nutrient Level) herangezogen. Aus der gemeinsamen Interpretation ließ sich ein angemessenes Düngemanagement ableiten.

## Summary

First objective of the present thesis was to accomplish a balanced optimal nutrient supply of faba bean (*Vicia faba*) accompanied with a maximum  $N_2$  fixation at organic farms as well as at conventional farms. Therefore a pot experiment and a field experiment at four sites were conducted in 2009 and 2010, respectively. The fertilizer effect of the following mineral fertilizers and recycling product fertilizers was investigated:  $K_2SO_4$ , super-phosphate, raw phosphate (beneath seed row), sodium molybdate, Borax, meat bone meal (mbm), compost, pomace and residues of fermentation. For the field experiment the faba beans were sown directly in a stubblefield covered with straw. The  $N_2$  fixation was estimated by the reference method using summer wheat as reference plant. Second objective entailed collecting data and establishing a DRIS norm (Diagnosis and Recommendation Integrated System) for faba bean that can be used to evaluate the current nutrient supply level. There to 416 leaf samples (youngest fully grown leaf at onset of bloom to mid bloom) were sampled from farms plus experimental stations and analysed for the elements C, N, P, K, Ca, Mg, S, Fe, Mn, Zn, Cu, B, and Mo.

A donation of 80 kg P/ha through mbm raised the leaf P concentration from 1.3 g P/kg dry mass in the unfertilized control up to 3.7 g P/kg dry mass. The beans receiving raw phosphate (80 kg P/ha dry mass) showed P deficiency and a low leaf P concentration of 2.2 g P/kg dry mass. The application of compost, pomace and residues of fermentation resulted in optimal K supplied bean plants. Whenever sodium molybdate was fertilized (1 kg Mo/ha) the Mo concentration increased significantly compared to concentrations of not detectable and 8 mg/kg leaf dry mass at highest in plants without any Mo fertilization. But an effect on growth or grain yield was not determined. As Mo concentrations of faba bean leaves fertilized with 3 kg Mo/ha were as high as 102 mg Mo/kg dry mass the use as feed would cause Mo poisoning or rather a secondary Cu deficiency. In combination with  $K_2SO_4$  the detected Mo concentration was significantly less than in the mere sodium molybdate treatment. Sulfate acted as an antagonist to molybdate and restricted the Mo uptake. Frequently S turned out to be the limiting nutrient. The decline of the atmospheric S depositions and an insufficient supply of plant available S by using manure based fertilizers are assumed to be the reasons for the low S supply. At the Wiesengut the  $K_2SO_4$  application (35 kg S/ha) increased the plant growth, the green leaf colour, the nodule mass, and the grain yield, significantly. At the same time the S content raised from 2.5 up to 3.6 g/kg leaf dry mass together with the N content that climbed from 57 g/kg in the control to 62 g/kg leaf dry mass in the  $K_2SO_4$  treatment. In line with that the estimations of the  $N_2$  fixation indicate that the S application through  $K_2SO_4$  increased the  $N_2$  fixation distinctly. On average of the various sites the faba beans fixed 106 to 316 kg N/ha. The highest  $N_2$  fixation - 460 kg N/ha - was estimated for the  $K_2SO_4$  treatment at the Wiesengut. The Ndfa above all treatments of the field experiment was estimated at 31 to 52 %. As a result of the drought during the vegetation period the  $N_{min}$  analysis did not gave sound values.

The analysis of the results concerning the DRIS evaluation showed that more samples of stands with high yields (high-yielding populations) would be necessary to create a sound DRIS norm. Further on the DRIS indices given by the DRIS norm were not considered highly diagnostic because they rely solely on the inspection of the dual nutrient relationships. As consequence the CNL (Critical Nutrient Level) was used for diagnosis of the nutrient supply level in combination with DRIS. So an adequate fertilizer management could be derived from the interpretation of the leaf nutrient concentrations.

## Inhaltsverzeichnis

Abkürzungen	III
Bildnachweis	V
<b>1. Einleitung</b>	<b>1</b>
1.1 Hintergrund	1
1.1.1 Symbiotische N <sub>2</sub> -Fixierungsleistung	1
1.1.2 Direktsaat	4
1.2 Fragestellung und Versuchsziel	5
<b>2. Wissensstand</b>	<b>6</b>
2.1 Vorkommen und Funktionen ausgewählter Makronährstoffe	6
2.1.1 Kalium (K)	8
2.1.2 Phosphor (P)	11
2.1.3 Schwefel (S)	14
2.2 Vorkommen und Funktionen ausgewählter Mikronährstoffe	17
2.2.1 Bor (B)	17
2.2.2 Molybdän (Mo)	24
2.3 Einfluss der Nährstoffe auf die N <sub>2</sub> -Fixierung	33
2.4 Einflussfaktoren auf Wachstum und N <sub>2</sub> -Fixierung	43
2.5 N <sub>2</sub> -Fixierung	47
2.6 Messmethoden zur Schätzung der N <sub>2</sub> -Fixierung	54
2.7 Diagnose und Beurteilung der Nährstoffversorgung von Pflanzen	60
<b>3. Material und Methoden</b>	<b>65</b>
3.1 Gefäßversuch	65
3.2 Zwischenfrucht-Feldversuch	66
3.3 Blattproben aus deutschen Betrieben	67
3.4 Feldversuch	68
3.4.1 Standort, Anbau und Düngung	68
3.4.2 Probenahme	74
3.5 Laboranalytik – Pflanzenproben	78

3.6 Laboranalytik - Nährstoffe im Boden	80
3.7 Statistische Auswertung	81
3.8 Schätzmethoden für die N <sub>2</sub> -Fixierung	82
3.9 DRIS	84
<b>4. Ergebnisse</b>	<b>87</b>
4.1 Gefäßversuch	87
4.2 Zwischenfrucht-Feldversuch	89
4.3 Feldversuch	90
4.3.1 Pflanzenverfügbare Nährstoffe im Boden	90
4.3.2 Nährstoffgehalte in den Blättern	98
4.3.3 Korntrag und Pflanzenwachstum	102
4.3.4 Schätzung der N <sub>2</sub> -Fixierung	107
4.3.5 Vergleich der Standorte	108
4.4 DRIS	110
4.4.1 Erhebung des Versorgungszustands	110
4.4.2 DRIS Evaluierung	122
<b>5. Diskussion</b>	<b>138</b>
5.1 Gefäßversuch	138
5.2 Zwischenfrucht-Feldversuch	139
5.3 Feldversuch	141
5.3.1 Pflanzenverfügbare Nährstoffe im Boden	141
5.3.2 Nährstoffgehalte in den Blättern	146
5.3.3 Korntrag und Pflanzenwachstum	154
5.3.4 Schätzung der N <sub>2</sub> -Fixierung	156
5.4 DRIS	165
5.4.1 Erhebung des Versorgungszustandes	165
5.4.2 DRIS Evaluierung	174
<b>6. Schlussfolgerung</b>	<b>185</b>
<b>7. Literaturverzeichnis</b>	<b>188</b>

## Abkürzungen

<b>AAS</b>	Atomabsorptionsspektrometrie
<b>ABA</b>	abscisic acid (Abscisinsäure)
<b>AS</b>	Aminosäure
<b>ADP</b>	Adenosin-Diphosphat
<b>AMP; cAMP</b>	Adenosin-Monophosphat; zyklisches AMP
<b>ASS</b>	Atomabsorptions-Spektroskopie
<b>ATP</b>	Adenosin-Triphosphat
<b>BBCH</b>	Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt und CHEmische Industrie – Einteilung der Wuchsstadien in eine Skala
<b>C<sub>org</sub></b>	organischer Kohlenstoff
<b>CID-Halbleiterdetektoren</b>	Charge Injection Device-Halbleiterdetektoren
<b>CNL</b>	Critical Nutrient Level
<b>CTL</b>	Critical Toxicity Level
<b>CV</b>	Variationskoeffizient
<b>CYT</b>	Cytokinin
<b>δ</b>	Änderungsdifferenz
<b>DRIS</b>	Diagnosis and Recommendation Integrated System
<b>e<sup>-</sup></b>	Elektron
<b>FAD</b>	Flavin-Adenin-Dinukleotid
<b>FKM</b>	Fleischknochenmehl
<b>FM</b>	Frischmasse
<b>FMS</b>	Festbodenmulchsystem
<b>GD</b>	Grenzdifferenz
<b>GOGAT</b>	Glutamat-Synthase
<b>GS</b>	Glutamin-Synthetase
<b>IAA</b>	indole-3-acetic acid (Indol-3-essigsäure)
<b>ICP</b>	Inductively Coupled Plasma
<b>ICP-MS</b>	Inductively Coupled Plasma - Mass Spectrometry
<b>ICP-OES</b>	Inductively Coupled Plasma - Optical Emission Spectrometry
<b>ID</b>	Isotope dilution method ( <sup>15</sup> N Isotopen-Verdünnungsmethode)
<b>LMS</b>	Lockerbodenmulchsystem (Grubber)
<b>LBS</b>	Lockerbodensystem (Pflug)
<b>LOL</b>	Lowest Optimal Level

<b>LUFA</b>	Landwirtschaftliche Untersuchungs- und Forschungsanstalt
<b>Moco</b>	Molybdän-Cofaktor
<b>MTC</b>	Maximum Tolerable Concentration
<b>n</b>	Stichprobenumfang
<b>N</b>	Niederkrüchten
<b>NAD</b>	Nicotinamide Adenine Dinucleotide
<b>NADP</b>	Nicotinamide Adenine Dinucleotide Phosphat
<b>NBI</b>	Nutrient Balance Index
<b>Ndfa</b>	nitrogen derived from atmosphere
<b>Ndfs</b>	nitrogen derived from soil
<b>Ndff</b>	nitrogen derived from fertilizer
<b>N<sub>min</sub></b>	Mineralisierter Stickstoff
<b>N<sub>fix</sub></b>	fixierter Luftstickstoff
<b>NiR</b>	Nitritreduktase
<b>Nod</b>	Nodulation
<b>NR</b>	Nitratreduktase
<b>NRA</b>	Nitratreduktase-Aktivität
<b>p. a.</b>	pro analysi
<b>PEP; PEPC</b>	Phospho-Enol-Pyruvat; Phospho-Enol-Pyruvat-Carboxylase
<b>P<sub>i</sub></b>	anorganisches Phosphat
<b>PSII</b>	Photosystem II
<b>R<sup>2</sup></b>	Bestimmtheitsmaß
<b>ρ</b>	Bodendichte
<b>ROS</b>	reactive oxigen species
<b>RuBP</b>	Ribulose-1,5-Biphosphat
<b>SeRo-Dünger</b>	Sekundärrohstoff-Dünger
<b>S<sub>min</sub></b>	mineralisierter Schwefel (Sulfat)
<b>TCA</b>	tricarboic acid cycle
<b>TKG</b>	Tausendkorngewicht
<b>TM</b>	Trockenmasse = TS (Trockensubstanz)
<b>UV/VIS-Spektrometer</b>	ultraviolet/visible light-Spektrometer
<b>W-A</b>	Willich-Anrath
<b>WG</b>	Wiesengut
<b><math>\bar{x}</math></b>	Mittelwert

## Bildnachweis

Abb. 8, Seite 48: Prinzipien der Wirtspflanzenerkennung und Wurzelhaar-Infektion bei *Rhizobium* innerhalb von 96 h

Oberste kleine Bilder: *Rhizobium* in soil (infection)

Online verfügbar: Url: <http://microbezoo.commtechlab.msu.edu/zoo/zdrr0101.html> [Stand: 03.06.2014]

Bilder Bereich Pflanzenwurzel von links nach rechts:

1. Bild: Root hair

Online verfügbar: Url: <http://botit.botany.wisc.edu/Resources/Botany/Root-/Grass%20Root%20Tip-/root%20hair.jpg.html> [Stand: 03.06.2014]

2. Bild: Rhizobia at clover root hair tip

Online verfügbar: Url: [http://facstaff.cbu.edu/~esalgado/BIOL112/Freeman-/Nitrogen%20fixing%20nodules-/02\\_Rhizobia%20on%20clover%20root%20hair%20tip.jpg](http://facstaff.cbu.edu/~esalgado/BIOL112/Freeman-/Nitrogen%20fixing%20nodules-/02_Rhizobia%20on%20clover%20root%20hair%20tip.jpg) [Stand: 03.06.2014]

3. Bild: Root hair curling

Online verfügbar: Url: [http://facstaff.cbu.edu/~esalgado/BIOL112/Freeman-/Nitrogen%20fixing%20nodules-/03\\_root%20hair%20curling.jpg](http://facstaff.cbu.edu/~esalgado/BIOL112/Freeman-/Nitrogen%20fixing%20nodules-/03_root%20hair%20curling.jpg) [Stand: 03.06.2014]

4. Bild: Root hair deformation and initial infection with 10-20 *Rhizobium* cells enclosed within a gelatinous matrix (Photo: SAHLMAN & FAHRAEUS 1963)

5. Bild: Infection thread formation within which rhizobia move down the root hair in the direction of the root cortex (Photo: FAHRAEUS 1957)

Online verfügbar: Url: [http://www.soils.umn.edu/academics/classes/soil3612-/Symbiotic\\_Nitrogen\\_Fixation-/Initiation.htm](http://www.soils.umn.edu/academics/classes/soil3612-/Symbiotic_Nitrogen_Fixation-/Initiation.htm) [Stand: 03.06.2014]

6. Bild: Rhizobia-filled infection thread growing into the cell

Online verfügbar: Url: <http://users.rcn.com/jkimball.ma.ultranet/BiologyPages/N-/NitrogenFixation.html> [Stand: 03.06.2014]

Bild 2. Reihe: Root hair

Online verfügbar: URL: <http://web.mst.edu/~djwesten/Bj.html> [Stand 26.05.2014]

Unteres linkes Bild: Bacterioide

Online verfügbar: URL: <http://www.cebitec.uni-bielefeld.de/CeBiTec/rhizogate-/symbioses.html> [Stand 26.05.2014]

Unteres rechtes Bild: *Rhizobium* bacterioids in the root nodule of a bean plant

Online verfügbar: Url: <http://biofilmbook.hypertextbookshop.com/v004/r003/artifacts/images-/pictures-/RhizobiumBacterioids.jpg> [Stand: 03.06.2014]

# 1. Einleitung

## 1.1 Hintergrund

### 1.1.1 Symbiotische N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung

Eine Besonderheit der über 10.000 Arten aus der Familie der Leguminosen, auch *Fabaceae* oder Hülsenfrüchtler genannt, ist, dass sie eine Symbiose mit Luftstickstoff-fixierenden Bakterien eingehen. Gramnegative  $\alpha$ -Proteobakterien/Rhizobien lassen sich in verschiedene Gattungen unterteilen: die schnell wachsende Gattung *Rhizobium*, und die Gattungen *Bradyrhizobium*, *Mesorhizobium*, *Sinorhizobium*, *Azorhizobium* sowie *Allorhizobium* (MARSCHNER 2012). Ackerbohnen (*Vicia faba*) bilden wie auch Klee (*Trifolium spp.*), Wicken (*Vicia spp.*) und Platterbsen (*Lathyrus spp.*) eine Symbiose mit den N<sub>2</sub>-fixierenden *Rhizobium leguminosarum*-Bakterien in Form von Wurzelknöllchen. Das ist von großer Bedeutung, denn das wichtige Mengenelement Stickstoff (N) ist im Boden Mangelware, während es in der Luft aber reichlich vorhanden ist. Stickstoff in Form von N<sub>2</sub> macht 78 % der Atmosphäre aus. Im Boden ist N zum großen Teil (ca. 95 %) organisch gebunden und nicht pflanzenverfügbar (LAD 2002). Eine Mineralisierung durch Mikroorganismen erfolgt nur langsam.

Abgesehen von der Entstehung von oxidiertem N<sub>2</sub>, also Stickoxiden (NO<sub>x</sub>), durch Blitze oder Verbrennung (Vulkanausbrüche), können nur einige Prokaryoten Luftstickstoff (N<sub>2</sub>) fixieren. Dazu gehören die freilebenden N<sub>2</sub>-Prokaryoten mit einer Fixierungsleistung von 1 bis 80 kg N/ha pro Jahr und die symbiotisch N<sub>2</sub>-fixierenden Assoziationen mit einer Fixierungsleistung von 40 bis 400 kg N/ha pro Jahr. Zu den letztgenannten zählen die Leguminosen in Symbiose mit verschiedenartigen Rhizobien.

Auch der Mensch kann mit Hilfe des kostspieligen Haber-Bosch-Verfahrens (Ammoniak-Synthese), des Lichtbogenverfahrens (Nitrat-Synthese) und der Kalkstickstoff-Synthese aus N<sub>2</sub> N-Dünger gewinnen. Für die Produktion eines Kilos N-Dünger muss der Mensch 40000 kJ oder rund 1 kg Öl aufwenden (FINCK 1992). Beim Haber-Bosch-Verfahren wird ein Druck von 20 MPa und eine Temperatur von ca. 500 °C als Katalysator für die Reaktion:  $N_2 + 3 H_2 \rightarrow 2 NH_3$  benötigt (SCHNEIDER & MÜLLER 1999). Die Symbionten bzw. Bakterioide in den Knöllchen, die die stabile Bindung des N<sub>2</sub>-Moleküls (N≡N) lösen und Ammoniak (NH<sub>3</sub>) sowie später Ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) herstellen, verbrauchen Glucose (DAY & COPELAND 1991). Die Leguminose gibt den Symbionten 11 - 17 % der gebildeten Glucose ab, was 5 bis 20 kg Glucose pro kg fixiertem N<sub>2</sub> entspricht (LA RUE &

PATTERSON 1981, LIEBHARD 2007). Nach SCHUBERT (1986) entspricht der durchschnittliche C-Bedarf der N<sub>2</sub>-Fixierung sogar 15 – 30 % der Netto-Photosyntheserate oder 3 – 15 g C/g N<sub>fix</sub> (LA RUE & PATTERSON 1981, MARSCHNER 1995). Die Reaktion von N<sub>2</sub> → 2 NH<sub>3</sub> verbraucht also viel Energie. Um 1 mol N zu fixieren, werden bei der biologischen N<sub>2</sub>-Fixierung wenigstens 960 kJ verbraucht (SPRENT & RAVEN 1985).

Die biologische N<sub>2</sub>-Fixierung findet man nur bei 11 von 47 diazotrophen Bakterienfamilien aus 26 Gattungen und 3 Ordnungen und einigen blau-grünen Algen (Cyanobakterien), die beide eine prokaryotische Zellstruktur aufweisen (WERNER 1980, MARSCHNER 1995). Es gibt photoautotrophe Bakterien, wie z. B. *Anabaena* aus der Familie der Cyanobakterien, die in der Lage sind, CO<sub>2</sub> selbst zu reduzieren, und heterotrophe Bakterien, die auf eine Versorgung mit reduziertem CO<sub>2</sub> über Pflanzen angewiesen sind (MARSCHNER 1995). Die biologische N<sub>2</sub>-Fixierung wird weltweit auf 150 - 200 Millionen t N<sub>2</sub>/Jahr geschätzt (SCHNEIDER & MÜLLER 1999, LIEBHARD 2007). In derselben Größenordnung liegt die industriell gebundene N<sub>2</sub>-Menge (LIEBHARD 2007).

Der Anteil des luftbürtigen Stickstoffs (N<sub>dfa</sub> = N derived from atmosphere) in Leguminosen beträgt rund 50 - 86 % (Abb. 1). Es gibt verschiedene Messmethoden für die N<sub>2</sub>-Fixierung. Die <sup>15</sup>N Isotopen Bestimmung/Natural Abundance-Methode sowie die Isotopenverdünnungsmethode machen sich das natürliche, weltweit relativ stabile Isotopenverhältnis (<sup>14</sup>N/<sup>15</sup>N) des Luftstickstoffs zu Nutze. In vielen Böden ist <sup>15</sup>N etwas höher vertreten als in der Atmosphäre. Deshalb reichern Leguminosen im Verhältnis weniger <sup>15</sup>N an als Nicht-Leguminosen (Referenzpflanzen). Bei dauerhaftem Leguminosenbewuchs oder N-Gabe aus Kunstdüngern ändert sich allerdings das Verhältnis im Boden. Dann sollte zuvor eine gleichmäßige Applikation von <sup>15</sup>N-angereicherten Dünger erfolgen (<sup>15</sup>N Isotopen-Verdünnungsmethode) (HARDARSON & DANSO 1993). Eine andere gebräuchliche, weniger aufwendige Messmethode ist die Referenz- oder Total N Differenz-Methode. Hierzu wird eine Referenzpflanze benötigt, die das gleiche N-Aufnahmevermögen aus dem Boden aufweist wie die gewählte Leguminose (z. B. eine nicht knöllchenbildende Mutante).

Im Vergleich zu anderen landwirtschaftlich genutzten Körnerleguminosen weist die Ackerbohne eine recht hohe N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung auf (Abb. 1). Doch gerade im organischen Landbau, wo die symbiotische N<sub>2</sub>-Fixierung einen hohen Stellenwert hat, fixiert die Ackerbohne im Durchschnitt etwa 37 % weniger Luftstickstoff als im konventionellen Anbau. Bei einer durchschnittlichen Fixierungsleistung von 200 kg N/ha oder 5 kg N/dt Ertrag in konventionellen Betrieben entspricht das einem Verlust von 74 kg N/ha bzw. 1,8 kg N/dt Ertrag (KLÖBLE & ZEHR 2005, WENDLAND *et al.* 2008). Auch die Erträge im

organischen Landbau liegen häufig unter dem durchschnittlichen Kornertrag von 36 dt/ha der letzten zehn Jahre (BMELV 2013). Höchsterträge über 60 dt/ha sind selten zu verzeichnen. Eine Ertragssteigerung bedeutete gleichzeitig eine Erhöhung der N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung. Ein ausbalanciertes Düngemanagement und regelmäßige Unkrautkontrolle sind nötig, um den Ertrag anzuheben. Gartenbohnen (*Phaseolus vulgaris*), die während des Initialstadiums, also vor der Etablierung der Rhizobien, unter N-Mangel leiden, bleiben in der Entwicklung zurück und zeigen hochsignifikant niedrigere Kornerträge auf. Eine spätere Düngung zu Blühbeginn kann an solch einem Minderertrag nichts mehr ändern (MPABANSI 1999). Eine höhere N-Düngung jedoch, die eine Startdüngung von 40 kg/ha überschreitet, wirkt sich nachteilig auf die fixierte N-Menge aus, wie in Abb. 2 dargestellt ist.

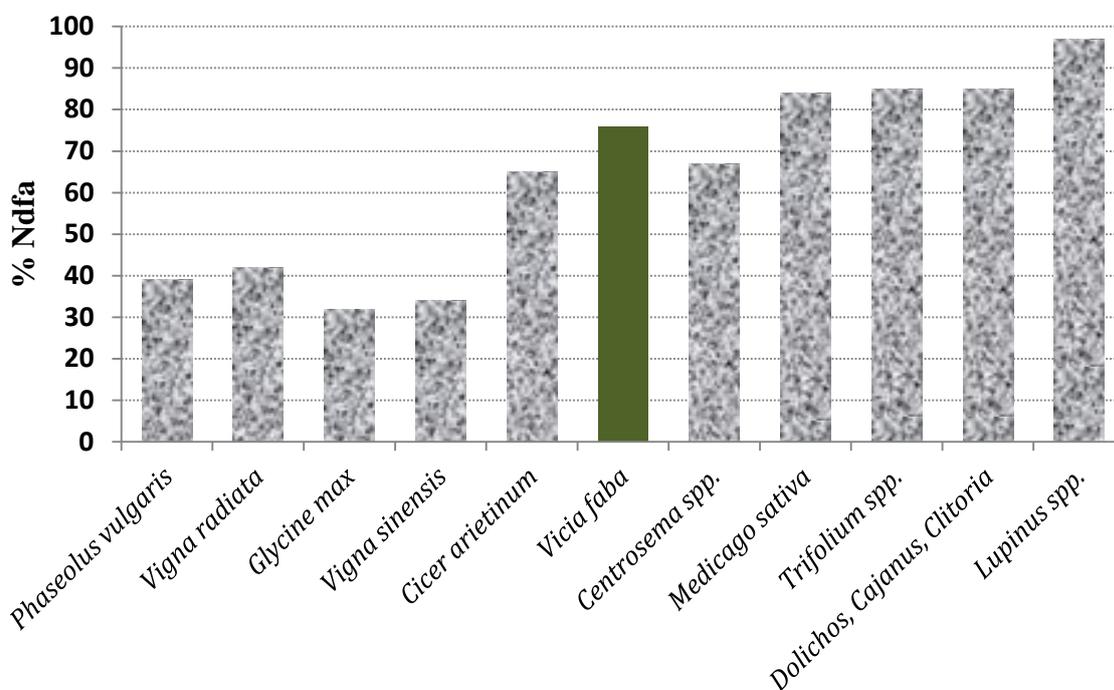


Abb. 1: Fixierter Luftstickstoff (Ndfa) von verschiedenen Leguminosen. Die Ergebnisse basieren auf Durchschnittswerten von Messungen der FAO/IAEA aus einem koordinierten Forschungsprogramm mit Teilnehmern aus verschiedenen Ländern. Zur Messung wurde die <sup>15</sup>N Isotopen Verdünnungsmethode angewendet. (BOWEN & DANSO 1987, HARDARSON 1993)

Die symbiotische N<sub>2</sub>-Fixierung stellt im organischen Landbau neben Wirtschaftsdüngern aus viehhaltenden Betrieben den wichtigsten N-Input dar. Besonders bei rein ackerbaulichen Betrieben aufgrund von zunehmender Spezialisierung, die sich gegen die Vorstellung eines idealen ökologischen Betriebes richtet, gibt es keine alternativen

Möglichkeiten, Stickstoff in den Boden einzubringen. Nur einige Sekundärrohstoff-Dünger (SeRo-Dünger) wie Kompost, Zuckerrüben-Vinasse und Gülle oder Mist, enthalten Stickstoff in höheren Mengen.

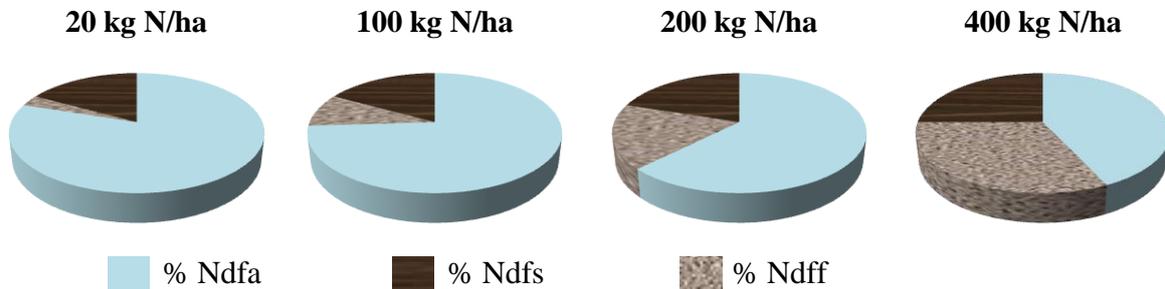


Abb. 2: Prozentualer Anteil an N aus der Atmosphäre (% Ndfa), an N aus dem Boden (% Ndfs) und an N aus Dünger (Ndff) der Ackerbohne unter dem Einfluss unterschiedlicher Düngemengen (HARDARSON *et al.* 1991, HARDARSON 1993)

### 1.1.2 Direktsaat

Eine Direktsaat in ein Festbodenmulchsystem (FMS) bietet gegenüber einer konventionellen Bodenbearbeitung mit dem Pflug eine Zeit- und Kostenersparnis, da Treibstoff eingespart wird. Andererseits bringt eine Direktsaat auch Nachteile mit sich, die sich negativ auf die Entwicklung der Ackerbohnen und den Ertrag auswirken können (Tab. 1).

Tab.1: Vorteile und Nachteile der Direktsaat in Strohmulch bei Ackerbohnen

Vorteile	Nachteile
Senkung der Kosten; Schonen der Umwelt durch Dieselkraftstoff-Einsparung	N-Mineralisation ist geringer, keine Durchmischung des Bodens
Arbeitszeitersparnis	Boden erwärmt sich langsamer
Unterboden wird geschont; Bioporen bleiben geöffnet	Verdichtungen im Oberboden möglich (Ernte-Maschinen), vermindertes Wurzelwachstum – besonders in tieferen Schichten
Strohmulch dient der Humusmehrung, ein Teil der Nährstoffe wird zurück geführt	Stroh kann nicht verkauft oder für den Eigenbedarf geborgen werden
Förderung der Bodenfauna	Eventuell Förderung der unerwünschten Ackerbegleitflora

## 1.2 Fragestellung und Versuchsziel

*Die vorliegende Arbeit baut auf folgenden Fragen und Hypothesen auf:*

- Welches Düngemittel eignet sich im organischen Landbau, um die N<sub>2</sub>-Fixierung und somit die Produktivität zu erhöhen?
- Wie sieht eine optimale Nährstoffversorgung bei der Ackerbohne aus?
- Welche Nährstoffungleichgewichte bzw. Nährstoffmängel treten auf und wie können sie vermieden werden?
- Lässt sich der geringere Ertrag einer Direktsaat durch optimale und zeitnahe Düngung auf das gleiche Niveau wie bei einer konventionellen Saatbettbestellung anheben?
- Die Nährstoffversorgung in Lockerboden- und Festbodenmulchsystemen lässt sich in Fruchtfolgen mit Körnerleguminosen durch Blattanalysen zum Zeitpunkt der Blüte bestimmen. Nach der DRIS-Methode (*Diagnosis and Recommendation Integrated System*) und dem CNL (*Critical Nutrient Level*) kann mittels vieler Blattanalysen von verschiedenen Versuchsstationen sowie ökologischen als auch konventionellen Betrieben die Nährstoffversorgung von Ackerbohnen beurteilt werden.
- Eine in Menge und im Verhältnis optimierte Nährstoffversorgung erhöht die symbiotische N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung. Der Düngeaufwand lässt sich durch Unterfuß- oder Reihendüngung zu Beginn der Vegetationszeit minimieren.
- Sommerweizen (*Triticum aestivum*) eignet sich als Referenz zur Ackerbohne, weil er gleich viel N aus dem Boden aufnimmt und die N-Konzentrationen in den Blättern in bestimmten Entwicklungsphasen vergleichbar sind.
- Verschiedene SeRo-Dünger können Lücken in der Nährstoffversorgung schließen und zur Humusakkumulation beitragen.

Das angestrebte Ziel ist, eine optimale Düngung der Ackerbohne auch auf organisch bewirtschafteten Standorten zu ermöglichen. Somit sollen die negativen N-Bilanzen durch die gesteigerte N<sub>2</sub>-Fixierung ausgeglichen und die Produktivität der Ackerbohne selbst sowie der Nachfrucht erhöht und gleichzeitig eine Humusmehrung erlangt werden.

## 2. Wissensstand

### 2.1 Vorkommen und Funktionen ausgewählter Makronährstoffe

Da K, P, S, B und Mo für den Versuch als Düng-Elemente gewählt wurden, werden diese Nährelemente näher beschrieben. Für DRIS und die N<sub>2</sub>-Fixierung spielen auch weitere Nährelemente eine Rolle, weshalb *Tab. 2* einen kurzen Überblick über die wichtigsten Funktionen geben soll.

*Tab. 2:* Wichtige Funktionen von Elementen in der Pflanze (GOLDBACH & SCHERER 2006, MARSCHNER 2012)

Element	Funktion
<b>P</b>	Baustein der DNS & RNS (Träger der Erbinformation, Baustein von Zellmembranen, Enzymen – Steuerung der Zellfunktionen, Beteiligung an allen Stoffwechselfvorgängen (Fett-, Kohlenhydrat-, AS-Stoffwechsel, Respiration & Photosynthese) und der Zellteilung als Energieträger (ATP, ADP, cAMP)
<b>K</b>	Steuerung des Wasserhaushaltes (Wasseraufnahme, osmotischer-/Turgor-Druck & Regulierung der Stomata, reduzierte Wasserverdunstung [Ersatz durch Na <sup>+</sup> oder Zucker zum Teil möglich]), Kohlenhydratstoffwechsel (Stützgewebe → gute Standfestigkeit), effektive Eiweißsynthese (niedriger Gehalt an löslichen N-Verbindungen erhöht die Krankheitsresistenz), (Co)Enzym-Aktivierung, Photosynthese, Zucker- & Assimilat-Transport (Aufbau von Stärke, Zuckern & Ölen)
<b>N</b>	Aufbau von Proteinen, Nukleinsäuren, DNS, RNS, Chlorophyll, Enzymen, Phytohormonen
<b>Mg</b>	Zentraler Baustein des Chlorophylls, Cofaktor von ATP, Eiweiß-, Kohlenhydrat-, Fett- & Vitamin-Bildung, Regulation der Aufnahme anderer Nährstoffe wie P
<b>Mo</b>	Enzymbestandteil (e <sup>-</sup> -Transfer unter Wertigkeitswechsel Mo <sup>VI</sup> ↔ Mo <sup>IV(V)</sup> ): Nitratreduktase (Nitrat zu Ammonium), Nitrogenase im größeren Komplex, Xanthindehydrogenase und -Oxidase, Aldehydoxidase; Sulfitoxidase; Phosphatase. AS- & Chlorophyll-Synthese sind auf N aus der Nitratreduktion angewiesen. Leguminosen/Rhizobien haben einen erhöhten Bedarf (Hydrogenase).
<b>Mn</b>	Chlorophyll-, Chloroplasten-, AS-, Protein-, Lignin-, Phenolsynthese & Vitamin C-Synthese; Photosynthese (HILL-Reaktion), Aktivierung von Enzymen wie Indolelessigsäure-Oxidase, Nitratreduktion, Oxidations- & Reduktionsvorgänge, Kohlenhydrat- & Eiweißstoffwechsel
<b>Co</b>	Baustein von Cobalamin (Vitamin B <sub>12</sub> )

Tab. 2 Fortsetzung

Element	Funktion
<b>S</b>	AS-Baustein, Proteinstoffwechsel, Chlorophyll-Synthese, Vitaminbestandteil (Biotin, Thiamin & Vitamin B), Respiration, über N Einfluss auf die Synthese von Zucker/Stärke, Beteiligung am Aufbau wachstumsfördernder Enzyme
<b>Fe</b>	Aufbau des Chlorophyllmoleküls (Vorstufen) ohne jedoch Bestandteil zu sein, Beteiligung an der Elektronentransportkette (Ferredoxin) → Photosynthese, Atmungskette (Leghämoglobin), Eiweißstoffwechsel
<b>Zn</b>	Gibberillin-Stoffwechsel → Zellstreckung, Aktivierung von Enzymen durch Kopplung (Hydrasen, Phosphatasen, Proteinasen), Energie- und Atmungsstoffwechsel sowie Photosynthese, Kohlenhydratstoffwechsel (Aldolase baut C <sub>6</sub> -Körper → 1,6 Fructosebiphosphat aus 2 C <sub>3</sub> -Körpern → Aldose + Ketose, Enzym der Proteinsynthese, Wuchsstoffhaushalt (Wurzel- & Sproßwachstum in der Jugendphase, Phytohormonhaushalt: Synthese von Tryptophan = Vorstufe der Indolelessigsäure (Auxin) → Teilungs- und Differenzierungswachstum, Komponente der RNS-Polymerase (2 Zn-Atome/Molekül) und Ribosomen, Zn unterdrückt die Ribonuklease-Aktivität (bei Zn-Mangel wird vermehrt RNS abgebaut → weniger Proteine, mehr freie AS)
<b>Cu</b>	Bestandteil von Redoxenzymen → Photosynthese, Enzyme des Phenol-, Lignin- und Proteinstoffwechsels (AS-Synthese von DNS & RNS), (Phenoloxidase hat 4 Cu-Atome/mol, was 0,25 % Cu entspricht, und wandelt Diphenol zu Chinon um → Ligninvorstufen, Reproduktion (Pollenfruchtbarkeit), Förderung des Wuchsstoffes Phytoalexin → Krankheitsresistenz, Einbau von NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> in α-Ketoglutarinsäure durch Glutaminsäure-Dehydrogenase, Beteiligung an der Nitratreduktion, Eiweißstabilisierung: Cu katalysiert die Zusammenlagerung von 2 Cysteinmolekülen zu Cystin, Desaturierung von Fettsäuren: Einfach ungesättigte Fettsäuren (z. B. Ölsäure) werden aus gesättigten Fettsäuren (z. B. Stearinsäure) mit gleicher Anzahl an C-Atomen durch Abspaltung von 2H <sup>+</sup> gebildet (δ9-Desaturase)
<b>B</b>	Pektin- & Eiweißsynthese, Energie-, Nukleinsäure- & Kohlenhydrat-Stoffwechsel (Baustein für Kohlenhydratester), Zellwand-Stabilisierung (Krankheitsresistenz), Beteiligung am Phytohormon-Stoffwechsel (Regulierung der Wuchsstoffwirkung), Wasserhaushalts-Regulation, Stofftransport; Blütenbildung und Befruchtung
<b>Ca</b>	Zellwandaufbau, Zellstreckung & -teilung, Protein-Synthese, Wurzel- & Blattentwicklung, Enzym-Aktivator, Einfluss auf die Aufnahme anderer Nährstoffe
<b>Na</b>	Begünstigt den Wasserhaushalt (besonders bei unzureichender K-Versorgung); vermutlich Funktion im Kohlenhydratstoffwechsel

Tab. 2 Fortsetzung

Element	Funktion
Cl	Blattturgor, Photosynthese
Ni	Enzym Urease im N- und Protein-Stoffwechsel

AS = Aminosäure; → = bewirkt, beeinflusst

### 2.1.1 Kalium (K)

#### *K im Boden*

Der K-Pool im Boden besteht aus (LAD 2002, GOLDBACH & SCHERER 2006):

- 1) pflanzenverfügbarem  $K^+$  in der Bodenlösung (10 – 30 kg K/ha);
- 2) austauschbarem  $K^+$  (500 – 2000 kg K/ha) mittlerer Verfügbarkeit – es ist an Tonpartikel gebunden und kann durch  $NH_4^+$ ,  $Mg^{2+}$ ,  $H^+$ ,  $Na^+$ ,  $Ba^{2+}$  oder  $Ca^{2+}$  ausgetauscht werden;
- 3) Zwischenschicht  $K^+$  (3000 – 10000 kg K/ha), das fest in Tonmineralen gebunden ist.

Die K-Nachlieferung aus dem Boden liegt zwischen 9 % und 70 %, wobei Werte über 45 % Ausnahmen bilden. Wenn die Abfuhr die Zufuhr überschreitet, verarmt der Boden mit der Zeit an K und die Tonminerale verwittern. In Sandböden ist K auswaschungsgefährdet, da nur eine Humusschicht die  $K^+$ -Ionen über eine Carboxylgruppe binden kann:  $R-COOH + Kation \rightarrow R-COO^- \cdot Kation + H^+$  (GOLDBACH & SCHERER 2006).

#### *K in der Pflanze*

Der K-Transport verläuft über integrale Membrantransport-Proteine und  $K^+$ -Kanäle, insbesondere spannungsregulierte Kanäle (AMTMANN & BLATT 2009).  $K^+$  ist sowohl auf Zellebene als auch im Xylem und Phloem sehr mobil. Als mengenmäßig bedeutendstes Kation im Cytosol ist  $K^+$  für das Ladungsgleichgewicht oder die Anionen-Kationen-Balance verantwortlich (MARSCHNER 2012).  $K^+$  stellt hauptsächlich das Gegengewicht zu  $NO_3^-$  dar. Bei der Zellstreckung sowie bei anderen Turgor-abhängigen Prozessen können  $Na^+$ ,  $Mg^{2+}$ ,  $Ca^{2+}$  oder organische Lösungen die Funktion von  $K^+$  zum Teil übernehmen. Die Stoffwechselvorgänge im Cytosol und in den Chloroplasten sind dagegen auf  $K^+$  angewiesen. K ist nötig für die Enzymaktivierung und für den Erhalt des physiologischen pHs von 7 – 8 im Cytosol, wo das Kation in hoher Konzentration vorliegt (100 – 200 mM) (LEIGH & WYN JONES 1984). So ist es auch wichtig für die Enzymfunktionen. In noch höheren

Konzentrationen liegt  $K^+$  in den Schließzellen der Stomata vor. HUMBLE & RASCHKE (1971) zeigten am Beispiel der Ackerbohne, dass mit steigender  $K^+$ -Konzentration, basierend auf aktivem Transport, der osmotische Druck ansteigt, zu einer Wasseraufnahme führt, und dann der Turgor in den Schließzellen zunimmt. Als Resultat öffnen sich die Stomata. Ionen zum Ausgleich der Balance bezüglich der Stomata-Regulation sind  $Cl^-$  und  $Malat^{2-}$ , wobei bei Ackerbohnen nur letzteres vorkommt. Neben dem Ausströmen von  $K^+$  aus den Schließzellen über Kanäle führen Dunkelheit, Dehydration/Wasserstress und Abscisinsäure (ABA) zum Schließen der Stomata (MARSCHNER 2012). Ein K-Mangel verursacht ein unvollständiges Öffnen und Schließen der Stomata, was zur typischen K-Mangel-Welke führt (Tab. 9). Es wird angenommen, dass der Grund dafür die Akkumulation von Zuckern in den Schließzellen ist (HSIAO & LÄUCHLI 1986).

Aufgrund ihrer Ladung wirken K-Ionen auf das Membranpotential, das osmotische Potential und das wiederum auf den Turgordruck (MARSCHNER 2012). Folglich wirkt sich die K-Versorgung auf den Turgor-induzierten Lösungstransport im Xylem aus und auf die Wasserbalance der Pflanze. Daher wird bei angemessener K-Gabe die Wassernutzungseffizienz erhöht. Nicht nur bei Trockenheit, sondern auch bei Salzstress ist eine hohe K-Versorgung vorteilhaft (CHOW *et al.* 1990). Wassermangel auf Zellebene mindert die Frostresistenz, weshalb sich K-Mangel ungünstig auswirkt (LARSEN 1976). Reversible Turgor-Änderungen in speziellen Geweben, den sogenannten Motor-Organen oder Pulvini, lassen eine (Re-)Orientierung der Blätter zum Licht (photonastische Antwort) zu (KOLLER 1990, MARSCHNER 2012). So wird eine Blattbewegung, wie z. B. das Falten/Rollen durch Schrumpfen und Schwellen (Wasserfluss), von Zellen über die Osmoregulation, an der hauptsächlich  $K^+$ ,  $Cl^-$  und  $Malat^{2-}$  beteiligt sind, herbeigeführt. Außerdem wird  $K^+$  für die Proteinsynthese (Translation) benötigt (WYN JONES *et al.* 1979).

Da  $K^+$  Einfluss auf die Stomata-Regulation ausübt (Senkung der stomatären und mesophyllären Resistenz), wirkt sich eine gute K-Versorgung positiv auf die Photosynthese aus (MARSCHNER 2012). Zudem wird  $K^+$  für die ATP-Synthese (Photophosphorylation) und für die Aufrechterhaltung eines transmembranen pH-Gradienten gebraucht und dient als Gegentransport-Ion für  $H^+$ . Nicht nur beim Xylem-Transport, sondern auch beim Phloem-Transport spielt  $K^+$  eine Rolle. Es sorgt einerseits für einen hohen pH-Wert in den Siebröhren, der die Sucrose-Beladung ermöglicht, und andererseits für das osmotische Potential, das den Transport von Photosynthese-Produkten von „Source“ nach „Sink“ zulässt (MARSCHNER 2012). Neben dem Assimilat-Transport scheint  $K^+$  als lokale Energiequelle

zu fungieren, die in Assistenz mit H<sup>+</sup>-ATPase transmembranen Transport sicherstellt, dass Energielücken bei z. B. Beschattung überbrückt werden (GAJDANOWICZ *et al.* 2010).

Tab. 3: Änderungen bei K-Mangel (PEOPLES & KOCH 1979, MENGEL & ARNEKE 1982, TACHIMOTO *et al.* 1992, ARMENGAUD *et al.* 2009)

erhöht	erniedrigt
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Diamin-Putrescin (kompensiert K<sup>+</sup>-Mangel als zweiwertiges Kation)</li> <li>• Lösliche Kohlenhydrate – reduzierende Zucker</li> <li>• Lösliche org. N-Bindungen – positiv geladene AS, Amide</li> <li>• Dunkelrespiration</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nitrat (K<sup>+</sup> aktiviert Nitratreduktase und beeinflusst dessen Synthese)</li> <li>• Organische Säuren</li> <li>• Negativ geladene Aminosäuren</li> <li>• Pyruvat</li> <li>• RuBP-Carboxylase plus Minderung der CO<sub>2</sub>-Versorgung an den aktiven Zentren</li> <li>• H<sup>+</sup>-ATPase-Aktivität</li> <li>• Turgor, Zellgröße, Blattfläche, Stammlänge (synergetische Wirkung mit Gibberellinsäure)</li> <li>• Assimilat-Transport zu den Wurzeln</li> </ul>

Bei K-Mangel fallen die vakuolären K<sup>+</sup>-Konzentrationen stark ab, wohingegen die cytosolischen K<sup>+</sup>-Konzentrationen zu Beginn nahezu aufrechterhalten werden (WALKER *et al.* 1996). K-Mangel löst zuerst einen Abfall der Pyruvatkinase und Phosphofruktokinase aus (LÄUCHLI & PFLÜGER 1978, ARMENGAUD *et al.* 2009). Weitere Änderungen bei K-Mangel sind in Tab. 3 gelistet. K stimuliert über Stärke-Synthase den Stärkeaufbau aus Glukosemolekülen, sowie membranständige, protonenpumpende ATPasen (→ Zellstreckung und Osmoregulation) und Isoformen der Pyrophosphatase (H<sup>+</sup>-Transport in Vakuolen) (DARLEY *et al.* 1998, GIBRAT *et al.* 1990, NITSOS & EVANS 1969). Andere Enzyme wie Polyphenoloxidase und Hydrolasen werden bei K-Mangel verstärkt aktiv. Die Assimilate werden anders auf die Gewebe verteilt. Aufgrund verschiedener veränderter Phytohormon- und Enzymausprägungen könnte bei K-Mangel mit einer gesenkten Stress-Resistenz gegenüber Umwelteinflüsse gerechnet werden. Auch der oxidative Stress steigt bei K-Mangel, da die photosynthetische CO<sub>2</sub>-Fixierung und der Assimilat-Transport erniedrigt sind, was zu einem Anstieg der Elektronen aus der Photosynthese und von O<sub>2</sub> führt, wodurch mehr reaktive Sauerstoff-Spezies (ROS) als üblich entstehen (MARSCHNER 2012).

## 2.1.2 Phosphor (P)

*P im Boden* (LAD 2002, GOLDBACH & SCHERER 2006)

Der P-Anteil in der Erdkruste macht etwa 0,09 % aus. Der Gesamtgehalt in Mineralböden beträgt 0,1 – 1 ‰ P, was 300 – 3000 kg/ha in 0 – 20 cm Tiefe entspricht. In humusreichen Böden kann der Gesamtgehalt bis 2 ‰ P betragen. Der anorganisch gebundene P ( $P_i$ ) nimmt in deutschen Mineralböden einen Anteil von (20) 40 – 80 % des Gesamt-P ein. Der Rest ist organisch gebundenes P, wobei es sich meistens um Phytin-P handelt.

Im Bodenpool gibt es 3 P-Fraktionen (LAD 2002, GOLDBACH & SCHERER 2006):

- 1) das in der Bodenlösung verfügbare Phosphat (1 – 2 kg  $P_2O_5$ /ha in der Krume gut versorgter Böden = 0,1 – 5 mg  $P_2O_5$ /l Bodenlösung). Die jährliche Auswaschung liegt im Normalfall bei 0,3 – 1 kg  $P_2O_5$ /ha.
- 2) labiles Phosphat (450 – 900 kg  $P_2O_5$ /ha), was leicht gebunden ist und Fraktion 1 bei Entzug nachfüllt (Mineralisierung von organischem P, Verwitterung der Bodenminerale, Lösung von adsorbiertem P) oder überschüssiges P aus der Bodenlösung (Düngung) im Laufe der Zeit bindet.
- 3) stabiles Phosphat (50 – 60 % bzw. 3000 – 6000 kg  $P_2O_5$ /ha). Entsteht aus labilen Phosphaten, die mit der Zeit kristallisieren (festgelegt werden). Zu der stabilen Fraktion zählen Ca-, Fe- und Al-Phosphate und Phytate. Die Verfügbarkeit der Ca-Phosphate nimmt mit steigendem pH-Wert ab. Ab pH 7 kommt es zur Apatitbildung (z. B. Hydroxid-, Carbonat-, Fluor-Apatit).

So befindet sich in deutschen Böden zwar recht viel P, aber es liegt in nicht pflanzenverfügbarer Form vor. Über die Wurzel werden  $H_2PO_4^-$  und  $HPO_4^{2-}$  (primäres und sekundäres Orthophosphat-Anion) aufgenommen (MARSCHNER 2012). Welche Phosphat-Verbindungen gebildet werden, hängt vom Boden-pH ab. Bei pH-Werten unterhalb 7 liegt hauptsächlich  $H_2PO_4^-$  vor und bei pH oberhalb 7  $HPO_4^{2-}$ . Bei hoher Protonenkonzentration (im sauren Boden) wird Phosphat spezifisch in Form von  $H_2PO_4^-$  an Metallionen wie Al und Fe gebunden. Die Zufuhr von löslichen Silikaten (z. B. Hüttenkalk) führt zur Desorption. Außerdem erfolgt eine unspezifische Adsorption an  $H^+$ , die durch eine Kalkung aufgehoben werden kann. Die P-Adsorption an Fe(III)-Oxidhydrate kann auch zum Einschluss des Phosphats führen (Okklusion). Um die Phosphate legen sich Fe(III)-Oxidhüllen. Dies geschieht besonders auf sauren, gut durchlüfteten Böden, weil hier  $Fe^{2+}$  zu  $Fe^{3+}$  oxidiert

wird. Unter anaeroben Bedingungen wird die Fe(III)-Oxidhülle durch Reduktion des  $\text{Fe}^{3+}$  zu  $\text{Fe}^{2+}$  aufgebrochen und P wieder pflanzenverfügbar.

Die meisten Böden enthalten so viel Ca, dass das wasserlösliche  $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 =$  Superphosphat in  $\text{CaHPO}_4$  und  $\text{Ca}_4(\text{PO}_4)_3$  umgewandelt wird. Beide Formen sind aber noch gut pflanzenverfügbar, da sie ausreichend wasserlöslich sind.

Organische P-Formen sind Phytate, Salze des Phytins, die sich vom 6-wertigen zyklischen Alkohol Myoinositol ableiten. Sie liegen im Boden als Anionen vor und können genau wie  $\text{P}_i$  an Bodenpartikel sorbiert werden. Die Mineralisierung dieser Verbindungen ist eine einfache Hydrolyse. Die Hydrolyse geschieht durch die Phosphatase, die sowohl in den Pflanzen (Wurzelausscheidungen) als auch in Mikroorganismen gebildet wird. Der Anteil an Phospholipiden (Ester aus Glycerol und Phosphorsäure) und Nucleotidphosphat am organisch gebundenen P im Boden ist gering. Die Menge an mikrobiell gebundenem P im  $\text{A}_p$ -Horizont von Ackerböden liegt zwischen 60 und 120 kg P/ha; sie ist wegen der schnellen Umsetzung besonders mobil und pflanzenverfügbar. (GOLDBACH & SCHERER 2006)

Aufgrund begrenzter Ressourcen ist es besonders wichtig, nicht nur im ökologischen Landbau auf eine Rückführung des Phosphors aus organischen Quellen zu achten, sondern auch im Landbau generell.

### ***P in der Pflanze***

In Pflanzen liegt P in verschiedenen Formen vor. Dabei handelt es sich vornehmlich um (MARSCHNER 2012):

- Dihydrogenphosphat ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ) bei physiologischen pH-Werten,
- $\text{P}_i$  (schneller Umbau in organische P-Formen und zurück zu  $\text{P}_i$ )
- Ester (C-O-P) wie häufig in Glucose-6-Phosphat,
- Pyrophosphat-Bindung (P)~(P) wie z. B. in ATP,
- relativ stabile Diester-Formen (C-(P)-C) wie Phospholipide der Biomembranen, wo P Brücken zwischen Diglyceriden und Aminosäuren, Aminen oder Alkoholen bildet.

Nur funktionstüchtige Biomembranen gewährleisten einen kontrollierten Ionen- und Stoffaustausch. Bei P-Mangel werden Phospholipide möglicherweise durch Galactolipide oder Sulpholipide ersetzt, so dass vorerst keine Funktionsstörungen eintreten (GAUDE *et al.* 2008, BYRNE *et al.* 2011). Phosphat ist außerdem Bestandteil der DNS und RNS. Es bildet Phosphat-Brücken zwischen den Ribonukleosid-Einheiten. Aufgrund des Phosphats

sind die Nukleinsäuren saurer Natur. So spielt P eine wichtige Rolle bei Zellwachstum und Protein-Synthese (Enzyme, Hormone). P-Ester sind am Energie-Metabolismus und -Transfer beteiligt. Die Energie-liefernden Prozesse sind Glycolyse, aerobe Respiration und Photosynthese (MARSCHNER 2012). Um die Energie dorthin zu transportieren, wo sie benötigt wird, werden energiereiche Pyrophosphat-Bindungen (ATP) aufgebaut. Weitere solche Coenzyme sind Uridin-Triphosphat (UTP) bei der Sucrose-Synthese und Guanosin-Triphosphat (GTP) bei der Cellulose-Synthese. Neben ATP wird energiereiches, anorganisches Pyrophosphat ( $PP_i$ ) für alle wesentlichen Biosynthese-Reaktionen, wie z. B. Stärke- und Fettsäuren-Synthese, gebraucht.  $P_i$  kontrolliert verschiedene Enzym-Reaktionen (z. B. Phosphofruktokinase) (WOODROW & ROWAN 1979). Bei angemessener P-Zufuhr wird  $P_i$  in Vakuolen gelagert und macht dann 85 – 95 % des Gesamt-P aus (LAUER *et al.* 1989). Im Gegensatz zu dem versorgungsabhängigen P-Speicher, unterliegt die P-Konzentration im Cytosol einer homöostatischen Kontrolle.  $P_i$  nimmt Einfluss auf die Photosynthese und die Verwendung des Kohlenstoffs aus der C-Fixierung. Der C-Einbau in Stärke sinkt mit zunehmender  $P_i$ -Konzentration u. a. ausgelöst durch Substrat-Mangel und Wirkung auf ADP-Glucose-Pyrophosphorylase für die Stärke-Synthese (MARSCHNER 2012).  $P_i$  reguliert den Austritt von Triosephosphaten aus Chloroplasten, was den  $CO_2$ -Fixierungs-Prozess betrifft. Somit führt ein P-Mangel zur Hemmung des Triose-Exports aus den Chloroplasten, woraufhin sich Zucker und Stärke ansammeln. Folglich können durch Resynthese von RuBP die Calvin-Zyklus-Aktivität und die  $CO_2$ -Fixierung gesenkt werden (FREDEEN *et al.* 1990). Ein anderer Grund für die Zucker-Ansammlung ist fehlendes ATP für den Sucrose-Proton-Cotransport, der einen Abtransport über das Phloem ermöglicht. Auch in Wurzeln sammelt sich bei P-Mangel Sucrose an.

Anorganische Polyphosphate stellen Energiespeicher und Kationen-Austauscher dar. In Samen und Knollen wird P typischerweise zu 50 – 70 % bzw. zu 15 – 23 % als Phytat, also Salzen der Phytinsäure, gespeichert (CAMPBELL *et al.* 1991, LOTT *et al.* 2000). Auch in Pollenkörnern finden sich Salze der Phytinsäure, die eine hohe Affinität zu zweiwertigen Kationen wie  $Mg^{2+}$ ,  $Ca^{2+}$  und  $Zn^{2+}$  haben, aber auch zu  $K^+$ . Aufgrund dessen kann Phytinsäure auch als Schwermetallbinder Einsatz finden, jedoch nicht im Falle von Cadmium (MARSCHNER 2012). In Knollen kann P außerdem Stärke-gebunden sein. Steigt  $P_i$  an, so fällt die Phytase ab und weniger Phytat wird abgebaut. Abbau-Produkte des Phytats sind Inositol-Phosphate, die einerseits einen Teil der Phospholipid-Fraktion in Membranen bilden und andererseits dient Inositol-1,4,5(Tri)Phosphat als Sekundärbote für die Regulation von Ca-Kanälen in Pflanzenzellen (ISAYENKOV *et al.* 2010).

### 2.1.3 Schwefel (S)

#### *S im Boden*

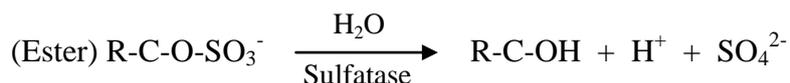
Der jährliche, atmosphärische S-Eintrag, der 1986 noch bei rund 42 kg S/ha lag, beträgt derzeit nur noch 6 - 10 kg S/ha (LAD 2002). So war damals durch den sauren Regen (H<sub>2</sub>S), der im Boden zu Sulfat umgewandelt wird oder direkt über die Blätter aufgenommen wird - so wie atmosphärisches SO<sub>2</sub> -, keine oder kaum eine S-Düngung nötig. Bis zu 90 % des S im Boden sind in der organischen Substanz gebunden. Bei organischen S-Formen handelt es sich z. B. um schwefelhaltige AS oder Sulfatester, wo S nicht direkt an C gebunden ist (C-O-S). Der Rest (10 %) liegt in der mineralischen Bodensubstanz, vor allem in kristalliner Form, und in der Bodenlösung als SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> (pflanzenverfügbares Sulfat) vor. Bei einem Boden-pH von 4 wird Sulfat zügig über die Wurzeln aufgenommen und bei höheren pH-Werten ist die Aufnahme verlangsamt (SCHERER 2001). Als Antagonisten bei der Aufnahme und teils im Stoffwechsel wirken aufgrund ihrer ähnlichen molekularen Eigenschaften Molybdat und Selenat. Sulfat adsorbiert teils an Fe-/Al-Oxide oder Hydroxide. Ein anderer Teil kann ausgefällt in Form von SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> als CaSO<sub>4</sub>, MgSO<sub>4</sub> oder NaSO<sub>4</sub> durch Reaktion mit Na<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup> oder Mg<sup>2+</sup> oder als Eisensulfid (FeS) und Pyrit (FeS<sub>2</sub>) vorliegen.

Jährlich werden 10 – 20 kg S/ha von Thiobakterien (farblosen Schwefelbakterien) mineralisiert. *Beggiatoa* und *Thiotrix* wirken unter aeroben und anaeroben Bedingungen und *Thiobazillus* nur unter aeroben Bedingungen (GOLDBACH & SCHERER 2006):



Die Energie aus der Nettogleichung wird von den chemoautotrophen Bakterien zur Reduktion (Einverleibung) von CO<sub>2</sub> benutzt:  $2\text{H}_2\text{S} + 4\text{O}_2 \rightarrow 2\text{H}_2\text{SO}_4 + 1690 \text{ kJ}$ .

Auch Pflanzen können auf biochemischem Weg organische S-Verbindungen in SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> umwandeln. Wurzeln (und Mikroorganismen) scheiden bei S-Mangel Sulfatasen aus.



#### *S in der Pflanze*

Die Wurzel Aufnahme von SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> ist mit einem H<sup>+</sup>-Cotransport verknüpft. SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> gelangt mit dem Transpirationsfluss über das Xylem in die Pflanze und zwar verstärkt in die Chloroplasten und Meristeme junger Blätter (SCHERER 2001). In der Pflanze erfolgt die Weiter-

leitung über transmembrane Sulfat-Transporter (HAWKESFORD 2003).  $\text{SO}_4^{2-}$  wird direkt als solches gespeichert oder mittels Ferredoxin reduziert, so dass S in AS, Proteine und Coenzyme eingebaut werden kann. Weiterhin ist S in nicht-reduzierter Form Bestandteil in organischen Strukturen wie Sulfolipiden in Membranen und Polysacchariden (MARSCHNER 2012). Der Anteil an organisch gebundenem S (AS) in Pflanzen macht rund 90 % aus (ALLAWAY & THOMPSON 1966). Im ersten Assimilations-Schritt gibt ATP zwei Phosphat-Gruppen ab und lagert eine Sulfuryl-Gruppe an. So ergibt sich Adenosin-Phosphosulfat (APS) und Pyrophosphat. Dann folgt die Bildung von Sulfat-Estern (aktiviertes Sulfat + Hydroxylgruppe) wie Sulfolipiden oder die Sulfat-Reduktion mittels ATP-verbrauchender Umformung/Phosphorylierung von APS zu Phosphoadenin-Phosphosulfat (PAPS). Das aktive Sulfat von APS wird durch APS-Reduktase unter Verbrauch von 2 Elektronen ( $e^-$ ) von Glutathion zu Sulfit ( $\text{SO}_3^{2-}$ ) reduziert. Glutathion scheint außerdem das Carrier-Protein von Sulfit zu sein. Im Chloroplasten entsteht mit Hilfe von  $6 e^-$  von Ferredoxin Sulfid ( $\text{S}^{2-}$ ). Sulfid wird auf O-Acetylserin (OAS = Serin + Acetyl Co A) übertragen. Die Assimilations-Prozesse unterliegen einer gewissen Selbstregulierung/-Stimulierung durch die teilhabenden Enzyme, Ausgangsprodukte und Endprodukte. Als erstes Produkt entsteht Cystein. Daraus werden weiterhin Glutathion, Methionin oder andere organische Verbindungen, die S in reduzierter Form enthalten, gebildet. So nimmt S auch Einfluss auf die Ethylen-Synthese (MIYAZAKI & YANG 1987, NIKIFOROVA *et al.* 2004). Über Phloem-Transport gelangt Glutathion in Gewebe mit hoher Proteinsynthese-Aktivität oder in die Wurzeln, wo es eine regulatorische Wirkung auf die Sulfat-Aufnahme ausübt (MARSCHNER 1995). In  $\text{C}_4$ -Pflanzen findet die Sulfat-Assimilation in den Bündelscheiden-Chloroplasten statt. S wird vor allem in Blättern bei Stimulation durch Licht reduziert.

AS sind Vorstufen von Coenzymen und sekundären Pflanzeninhaltsstoffen. Sekundäre Pflanzeninhaltsstoffe wie Alliine und Glucosinolate dienen als Verteidigungsmechanismus gegen Fraßfeinde, als S-Speicher und erhöhen die Stress-Resistenz. Wichtige Coenzyme sind u. a. Urease, Sulfotransferase und Coenzym A. Die aktiv in der Reaktion beteiligten SH-Gruppen (Sulfhydryl-Gruppen) werden zur Bildung von Acetyl Coenzym A benötigt. R-SH ist die funktionelle Gruppe der wasserlöslichen Thiol-Fraktion, besonders Glutathion, das aus Glutamat, Cystein und schließlich aus Glycin gebildet wird (HELL & BERGMANN 1988). Über die Hälfte des Glutathions, das als starkes Antioxidans wirkt, ist in Chloroplasten (Blätter) lokalisiert (RENNENBERG & LAMOUREUX 1990). Zusammen mit Ascorbat ist Glutathion wichtig für die Entgiftung von Sauerstoff-Radikalen und

Wasserstoff-Peroxid (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) sowie auch bei SO<sub>2</sub> oder Ozon-Stress. Reduziertes S wird in Form von Glutathion gespeichert, das gleichzeitig die Vorstufe von Phytochelatinen (Glutanyl-Cystein-Einheiten mit einem endständigen Glycin) ist. Mit Hilfe von Phytochelatinen entgiften Pflanzen Schwermetalle, insbesondere Cadmium (COBETT & GOLDSBROUGH 2002). Daneben sind Metallothioneine (cysteinreiche Polypeptide) für die Bindung von Schwermetallen zuständig.

Thioredoxine sind kleine Proteine mit 2 Cystein-Resten, die eine redoxaktive, intermolekulare Disulfid-Brücke bilden und an der Regulation des C-Stoffwechsels teilhaben, indem sie verschiedene Enzyme des Calvin-Zyklus aktivieren. Zuvor wird Thioredoxin durch Ferredoxin oder NADP reduziert. Es folgt die Aktivierung von Fructose-1,6-Bisphosphatase und einigen anderen Enzymen des Photosystems II und der CO<sub>2</sub>-Assimilation. Reduziertes S befindet sich nicht nur in Coenzymen, sondern auch in prosthetischen Gruppen wie Ferredoxin, Biotin (Vitamin H) und Thiamin Pyrophosphat (Vitamin B<sub>1</sub>). Biotin wirkt bei der Synthese langkettiger Fettsäuren (Koppeln von C<sub>2</sub>-Einheiten). (MARSCHNER 2012). Der Schutz von SH-Gruppen in Proteinen vor einer Bildung von Disulfid-Brücken (S-S) ist wichtig, um Resistenz gegenüber Dehydration bei Hitze und Trockenheit oder Frostscha den zu verleihen (LEVITT 1980).

Nicht-reduzierter S in Sulfateestern in Sulfolipiden ist als Polysaccharid strukturgebend in allen Membranen. Hier sind C<sub>6</sub>-Zucker über Ester-Bindung an Sulfo-Gruppen gebunden. Als Membranbestandteil hat S Einfluss auf die Regulation des Ionentransports und auf die Salz-Toleranz (MARSCHNER 2012).

Ein **S-Mangel** wirkt sich vielfältig auf den pflanzlichen Stoffwechsel aus, da S am Aufbau von Chlorophyll, Chloroplasten und Plasma sowie am Atmungsstoffwechsel und an der Fettsäure-Synthese (SH-Gruppen in Thioester-Verbindungen) beteiligt ist. Ein S-Mangel reduziert (KARMOKER *et al.* 1991, MARSCHNER 2012):

- den Protein-Gehalt – Cystein, Methionin und Cystin
- die Menge an S-haltigen Enzymen wie Nitratreduktase
- den Gehalt an Chlorophyll
- Glutathion und andere S-haltige Verbindungen wie Phytochelatinen
- das Spross:Wurzel-Verhältnis
- die hydraulische Leitfähigkeit der Wurzel
- die Weite der Stomata-Öffnung
- die Blattfläche

- die Netto-Photosynthese → Kohlenhydrate (Glucose, Fructose, Saccharose) und Energie
- die Chloroplasten-Anzahl (artspezifisch)

Bei Mangel an Cystein und Methionin wird die Protein-Synthese gehemmt. Es kann eine Verschiebung des typischen Protein-Verhältnisses zu Gunsten von Nicht-S-Proteinen eintreten und eine verstärkte Proteolyse vorhandener Proteine einsetzen. Der Stärkegehalt nimmt zu, weil der C-Stoffwechsel an der Produktionsstelle behindert ist und ein verminderter Bedarf am „Sink“ vorliegt. Außerdem steigen die Konzentrationen an löslichem, organischem N, an Nitrat, Ammonium, freien AS und an Amidn (SCHERER 2001). Hieraus ergibt sich eine negative Rückwirkung auf den N-Stoffwechsel. Als guter Indikator für einen S-Mangel kann die Sulfat-Konzentration in Pflanzen oder das Sulfat: Malat-Verhältnis betrachtet werden, da Malat bei S-Mangel akkumuliert wird. Der Gesamt-S-Gehalt ist weniger geeignet. Nach DEBOER & DUKE (1982) ist auch das N:S-Verhältnis in der Pflanzen-TM ein guter Indikator für S-Mangel, insofern es mindestens bei 20:1 liegt, anstatt von 13:1 – 16:1 bei normaler S-Versorgung. Aufgrund fehlender Konkurrenz und verstärkter Sulfat-Transporter-Ausbildung verursacht ein S-Mangel eine Konzentrationserhöhung von Selenat und Molybdat (SHINMACHI *et al.* 2010). Die Verteilung von S in der Pflanze wird u. a. durch die N-Versorgung beeinflusst. In Kombination mit N-Mangel sind ältere Blätter stärker durch S-Mangel betroffen als jüngere. So trifft dies häufiger auf Leguminosen zu, da sich beginnender S-Mangel stärker negativ auf die Nitrogenase-Aktivität in den Knöllchen als auf die Photosynthese auswirkt (DEBOER & DUKE 1982).

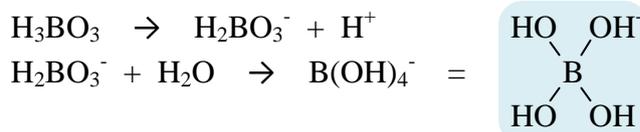
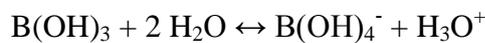
## **2.2 Vorkommen und Funktionen ausgewählter Mikronährstoffe**

### **2.2.1 Bor (B)**

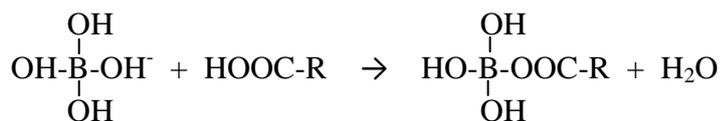
#### ***B im Boden***

Bor ist ein Halbmetall, klein und hat nur 3 Wertigkeiten (MARSCHNER 2012). In der Erdrinde befinden sich 3 – 4,5 mg B/kg (*Tab. 14*). Marine Sedimente enthalten ca. 200 mg B/kg, was auf den hohen B-Gehalt des Meerwassers mit 4 - 5 mg B/l zurückzuführen ist. In Küstenregionen können über den Regen Boreinträge stattfinden. Nach WIKNER (1983) erhalten die Böden nahe der Westküste von Schweden jährlich 25 – 40 g B/ha und in Nordschweden nur noch weniger als 2 g B/ha. Der Gesamt-B-Gehalt in Böden beträgt 10 – 40 mg B/kg. Extremwerte sind 3 – 200 mg B/kg, wobei junge Böden aus marinen Sedimenten

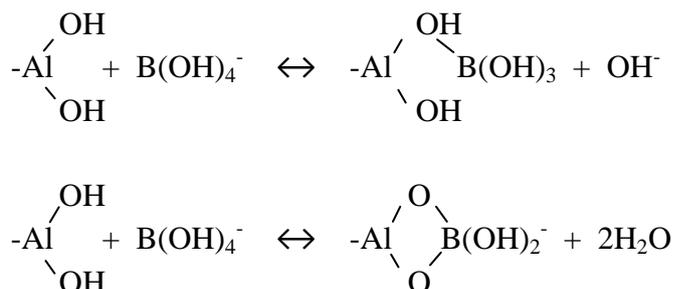
oder mit Glaukonit B-reich sind (SHORROCKS 1997). In der Bodenlösung liegen 0,01 – 0,1 mg B/l vor. Aufgrund der hohen Affinität zu Sauerstoff kommt B natürlich nur gebunden vor - meist in Form von schwachen Borsäuren (allgemeine Summenformel:  $H_n-2B_nO_{2n-1}$ ) oder deren Salzen, den Boraten. Wichtige Minerale sind Borax ( $Na_2B_4O_7 \cdot 10 H_2O$ ) und Kernit ( $Na_2B_4O_7 \cdot 4 H_2O$ ). Bor ist 1) in Primär-Mineralen wie Turmalinen und borreichem Glimmer enthalten, 2) in Sekundär-Mineralen – besonders im Tonmineral-Gitterwerk vorhanden, 3) gebunden an Ton, Hydroxid-Oberflächen und an Biomasse, 4) ein Teil pflanzlicher und mikrobieller Biomasse und 5) in Lösung als Borsäure oder Borat-Anion (SHORROCKS 1997). Ist der pH kleiner als 7, so liegt B in wässriger Phase meist als undissoziierte, freie Borsäure ( $H_3BO_3$ ) vor. Oberhalb von pH 6 - 7 bildet B ein tetraedrales Borat-Anion ( $B(OH)_4^-$ ), eine Lewis-Säure:



Pflanzenwurzeln nehmen sowohl  $H_3BO_3$  als auch  $B(OH)_4^-$  passiv über Transpirationsstrom/Massenfluss auf, wobei dazu der Wassergehalt im Boden ausreichend hoch sein muss (SHORROCKS 1997). Bei Trockenheit kann eine Polymerisation der Borsäure eintreten. Silizium verhält sich antagonistisch zur B- und Ca-Aufnahme. Bei pH 6 – 12 wird B zunehmend stark komplexiert, und zwar von der organischen Substanz (Humus, Huminsäure):



Bei der Mineralisation wird B dann wieder freigesetzt. Auch ob das Borat-Anion an Al- ( $Al(OH)_3$ ) oder Fe-Hydroxide ( $Fe(OH)_3$ ) gebunden wird, hängt vom pH ab. Der optimale pH-Bereich für  $Al(OH)_3$  ist 6 – 7 und für  $Fe(OH)_3$  8 – 8,5. An  $Al(OH)_3$  erfolgt eine stärkere B-Sorption (bis > 40 µg B/g Hydroxid) als an  $Fe(OH)_3$  (bis > 20 µg B/g Hydroxid). Entweder gibt das Borat-Ion bei der Bindung OH- ab oder Wasser wird frei:



$B(OH)_4^-$  als Anion wird auch in Tonböden (Imogolith, Ferrihydrit) oder kalkreichen Böden (an  $CaCO_3$ ) festgelegt. Dies ist besonders der Fall bei Glimmer (Illit > Montmorillonit > Kaolinit). Eine Adsorption von B an den Boden, Tonminerale oder Hydroxide ist bei pH-Werten von 8 bis 10 am höchsten. Kalken senkt somit die B-Verfügbarkeit. Aber dennoch können hohe  $CaCO_3$ -Gehalte nicht als Ursache für einen B-Mangel angesehen werden (MARSCHNER 1995, SHORROCKS 1997). Starke Regenfälle sorgen für eine  $B(OH)_3$ -Auswaschung, besonders in sauren, grob-strukturierten Böden.

### ***B in Pflanzen***

Der B-Bedarf sowie die standortunabhängige B-Konzentration in Pflanzen erstrecken sich über einen weiten Bereich. Gräser weisen Konzentrationen von 5 – 10 mg B/kg TM auf, Dikotyledonen von 20 – 70 mg B/kg TM und Gummi produzierende Pflanzen, Mohn und Rüben von 80 – 120 mg B/kg TM (GUPTA 1979, BERGMANN 1983). Der Grund für den niedrigen B-Bedarf von Gräsern (Einkeimblättrigen) scheinen die vergleichsweise niedrigen Pektin-, Polygalacturonan-Gehalte, ein geringerer Anteil an Verbindungen mit *Cis*-Diol-Konfiguration und ein niedrigerer Ca-Gehalt in der (primären) Zellwand zu sein (LOOMIS & DURST 1992). Nur monomerische B-Formen sind für gewöhnlich in wässrigen Lösungen bei B-Konzentrationen < 25 mM zu finden. So liegt B im Cytoplasma bei einem pH von 7,5 und im Apoplasten bei einem pH von 5,5 zu über 98 % bzw. 99,95 % als  $B(OH)_3$  vor und zu weniger als 2 % bzw. 0,05 % als  $B(OH)_4^-$  vor (MARSCHNER 2012). Polymerische B-Verbindungen in Pflanzen können bei B-Toxizität auftreten. B ist im Phloem Polyol-transportierender Pflanzen mobil beweglich (BROWN & SHELP 1997). Bei Sucrose-transportierenden Pflanzen ist der B-Transport auf den Transpirationsstrom angewiesen. Die Borsäure bildet Komplexe mit Diolen und Polyolen, besonders *Cis*-Diolen (Monoester und Diester). Dabei nimmt B in allen bekannten, natürlichen Verbindungen die Stellung eines Crosslinks (Brücke) in einem Diester ein. Dazu zählen innerhalb der Hemicellulose-Fraktion der Zellwände Zucker und dessen Derivate – Zucker-Alkohole und Uronsäuren wie Mannitol, Mannan, Polymannuron-Säure und Galactomannan in Gummi produzierenden Pflanzen. Die stabilsten B-Komplexe sind die Pentosen: Ribose und Apiose aus der Pektinfraktion. B in der Zellwand bildet Crosslinks zwischen dem Apiosyl-Rest in der jeweiligen A-Seitenkette der zwei benachbarten, monomerischen Rhamnogalacturonan-II-Moleküle (RGII-Molekülen) und formt so einen dimerischen B-dRGII-Pektin-Komplex (KOBAYASHI *et al.* 1999, ISHII *et al.* 1999). Die Ausprägung dieser Molekül-Komplexe

ist besonders stark in Pollen. Auch mit Ribose (RNS,  $\text{NAD}^+$ ) bildet B austauschbare Komplexe.

Die Funktionen, die B erfüllt, sind noch nicht alle im Detail bekannt. B spielt bei verschiedenen Prozessen eine Rolle (MARSCHNER 2012):

- Aufbau, Struktur und Weiterverarbeitung der Zellwände (Einbau von Polymeren, Lignifizierung) und Membranen
- Zelle zu Wand-Adhäsion
- (Plasma-)Membran-Integrität
- Zuckertransport
- Kohlenhydrat-Stoffwechsel
- RNS Metabolismus
- Respiration
- Indol-3-Essigsäure (IAA) Metabolismus (B-Mangel führt sekundär zu einem Anstieg von IAA-Oxidase)
- Phenol Metabolismus (bei Starklicht [ $580 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ] steigt der Phenol-Gehalt und B wird vermehrt zum Abbau benötigt)

Aufgrund der strukturgebenden Eigenschaften übt B einen starken Effekt auf membrane Transportprozesse aus. Als Beispiel ist hier die membran-gebundene  $\text{H}^+$ -pumpende ATPase zu nennen (GOLDBACH & WIMMER 2007). Die meisten Reaktionen bei B-Mangel werden wahrscheinlich indirekt ausgelöst, da der Stoffaustausch gestört wird, wenn es an B zur Komplexbildung der *Cis*-Diol-Gruppen wie Glycoproteinen oder Glycolipiden in der Plasmamembran fehlt (GOLDBACH & WIMMER 2007).

B wird insbesondere für das Pollenschlauchwachstum (VISSER 1955, JOHRI & VASIL 1961), die Pollenvitalität, die Pollenkeimung und somit für die Samen- und Fruchtentwicklung gebraucht. Dies gilt nicht nur für Baumwolle, Apfel, Wein und Sonnenblume, sondern für Pflanzen aller Art (BELVINS & LUKASZEWSKI 1998). So kann eine B-Gabe bei Klee zu einer erhöhten Samen-, Blüten- und Pollen-Produktion führen, ohne dass die Biomasse-Produktion steigt. Die Geschwindigkeit des Pollenschlauchwachstums hängt von einer konstanten Fusion von Plasmalemma bildenden Vesikeln und einer stetigen Sekretion von Zellwandmaterial ab. *Petunia*-Pollen enthält viele Glycoproteine. Die Oligosaccharide von pflanzlichen Glycoproteinen wiederum enthalten Mannose und Fucose, die beide stabile Ester mit Borat bilden. JACKSON (1991) beobachtete an *Petunia*-Pollen, dass die Phasenänderungsmuster von Lipiden in Membranen durch B-Mangel völlig verändert

wurden. Es wird davon ausgegangen, dass ohne B die Proteine nicht stabil in die Membranen und Wandmatrizen etabliert werden. Wenn kein B vorhanden war und die Temperatur über 21 °C lag, wurde außerdem die Pollenschlauchkeimung unterbunden (JACKSON 1991). Möglicherweise ist B ein chemotaktischer Wirkstoff für das Pollenschlauchwachstum. Auf jeden Fall enthalten weibliche Blütenteile (Griffeln, Narbe und Fruchtknoten) hohe B-Konzentrationen. Pollenkörner nahezu aller Arten haben normalerweise niedrige B-Gehalte (MARSCHNER 1995).

In den USA wird Luzerne für gewöhnlich mit B gedüngt, um die positive Wirkung auf die Zellwandstabilität zu nutzen, weswegen es bei der Ernte zu geringeren Bröckelverlusten kommt (SHORROCKS 1997). Denn bei sehr gut mit B versorgten Pflanzen sind die Blätter quasi elastisch, wohingegen die Blätter von Pflanzen mit B-Mangel brüchig sind (LOOMIS & DURST 1992, HU & BROWN 1994).  $H_3BO_3$  und Na-Borat in Lösung werden außerdem erfolgreich zur Blattdüngung eingesetzt. Die empfohlene, applizierte B-Menge reicht von 0,3 - 3 kg/ha, unabhängig der B-Form B. Aufgrund der Partikelgröße können langsam wirkende B-Dünger wie Colemanit, Ulexit und Ascharit nur als Bodendünger eingesetzt werden (Tab. 5). Generell muss der B-Dünger gleichmäßig auf dem Feld verteilt werden, so dass keine Hotspots mit toxischen B-Konzentrationen entstehen. So ist es auch nicht empfehlenswert, B in dichter Umgebung des Samenkornes auszubringen oder den Samen mit einem Borat-Mantel zu umhüllen. Daraus kann schnell ein Wurzelschaden entstehen (SHORROCKS 1997).

### ***B-Mangel***

Erst nach seinem Einbau in die pflanzlichen Gewebe ist B nicht mehr mobil, wodurch dann ein B-Mangel zuerst an jungen Blättern auftritt. B-Mangel stoppt das Wurzellängenwachstum. Die Wurzeln bekommen ein buschiges und eingekürztes Aussehen. B-Mangel-Symptome an oberirdischen Pflanzenteilen sind verkürzte Internodien, ein buschiger, rosettenartiger Habitus, Fehlbildungen und Entfärbung von Blättern, Knospen und Früchten, interkostale Chlorosen an ausgewachsenen Blättern, Chlorose bis Nekrose der Terminalknospen, Absterben des Sprossmeristems, Spitzenbräune, Herzfäule, brüchiges (evtl. wässriges) Gewebe, Zunahme des Stamm- und Petiolendurchmessers – verbunden mit Brüchen und Rissen (z. B. Sellerie), Hohlstengel (z. B. Brokkoli), frühzeitiger Fall von Knospen, Blüten und Früchten bis hin zur Unfruchtbarkeit (MARSCHNER 2012). Zur Bestimmung des CNL kann die Rate des Blattlängenwachstums herangezogen werden (KIRK & LONERAGAN 1988). Viele Mangelsymptome lassen sich durch die Zellwand- und

Membran-Funktion erklären sowie durch sekundäre Auswirkungen auf den Stoffwechsel. Die durch B-Mangel hervorgerufenen Änderungen ähneln einer IAA-Unterversorgung (Tab. 4). Anscheinend besteht ein Zusammenhang mit dem veränderten Phenol-Haushalt. Phenol-Alkohole sind Vorstufen für die Lignin-Synthese. Vermutlich ist eine Substitution von B durch Germanium möglich (CAKMAK *et al.* 1995).

Tab.4: Auswirkungen eines B-Mangels (POLLARD *et al.* 1977, MÖLLER 1983, CAKMAK & RÖMHELD 1997, FLEISCHER *et al.* 1999, CERVILLA *et al.* 2009, YU *et al.* 2009, MARSCHNER 2012)

erhöht	erniedrigt
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Phenole (nicht aufgrund einer Komplexierung mit B)</li> <li>• toxische Produkte aus der Phenol-Oxidation und Polyphenol-Oxidase-Aktivität</li> <li>• oxidativer Stress (ROS-Konz.)</li> <li>• Efflux von K, Zuckern, Aminosäuren u. Phenolen aus Blättern</li> <li>• Porengröße in der Zellwand – Zelltod bei Zellstreckungsphase</li> <li>• IAA-Oxidase-Aktivität in Wurzeln (sekundärer Effekt)</li> <li>• Al-Bindungsplätze in Zellwänden</li> <li>• Flüssigkeit von Mikrosomen</li> <li>• Anschwellen von Liposomen</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- ATPase-Aktivität in Wurzel-Membranen</li> <li>- Nitratreduktase-Aktivität (auch bei B-Toxizität)</li> <li>- Ascorbat und Glutathion (Hemmung der jeweiligen Reduktase)</li> <li>- Zelllängenwachstum</li> <li>- Gewebestabilität</li> <li>- Wurzel- und Blattlängenwachstum</li> <li>- Wurzel Aufnahme von P, Cl und Rb</li> <li>- Verwendbarkeit der aufgenommenen Lichtenergie aus der Photosynthese – vermutlich verliert PSII an Leistung durch Lipid-Oxidation der Thylakoid-Membranen</li> <li>- Kälte-/Frost-Toleranz</li> <li>- Samenausbildung und Fruchtbarkeit</li> </ul>

### ***B-Toxizität***

B-Toxizität verursacht schwere metabolische Störungen aufgrund von Komplexbildung mit NAD<sup>+</sup> oder mit der Ribose der RNS (LOOMIS & DURST 1992). Ansonsten kann überschüssiges B den Ureid-Metabolismus unterbinden (LUKASZEWSKI *et al.* 1992). Die Toxizitätsgrenze für B wurde bei einem Versuch an Saaterbse (*Pisum sativum*) überschritten; hier lag der B-Gehalt im Spross bei 100 - 140 g/kg TM und in den Wurzeln bei 30 – 45 g/kg TM (EL-HAMDAOUI *et al.* 2003). Jedoch ist der CTL für B sehr artabhängig und erstreckt sich daher über 100 - 1000 mg B/kg TM. B-Toxizität beginnt z. B. bei Kuhbohnen oberhalb von 330 mg/kg TM. Die Pflanzen entgegen einer B-Übersorgung mit

vermehrter Wurzelausscheidung und Einlagerung im Blatt-Apoplasma (MARSCHNER 2012). Überschüssiges B kann unschädlich gemacht werden, indem Fructose-Borat-Komplexe gebildet werden oder durch Sorbitol bei Holophyten. Einige Arten wie Luzerne, Saaterbse, Weizen und Gerste können viel B tolerieren, weil sie die Aufnahme über die Wurzel einschränken (so auch bei Silikon) (NABLE 1991). Bei Gerste scheint die passive B-Bewegung durch die Plasmamembran von Wurzelzellen unabhängig vom B-Bedarf eingeschränkt zu sein (HUANG & GRAHAM 1990). Gleichzeitig konnte ein verstärkter B-Ausstrom mittels des Transporters BOR4 festgestellt werden (MIWA *et al.* 2007, SUTTON *et al.* 2007). Anders ist es bei Tomaten, wo der B-Transport von Wurzel zu Spross reduziert ist (BROWN & JONES 1971).

Vergiftungssymptome sind Rand- oder Spitzen-Chlorosen beginnend an ausgewachsenen Blättern und Nekrosen sowie ein reduziertes Sprosswachstum. Im Gegensatz zum Pflanzenwachstum bleibt die Samenkeimung trotz überhöhter B-Gehalte lange unbeeinflusst.

Vom Blattgrund bis zur Spitze bildet sich generell ein ausgeprägter B-Gradient. In der Blattspitze von Gerste wurden z. B. 80 µg B/g TM gemessen und in der Blattbasis 2500 µg B/g TM (NABLE 1991). So ist der Durchschnittsgehalt des ganzen Blatts mit 208 µg B/g TM weniger informativ. Der B-Gehalt des ganzen Blatts gibt also nur einen Mittelwert wieder. In Gewächshausversuchen wurden höhere kritische Toxizitäts-Gehalte gemessen als im Freiland (NABLE *et al.* 1990 a und b).

Tab. 5: Gebräuchliche Bor-Dünger (SHORROCKS 1997)

Zerkleinerungsgrad	Verbindung	Name	B-Gehalt (%)
Feines Pulver	$\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7 \cdot 5 \text{H}_2\text{O}$	Natrium Tetraborat Pentahydrat	14,9
	$\text{Na}_2\text{B}_8\text{O}_{13} \cdot 4 \text{H}_2\text{O}$	Solubor	20,8
	$\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7 \cdot 10 \text{H}_2\text{O}$	Natrium Tetraborat Decahydrat	11,3
	$\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7$	Natrium Tetraborat	21,4
	$\text{B}(\text{OH})_3$	Borsäure	17,5
zerkleinerte Minerale	$2 \text{CaO} \cdot 3 \text{B}_2\text{O}_3 \cdot 5 \text{H}_2\text{O}$	Colemanit	variabel
	$\text{Na}_2\text{O} \cdot 2 \text{CaO} \cdot 5 \text{B}_2\text{O}_3 \cdot 16 \text{H}_2\text{O}$	Ulexit	variabel
	$2 \text{CaO} \cdot \text{B}_2\text{O}_3 \cdot 2 \text{SiO}_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$	Detolit	variabel
	$\text{CaO} \cdot \text{MgO} \cdot 3 \text{B}_2\text{O}_3 \cdot 6 \text{H}_2\text{O}$	Hydroboracit	variabel
	$2 \text{MgO} \cdot \text{B}_2\text{O}_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$	Ascharit	variabel

## 2.2.2 Molybdän (Mo)

### *Mo im Boden*

Das in Reinform silberfarbige Übergangsmetall ist in der Erdkruste selten, in den Ozeanen jedoch das häufigste redoxaktive Metall. Mo kann in Mineralien als MoS<sub>2</sub> (Mo-Sulfid) oder als Molybdatform vorliegen. Der Mo-Gehalt im Boden variiert von 0,2 - 36 mg/kg (BARBER 1984). Mo wird nur in geringem Maße an die organische Substanz gebunden. Der Sorptions-Mechanismus ist nicht ganz klar. MoO<sub>4</sub><sup>2-</sup> bindet an Humin- und Fulvosäuren noch bevor eine Bindung an Sesquioxide und Tonminerale erfolgt. In der Humusschicht des sauren Waldbodens können die Mo-Gehalte bis 50 mg/kg erreichen. Die Mo-Gehalte sind vom Ausgangsgestein des Bodens abhängig (Tab. 14).

Es gibt 3 Fraktionen im Boden (SMITH *et al.* 1997, GOLDBACH & SCHERER 2006):

- 1) Mo als Anion in der Bodenlösung mit einer Konzentration von kleiner als 10<sup>-6</sup> bis 10<sup>-8</sup> molar, entsprechend ca. 0,01 ppm. Die gelöste Mo-Konzentration steigt mit jeder pH-Einheit um den Faktor 100. Liegen die pH-Werte unterhalb von 5 – 6, liegt Mo als HMoO<sub>4</sub><sup>-</sup> und H<sub>2</sub>MoO<sub>4</sub><sup>0</sup> vor. Im basischen Milieu bildet sich meist MoO<sub>4</sub><sup>2-</sup>.
- 2) Sorptiv gebundenes Mo: vorwiegend an Fe-Oxide über Ligandenaustausch gebunden oder in unspezifischer Bindung. In sauren Böden auch starke Sorption an Ton-, Fe- und Al-Hydroxide sowie Al-Oxide. Diese Sesquioxide haben eine pH-abhängige Oberflächen-Ladung, die mit abfallendem pH positiver und mit steigendem pH negativer wird. Die Ladungsänderung erfolgt aufgrund von (De-) Protonierung funktioneller Gruppen. Unter sauren Bedingungen (am stärksten bei pH 4) werden Molybdat-Anionen über Ligandenaustausch an Al- und Fe-Oxide gebunden. Dabei ist die Bindung an Fe-Oxide deutlich stabiler. Mo bindet also auch an die poly-meren Al-Hydroxide der Zwischenschicht der Tonminerale (z. B. Montmorillonit).
- 3) Schwerlösliches Mo: ist in Kristallgittern von Mineralien wie Biotit und Feldspäten gebunden und in dieser Form nicht für Pflanzen nutzbar. Diese Fraktion macht etwa 50 – 80 % des Gesamt-Mo aus. Wichtige kommerziell abgebaute Minerale sind Molybdänit (Molybdänglanz, MoS<sub>2</sub>) und Ferrimolybdit (Fe<sub>2</sub>(MoO<sub>4</sub>)<sub>3</sub> · 8H<sub>2</sub>O).

Mo ist im Gegensatz zu den meisten anderen Spurenelementen besser in basischen Böden verfügbar als in sauren Böden (FINCK 1992). Selbst das am wenigsten lösliche Mineral PbMoO<sub>4</sub> wird mit ansteigendem pH etwas löslicher. Bei übertriebener Kalkung bildet sich CaMoO<sub>4</sub>, das aber im Boden löslich ist. Bei stark reduzierenden Bedingungen

formt Mo mit  $\text{MoS}_2$  schwerlösliche Thiomolybdat-Komplexe. Andere Minerale, dessen Ionen auch durch das Oxidations/Reduktions-Gleichgewicht beeinflusst werden wie  $\text{MnMoO}_4$  oder  $\text{FeMoO}_4$ , sind zu leicht löslich, um im Boden auszufallen (GOLDBACH & SCHERER 2006).

### ***Mo in Pflanzen***

Molybdän kommt als Molybdat-(Oxy)Anion ( $\text{MoO}_4^{2-}$ ) in höchster oxidiertem Form (Mo(VI)) vor, wenn der pH in einer wässrigen Lösung 4,3 überschreitet (MARSCHNER 2012). Sinkt der pH unter 4,3, bilden sich protonierte Mo-Verbindungen wie  $\text{HMoO}_4^-$  und  $\text{MoO}_3(\text{H}_2\text{O})_3$ . Weiterhin liegt Mo als Metallkomponente von Enzymen in reduzierter Form Mo(IV) und Mo(V) vor. Mo hat in seinen Verbindungen die Oxidationsstufen  $\text{II}^+$  bis  $\text{VI}^+$ , wobei  $\text{Mo}^{\text{IV}+}$  und  $\text{Mo}^{\text{VI}+}$  am häufigsten sind. Mo-bedürftige Pflanzen sind Kohlartern und Leguminosen. Die Pflanzenverfügbarkeit und Xylem-Mobilität von  $\text{MoO}_4^{2-}$  ist vergleichbar mit Sulfat ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) und Phosphat ( $\text{HPO}_4^{2-}$ ). In Wurzeln und Blättern von *Arabidopsis* wurde ein aktiver Mo-Transport über den spezifischen Mo-Transporter MOT 1 nachgewiesen (TOMATSU *et al.* 2007, BAXTER *et al.* 2008). Auch einige Sulfat-Transporter wie SHST 1 transportieren Mo (FITZPATRICK *et al.* 2008). So wird bei S-Mangel, der zu einer verstärkten Expressierung von S-Transportern führt, auch mehr Mo aufgenommen (SHINMACHI *et al.* 2010). Höhere Pflanzen brauchen Mo als Cofaktor, der Ladungsänderungen in Enzymen bewirkt, indem die Oxidationsstufen zwischen  $\text{IV}^+$ ,  $\text{V}^+$  und  $\text{VI}^+$  wechseln (SCHWARZ *et al.* 2009). Mo ist Bestandteil folgender Redoxreaktionen-ausführender Enzyme (MARSCHNER 2012):

- Nitratreduktase
- Nitrogenase
- Xanthinoxidase und Xanthindehydrogenase
- Aldehydoxidase
- Sulfitoxidase

***Nitratreduktase*** (NR) ist ein homodimerisches Enzym mit 3 prothetischen Gruppen pro Untereinheit, die zur Elektronenübertragung dienen: Häm, Flavin (FAD) und Mo-Cofaktor (Moco) (MARSCHNER 2012). Typ I des Moco kommt nicht nur in der NR vor, sondern auch in der Sulfitoxidase. Das aktive Zentrum bei Moco Typ I besteht aus 1 Mo-Atom, das an 3 S-Atome bindet und jeweils über Doppelbindung an 2 O-Atome. Xanthindehydrogenase und Aldehydoxidase besitzen Moco Typ II. Hier ist Mo über 2 Einfachbindungen

und 1 Doppelbindung mit insgesamt 3 S-Atomen verbunden sowie über 1 Doppelbindung mit O und 1 Einfachbindung mit OH. Bei der Nitratreduktion werden die  $e^-$  vom Mo direkt auf das Nitrat übertragen. Die Nitratreduktase-Aktivität (NRA) ist in Blättern mit Mo-Mangel deutlich erniedrigt. Die NRA steigt nach einer Mo-Blattdüngung schnell wieder an. So lässt sich der Versorgungszustand mit Mo anhand der NRA bestimmen, wenn sonstige Faktoren wie Licht, Nitrat und Phytohormone gleich bleiben (MARSCHNER 1995). Anstatt Mo kann in die NR auch Wolfram (W) eingebaut werden. Jedoch ist die NR so nicht funktionstauglich und es kommt trotz einer Überexpression von Nitrogenase-Strukturgenen zu einem Abfall der NRA (DENG *et al.* 1989). Bei verminderter NRA bzw. Mo-Mangel wird Nitrat in der Pflanze zu Nitrosaminen überführt. Dienen Pflanzen mit erhöhter Nitrosamin-Konzentration als Nahrungsmittel, muss eine gastroösophageale Tumorbildung befürchtet werden (BLOT *et al.* 1993, DOMKE *et al.* 2004).

Die **Nitrogenase** ( $N_2$ -Oxidreduktase) ist das Schlüsselenzym für die  $N_2$ -Fixierung in allen diazotrophen Bakterien. Sie besteht aus 2 verschiedenen Sauerstoff-sensitiven Proteinen: dem Molybdän-Eisen-Protein (Mo-Fe-Protein), auch Dinitrogenase genannt, und dem Eisen-Protein (Fe-Protein), das auch als Dinitrogenase-Reduktase bezeichnet wird (MARSCHNER 1995). Das Mo-Fe-Protein ist mit einer molekularen Masse von 200 - 245 Kilodalton (kDa) größer als das Fe-Protein mit 52 bis 73 kDa. Das Fe-Protein besteht aus 2 Untereinheiten (2 mehr oder weniger identische Polypeptidketten), und einer  $Fe_4S_4$ -Einheit, die die Polypeptidketten zusammen hält und für die ATP-verbrauchende Elektronenübertragung eingesetzt wird. Eine Bindungsstelle an der Kontaktfläche trägt Mg-ATP bzw. ADP für die  $N_2$ -Reduktion. Das Mo-Fe-Protein besteht aus 4 Untereinheiten – ist also ein Tetramer aus 2 identischen  $\alpha$ -Polypeptidketten und aus 2 kleineren identischen  $\beta$ -Polypeptidketten –, die über 12 - 32 Fe-Atome, 30 - 32 S-Atome und 1 - 2 Mo-Atome verbunden sind. Das Mo-Atom ist von 7 Fe-Atomen umgeben; die Fe-Atome und S-Atome sind in 4 + 4 Gruppen angeordnet ( $[4Fe-4S]$ -Cluster). Die beiden Proteine formen gemeinsam in Anwesenheit von  $Na^+$  den Nitrogenase-Komplex (*Abb. 3*) (THORNELEY 1992, SCHNEIDER & MÜLLER 1999, NIIR Board 2004). Die eigentliche Reduktion von  $N_2$  findet im Fe-Mo-Cofaktor, der ein Komponent des Mo-Fe-Proteins im Mittelpunkt der Nitrogenase ist, statt (*Abb. 4*). Ein Mo-Fe-Protein setzt sich aus 2 P-Clustern  $[8Fe-7S]$  und 2 Fe-Mo-Cofaktoren  $[Mo-7Fe-9S-X-Homocitrat-Cluster]$  zusammen. Das Mo-Fe-Protein ist einzigartig in Bezug auf die Elementgruppe von Fe, Mo und S (MERCÉ *et al.* 2006). Nach den Untersuchungen von KIM & REES (1992) und GEORGIADIS *et al.* (1992) an *Azotobacter vinelandii* ist der

Fe-Mo-Cofaktor relativ symmetrisch und setzt sich aus 2 Clustern - einmal [1Mo-3Fe-3S] und einmal [4Fe-3S] – zusammen, die über 3S-Atome verbunden sind (Abb. 4). Der Fe-Mo-Cofaktor ist über die beiden Aminosäuren Cystein und Histidin an das Mo-Fe-Protein gebunden. Weiterhin binden O-Atome Homocitrat an den Cofaktor. Öffnungen im Cofaktor dienen als Andockstellen für die N<sub>2</sub>-Moleküle (SCHNEIDER & MÜLLER 1999).

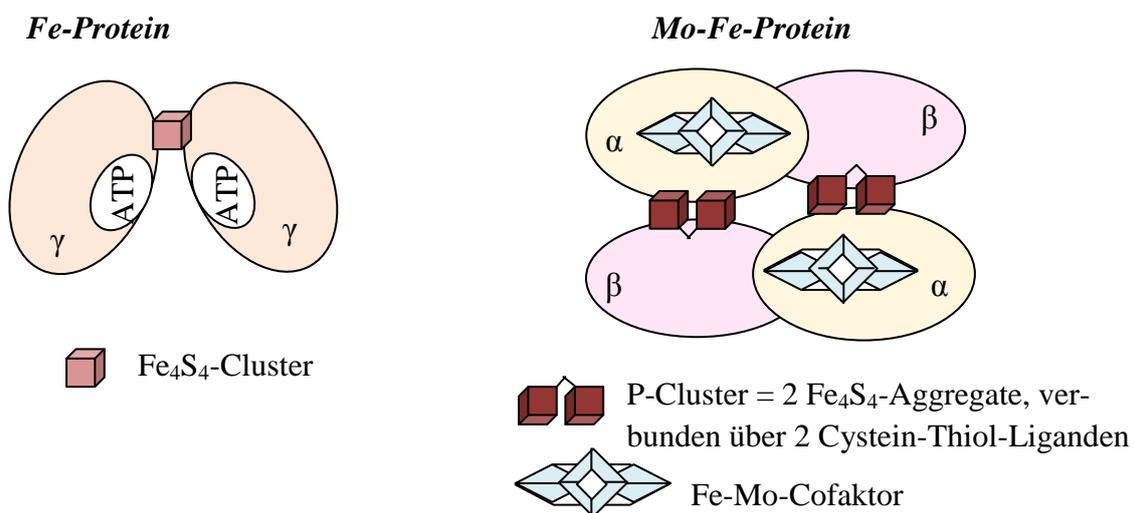


Abb. 3: Schematische Darstellung des Aufbaus der Mo-Nitrogenase (aus SCHNEIDER & MÜLLER 1999).

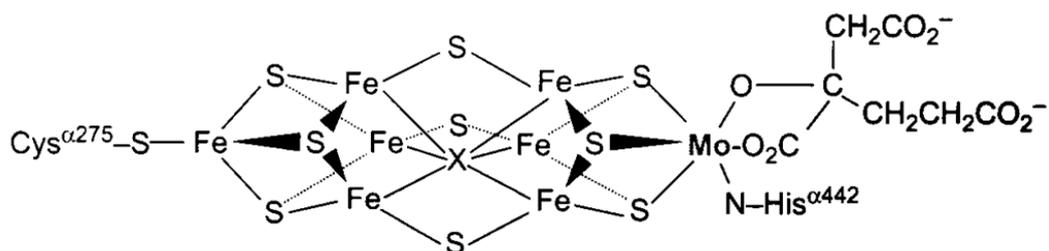


Abb. 4: Vorgeschlagene Struktur des Fe-Mo-Cofaktors der Nitrogenase als Isomer (MoFe<sub>7</sub>S<sub>9</sub>X-Homocitrat), wobei X für C, O oder N steht (nach MERCÊ *et al.* 2006, SCHWARZ *et al.* 2009)

Die molybdänhaltige Nitrogenase ist Katalysator für die Reduktion von N<sub>2</sub> zu Ammoniak (NH<sub>3</sub>) im apikalen Teil der Fixierungszone (MARSCHNER 1995, NIIR Board 2004):  $N_2 + 8 H^+ + 8 e^- + 16 Mg\text{-ATP} \rightarrow 2 NH_3 + H_2 + 16 Mg\text{-ADP} + 16 P_i$ . Weiterhin können H<sup>+</sup>, C<sub>2</sub>H<sub>2</sub>, N<sub>3</sub>, N<sub>2</sub>O, HCN etc. reduziert werden. Der ATP-Verbrauch, um 1 mol N<sub>2</sub> zu fixieren, liegt in der Regel zwischen 16 und 30 mol ATP. Anders ausgedrückt, es werden 12 – 15 Mg-ATP benötigt, um 1 N<sub>2</sub>-Molekül zu NH<sub>3</sub> zu reduzieren. Mg-ATP entsteht durch die Bindung von Mg<sup>2+</sup>-Ionen an ATP, das aus dem Kohlenhydrat-, Protein- und

Lipidmetabolismus stammt. Das  $Mg^{2+}$  des Mg-ATP bindet an ein Fe-Protein und bildet einen aktiven Komplex. Das Mg-ATP wird zu Mg-ADP und ( $P_i$ ) hydrolysiert und liefert so die Energie für die Reduktion von  $N_2$ . Die Elektronen ( $e^-$ ) werden bei vielen Bakterien – so auch bei Knöllchenbakterien - von Ferredoxin als  $e^-$ -Donor bereitgestellt. Dabei nimmt das Fe-Protein die  $e^-$  von Ferredoxin entgegen und gibt sie unter ATP-Verbrauch weiter an das Mo-Fe-Protein (Redoxzyklus). Hierbei übernehmen die P-Cluster die Rolle einer  $e^-$ -übertragenden Brücke zwischen dem Fe-Protein und dem Mo-Fe-Protein. Ein  $e^-$ -Austausch innerhalb der Nitrogenase erfordert eine ATP-Hydrolyse. Der 1. Schritt der  $N_2$ -Fixierung ist die Protonierung von Mo mit  $H_2$  als Ausgangsprodukt. Das Enzym „uptake hydrogenase“, das Fe-S-Gruppen und Ni enthält, verwendet dann  $H_2$  erneut (Oxidation von Wasserstoff zu  $H^+$ ), um den bei der Bildung entstandenen Energieverlust zu verringern. Die Elektronen aus dieser Reaktion wandern entlang der  $e^-$ -Transportkette und werden möglicherweise von der ATPase zur ATP-Produktion verwendet (D'ALOISIO 1996). Die Nitrogenase reduziert während der  $N_2$ -Fixierung außerdem Acetylen ( $C_2H_2$ ) zu Ethylen ( $C_2H_4$ ) (Abb. 5). Die Ethylenentwicklung bzw. Acetylenreduktion kann über Gaschromatographie gemessen werden. Doch ist die ARA = acetylene reducing activity/acetylene reduction assay in  $\mu\text{mol } C_2H_4 \text{ h}^{-1}$  pro Pflanze nicht konstant zur  $N_2$ -Fixierung, die insbesondere vom Pflanzenalter und von der Art abhängt (HANSEN *et al.* 1987). Falls kein  $N_2$  vorhanden ist, reduziert die Nitrogenase  $H^+$  zu  $H_2$ . Dieser nutzlose Prozess verbraucht ATP und die resultierende hohe  $H_2$ -Konzentration inhibiert die N-Reduktion.

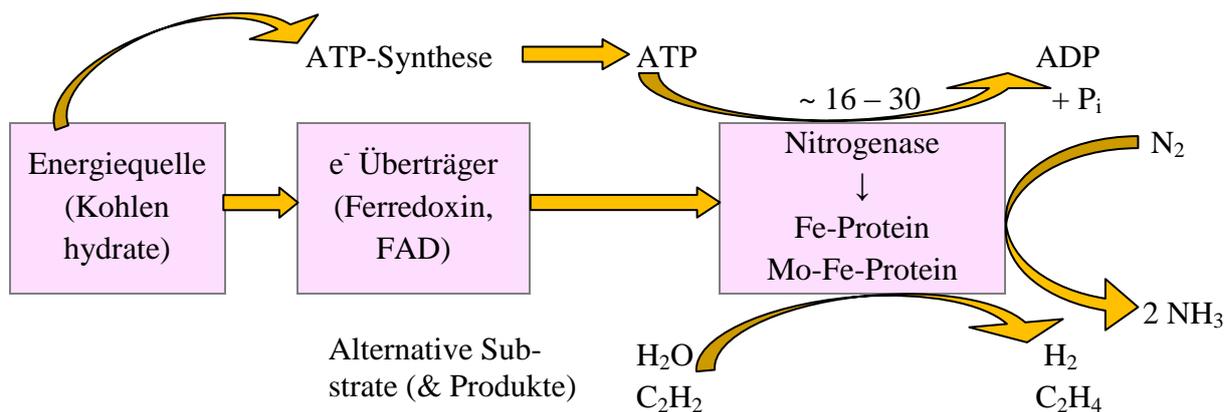


Abb. 5: Energieversorgung und Reaktionen des Nitrogenase-Systems  
(nach EVANS & BARBER 1977 in MARSCHNER 1995)

Die Nitrogenase ist sehr empfindlich gegenüber  $O_2$ . Die Nitrogenase wird durch Oxidation inaktiv, sobald der  $O_2$ -Partialdruck 50,66 kPa in der Pflanzenzelle überschreitet

(NIIR BOARD 2004). In normaler Luft herrscht vergleichsweise ein  $O_2$ -Partialdruck von 21,8 kPa (FUCHS & SCHLEGEL 2006). Bei den in Assoziation lebenden Bakterien beispielsweise sinkt die  $N_2$ -Fixierung um den Faktor 10, wenn der  $O_2$ -Partialdruck in der Rhizosphäre von 2 kPa auf 10 kPa erhöht wird (ALEXANDER & ZUBERER 1989). Um sich vor  $O_2$  zu schützen, gibt es verschiedene Strategien und Mechanismen. Z. B. überträgt „uptake hydrogenase“  $e^-$  auf  $e^-$ -Akzeptoren mit hohem Energiepotential und verknüpft so  $\frac{1}{2} O_2$  mit  $2 H^+$ , woraus sich  $H_2O$  als Ausgangsprodukt ergibt. Somit wird der  $H_2$ - und  $O_2$ -Gehalt im Umfeld der Nitrogenase niedrig gehalten und gleichzeitig ATP gewonnen (NIIR Board 2004). Bei Wurzelknöllchen von Leguminosen werden Sauerstoffverbindungen und  $H_2O_2$  von Enzymen (Ascorbat-Peroxidase) abgefangen. Weiterhin erfolgt eine Kontrolle der  $O_2$ -Diffusion durch mechanische Barrieren und enzymatische Kontrolle durch Leghämoglobin. Die Höhe der Nitrogenase-Aktivität hängt von der  $e^-$ -Versorgung, der ATP-Anlieferung, dem  $O_2$ -Gehalt (mikroaerobes Milieu), der Ndfs-Zufuhr und der negativen „Feedback“-Regulation ab. Die  $N_2$ -Fixierung hat einen höheren Mo-Bedarf als die Nitratreduktion.

*Xanthinoxidase* und *Xanthindehydrogenase* sind homodimerische Metalloflavoproteine. Die Zentren jeder Untereinheit Xanthindehydrogenase bestehen aus 1 Moco, 1 FAD-Molekül und 2 [2Fe-2S]-Gruppen als Cluster (MARSCHNER 2012). Xanthinoxidase/-dehydrogenase ist den Apoenzymen der NR ähnlich; so auch im Molekulargewicht. Xanthinoxidase/-dehydrogenase katalysiert den katabolischen Pfad von Purinen zu Harnsäure und schließlich zu Ureiden (Abb. 6).

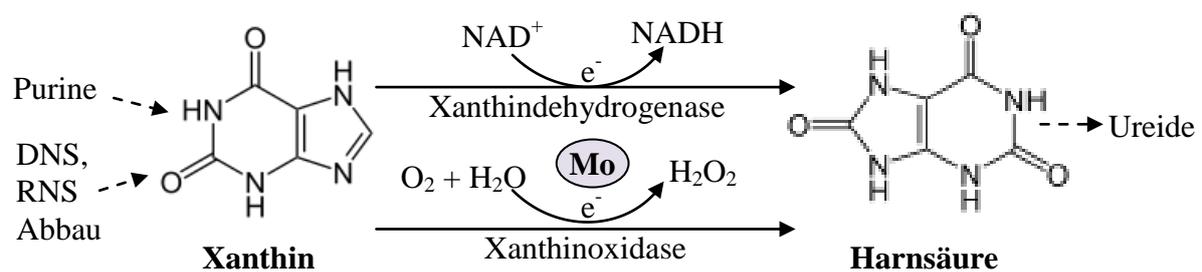


Abb. 6: Umbau von Xanthinen zu Ureiden über Xanthinoxidase und Xanthindehydrogenase (MARSCHNER 1995, Strukturformeln aus Wikipedia)

Die Oxidationsprodukte von Purinen sind also Ureide: Hypoxanthin  $\rightarrow$  Xanthin (ein Purin)  $\rightarrow$  Harnsäure  $\rightarrow$  Ureide. Im Cytosol determinierter Knöllchen werden Purine wie Xanthin zu Harnsäure oxidiert und dann weiter zu Ureiden, die als N-Transportform für N aus der

N<sub>2</sub>-Fixierung dienen. Bei Xanthinoxidase ist O<sub>2</sub> der terminale e<sup>-</sup>-Akzeptor und bei Xanthindehydrogenase NAD<sup>+</sup> (NGUYEN & FEIERABEND 1978). Die Xanthindehydrogenase spielt auch eine Rolle bei Reaktionen auf Pathogenen, bei der Seneszenz und bei einer hypersensitiven Zellantwort mit nachfolgendem Zelltod.

Die AS-Sequenz der *Aldehydoxidase* ähnelt sehr der der Xanthindehydrogenase. Die Aldehydoxidase enthält auch FAD, [2Fe-2S]-Cluster und Moco. Sie katalysiert die Reaktion von Abscisin-Aldehyd zu Abscisinsäure (ABA), ein Stresshormon. Möglicherweise wird es außerdem für den Umbau von Indol-3-Acetaldehyd in IAA gebraucht (SCHWARZ & MENDEL 2006).

Die *Sulfitoxidase* katalysiert innerhalb von Peroxisomen die Oxidation von Sulfit (SO<sub>3</sub><sup>2-</sup>) zu Sulfat (SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>). Dabei dient O<sub>2</sub> als e<sup>-</sup>-Akzeptor, so dass H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> entsteht. Auch Peroxidase, Cytochromoxidase, Superoxid-Radikale und einige Metallionen können diese Oxidation katalysieren. Somit ist nicht geklärt, ob Mo als Teil von Sulfitoxidase essentiell ist (MARSCHNER 1995). Die Sulfitoxidase besitzt nur Moco als Redoxzentrum.

### *Mo-Mangel*

Es ist nicht immer eindeutig, was ein Mo-Mangel primär bewirkt (*Tab. 6*). Allgemeine Symptome sind Blattdeformationen wie „Peitschenschwanz“ durch lokale Nekrosen, junge chlorotische Blätter, verkürzte Internodien, gestörte Differenzierung der Leitbündel zu Beginn der Blattentwicklung und Chlorose/Nekrose entlang der Hauptadern ausgewachsener Blätter (MARSCHNER 2012). Versuche in Nitrat freiem Medium haben gezeigt, dass bei Ammonium-Düngung keine Mo-Mangel-Symptome auftreten (HEWITT & GUNDRY 1970). In der Praxis ist eine reine Versorgung mit Ammonium quasi unmöglich, weil im Boden immer eine Nitrifizierung stattfindet.

Der Critical Nutrient Level (CNL) im Blatt beträgt 0,1 - 1,0 mg Mo/kg TM (GUPTA & LIPSETT 1981, BERGMANN 1983). Derzeit wird davon ausgegangen, dass nur das Spurenelement Nickel in einer kleineren Menge als Mo benötigt wird. Im Vergleich zu anderen Pflanzenteilen weist der Samen relativ hohe Mo-Gehalte auf, die jedoch sehr variieren können. Solange der Samen die Pflanze versorgt, ist die Mo-Aufnahme aus dem Boden unbedeutend. Mo-Mangel wird häufig in sauren Mineralböden mit hohem Gehalt an reaktivem Fe-Oxid-Hydrat beobachtet, da diese viel MoO<sub>4</sub><sup>2-</sup> absorbieren. Molybdänsäure ist eine schwache Säure, die mit abnehmendem pH von 6,5 zu 4,5 und niedriger weniger dissoziiert (MoO<sub>4</sub><sup>2-</sup> → HMoO<sub>4</sub><sup>-</sup> → H<sub>2</sub>MoO<sub>4</sub>). So werden vorzugsweise mehr Polyanionen gebil-

det: Molybdat → Tri-Molybdat → Hexa-Molybdat und die Pflanzen können nicht mehr genug Mo aufnehmen (MARSCHNER 1995). Auf sauren Böden erhöhte eine Kalkung zusammen mit einer Mo-Gabe den Kornertrag und die Knöllchenausbildung um 370 % (DE OLIVEIRA *et al.* 1998). Besonders bei Trockenheit ist eine Mo-Düngung einer N-Düngung (60 kg/ha) vorzuziehen, um den Wasserverbrauch nicht zu verstärken (HAFNER *et al.* 1992). Die Düngeempfehlung liegt bei 0,5 – 1 kg Mo/ha (Holz *et al.* o. J.). Der Mo-Gehalt verschiedener Mo-Dünger ist in *Tab. 7* aufgeführt.

*Tab. 6:* Auswirkungen eines Mo-Mangels (GRUHN 1961, AGARWALA *et al.* 1978, HÖFNER & GRIEB 1979, GUBLER *et al.* 1982, CHATTERJEE *et al.* 1985, VUNKOVA-RADEVA *et al.* 1988, MARSCHNER 2012)

Mo-Mangel erhöht:	Mo-Mangel erniedrigt:
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Organische Säuren</li> <li>• Aminosäuren</li> <li>• Ribonuklease-Aktivität</li> <li>• Kältestress-Empfindlichkeit</li> <li>• Staunässe-Empfindlichkeit</li> <li>• Nitrat und Nitrosamine</li> <li>• ungleichmäßige Reife und ungleichmäßige Samen-/Frucht-füllung (z. B. bei Weintrauben)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Alanintransferase-Aktivität</li> <li>• RNS-Gehalt im Blatt</li> <li>• DNS-Gehalt im Blatt</li> <li>• Pollenbildung</li> <li>• Pollenvitalität und –größe, Fruchtbarkeit und Keimfähigkeit</li> <li>• Chlorophyll-Gehalt</li> <li>• Ascorbinsäure</li> <li>• Stresstoleranz (gegen Frost, Stauwasser)</li> <li>• Samenruhe aufgrund der ABA-Wirkung (Mais und Weizen keimen vor Druschreife in der Ähre)</li> </ul>

Pelletiertes Saatgut mit einem Überzug aus dem relativ unlöslichen Mo-Trioxid ( $\text{MoO}_3$ ) in einer Menge von 100 g Mo/ha war effizienter als eine Bodendüngung und erhöhte die Knöllchentrockenmasse (KERRIDGE *et al.* 1973). Auch eine Blattdüngung während der frühen Entwicklung (deutlich vor der Blüte) zeigte eine gute Wirkung. Das mobile Mo wird bis in die Knöllchen transportiert (REBAFKA 1993, MARSCHNER 1995). Na-Molybdat und Ammonium-Molybdat sind aufgrund ihrer Wasserlöslichkeit am besten für eine Blattdüngung geeignet (10 bis 200 g Mo/ha). Eine 0,025 – 0,1 %ige Na-Molybdat- ( $\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ ) oder Ammonium-Molybdat-Lösung wird empfohlen. Eine Behandlung der Samen kann auch hiermit erfolgen. Allerdings sollte selbst bei Mo-bedürftigen Pflanzen nicht mehr als 7 - 100 mg Mo/ha verwendet werden.

Sulfat und Molybdat sind stark miteinander konkurrierende Anionen bei der Wurzel-aufnahme. Sulfatdünger, wie z. B. Gips und Superphosphat, unterdrücken sehr effektiv die Mo-Aufnahme (STOUT *et al.* 1951, PASRICHA *et al.* 1977). Tab. 8 zeigt, dass Triple-Superphosphat, das kein Sulfat in Form von Gips enthält, zu einem höheren Ertrag als Superphosphat führt, wenn verfügbares Mo im Boden begrenzt ist.

Tab. 7: Mo-Dünger (GUPTA & LIPSETT 1981, MARTENS & WESTERMANN 1991)

Mo-Quelle	Formel	Mo-Gehalt (%)
Molybdän-Trioxide	MoO <sub>3</sub>	66
Mo-Sulfid	MoS <sub>2</sub>	60
Ammonium-Molybdat	(NH <sub>4</sub> ) <sub>6</sub> Mo <sub>7</sub> O <sub>24</sub> · 4H <sub>2</sub> O	54
Molybdänsäure	H <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> · H <sub>2</sub> O	53
Natrium-Molybdat	Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> · 2H <sub>2</sub> O	39
Mo-Fritte <sup>#</sup>	veränderlich	20 – 30

<sup>#</sup>Glasfritte ist ein Zwischenprodukt bei der zweistufigen Herstellung von Glasschmelze.

Tab. 8: Einfluss von P-Düngern (13 kg P/ha) auf TM-Produktion, N-Aufnahme und Mo-Gehalt in Erdnüssen auf einem sauren Sandboden („Luvic Arenosol“) mit niedrigem Mo-Gehalt (nach REBAFKA *et al.* 1993, MARSCHNER 1995)

P-Dünger	TM (kg ha <sup>-1</sup> )	N-Aufnahme (kg ha <sup>-1</sup> )	Mo-Gehalt (mg kg <sup>-1</sup> TM)		
			Spross zur Blüte	Knöllchen	Samen
Keiner	2000	52	0,22	4,0	1,0
Super-Phosphat	2550	62	0,09	1,5	0,1
Triple-Super-Phosphat	3150	81	0,31	8,2	3,1

Beim Riesenlebensbaum (*Thuja plicata*) konnte ein negativer Zusammenhang zwischen Mo- und S-Gehalten der Jahresringe gefunden werden. Der erhöhte S-Gehalt fand sich in Jahren mit hohen SO<sub>2</sub>-Emissionen aus Kohleverbrennung (GUYETTE *et al.* 1989).

### **Mo-Toxizität**

Mo-Toxizität ist durch Missbildungen der Blätter, goldgelbe Verfärbung des Sprosses, da sich Mo-Catechol-Komplexe in den Vakuolen bilden (HECHT-BUCHHOLZ 1973), und Hemmung des Wurzel- sowie Sprosswachstums charakterisiert. Vermutlich können diese Symptome auch teilweise auf eine Störung des Fe-Stoffwechsels in der Pflanze zurückgeführt werden. An Raps und Tomate wurde eine Dunkelblau-Färbung des Stängels durch

Bildung von Mo-Anthocyanin-Komplexen beobachtet (HALE *et al.* 2001). Die Mo-Gehalte können um den Faktor  $10^4$  variieren (0,1 – 1000 mg Mo/kg), ohne Mangel oder Toxizität auszulösen (MARSCHNER 1995). Auch wenn manche Pflanzen bei hohen Mo-Gehalten noch einen Mehrertrag bringen, ist der hohe Mo-Gehalt für Tiere, besonders Wiederkäuer, giftig. Bei schlechter Cu-Versorgung kann schon bei 5 - 25 mg Mo/kg TM im Futter eine Mo-Vergiftung auftreten (WARD 1994, MARSCHNER 1995). Hohe Gehalte an Mo führen zu einem sekundären Cu-Mangel durch Verarmung des Cu-Speichers in der Leber (SEELIG 1972 & 1973). Bei guter Cu-Versorgung ist ein Mo-Gehalt von 50 – 100 mg/kg Futter TM giftig für Rinder (NRC 2005). Vergleichbar wie bei Pflanzen limitiert Sulfat die Mo-Retention über die gastrointestinale Absorption bzw. erhöhte Ausscheidung. Auch der Transport von Mo durch die Gewebsmembranen wird durch einen Überschuss an Sulfationen verhindert (VENUGOPAL & LUCKEY 1978). Deshalb können bei einer Molybdänose Cu- und S-Präparate helfen.

### **2.3 Einfluss der Nährstoffe auf die N<sub>2</sub>-Fixierung**

Eine gute Nährstoffversorgung begünstigt direkt die Bildung sowie die N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung der Knöllchenbakterien. Besonders wichtig ist dabei Phosphor, der unter anderem als Baustein von ATP zur Deckung des hohen Energiebedarfs bei dem Nitrogenase vermittelten e<sup>-</sup>-Transfer auf N<sub>2</sub> gebraucht wird. Weiterhin kommen Kalium beim Phloemtransport von Assimilaten in die Knöllchen und Schwefel als Bestandteil von Nitrogenase und Ferredoxin eine große Bedeutung zu. Auch Mikronährstoffe wie Bor, Molybdän - als Baustein der Nitrogenase - und Kobalt beeinflussen die Vitalität und N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung der Knöllchenbakterien. Jeder Nährstoffmangel, der die Photosynthese der Pflanzen negativ beeinflusst, wirkt sich automatisch auch negativ auf die N<sub>2</sub>-Fixierung aus, weil die Bakterioide weniger Energie von der Pflanze bekommen. *Tab. 9* gibt einen Überblick über Mangelsymptome an Leguminosen. Ob besonders alte oder junge Blätter betroffen sind, hängt von der Mobilität der Nährstoffe in der Pflanze ab. Zu den in der Pflanze mobilen Nährstoffen zählen: K, N, Cl, P, Mo, Mg. Zusätzlich haben die Knöllchen selbst einen hohen Bedarf an den Nährstoffen P, Fe, S, Mg, Mo, B, Co, K und Ca während der Etablierung. So hob eine Düngung mit 4 t Kalk (90 % CaCO<sub>3</sub>), 180 kg P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>/ha, 100 kg K<sub>2</sub>O/ha, 70 kg MgO/ha, 50 kg S/ha, 526 g Zn/ha, 625 g B/ha, 455 g Mn/ha, 300 g Cu/ha und 83 g Mo/ha auf einem Andisol (saurer Boden aus Vulkanasche) die N<sub>2</sub>-Fixierung von 9 - 23 kg N/ha in der ungedüngten Kontrolle auf 73 - 114 kg N/ha an (CAMPILLO *et al.* 2005).

Tab. 9: Nährstoff-Mangelsymptome an Leguminosen (BERGMANN 1983, MARSCHNER 1995)

Nährstoff	Symptome generell	Symptome an älteren Blättern
<b>N</b>	Pflanze hellgrün (Fehlen der Symbiosebakterien oder Nährstoff-Mangel verhindert N-Bindung)	Blätter von der Spitze her gelblich; Blätter sterben ab
<b>P</b>	Starrtracht; Zwergwuchs mit dünnen Stengeln und spärlichem Blütenbesatz; Sprosswachstum ist stärker reduziert als Wurzelwachstum; Seneszenz vor Reife – verzögerte Blütenbildung und reduzierte Samenbildung	Blätter dunkel- oder blaugrün, aufgrund verminderter Blattfläche und nur wenig gesenktem Chlorophyll-Gehalt; Blätter aufrecht, unterseits oft rötlich; vorzeitiges Absterben der Blätter mit schwarz-braunen Flecken
<b>K</b>	Buschiger Wuchs; verkürzte Internodien; blau- oder dunkelgrüne Blätter, Chlorosen, Nekrosen, gestörte Lignifizierung der Leitbündel	Grüne Blätter am Rand gelb bzw. häufig hellbraun (oft punktförmig), Spitzen dunkelbraun; Blätter schlaff herabhängend (Welketracht)
<b>S</b>	Ähnlich N-Mangel, Chlorose, starrer Habitus, geschwächtes Wurzelwachstum	Gelbgrüne Blätter mit hellgelben Adern; Chlorose (auch junge Blätter)
<b>Mg</b>	-	Blätter zwischen den Adern meist von der Blattmitte her gelblich (Interkostalchlorosen); Rand häufig noch länger grün; evtl. Kräuseln der Blätter und eine rötlich verfärbte Unterseite
<b>Fe</b>	-	Gelbe bis gelbweiße Blätter mit grünen Adern
<b>Mn</b>	Braunherzigkeit der Körner	Gelbgrüne Blätter, oft mit braunen oder grauen Flecken und grünen Adern; Chlorose meist vom Rand her
<b>Zn</b>	Verkürzte Internodien und gedrungener Wuchs; Zwergblätter; Blütenabwurf; Rosettenbildung	Leichte chlorotische Aufhellungen auf mittelalten und jungen Blättern
<b>Cu</b>	Welke; Abbrechen der Sprossspitzen und Absterben – Blätter werden schwarz	Weißliche vertrocknete Blätter; Spitzen-Chlorosen jüngster Blätter
<b>Mo</b>	evtl. sekundärer N-Mangel (blassgrüne Blätter); Blattrandverbrennungen infolge gehemmter Nitratreduktion; (Peitschenschwanz-Form von Blättern; verkürzte Internodien)	Schwarz-braune Flecken; marginale Chlorosen und Nekrosen sowie erhöhter Nitrat-Gehalt

Tab. 9 Fortsetzung

Nährstoff	Symptome generell	Symptome an jüngeren Blättern
<b>Ca</b>	Meist abgestorbene Endknospe mit braunen Flecken; Stängelnekrosen mit vorläufig grünen herabhängenden Blättern; Aufplatzen der Schoten	Gelbliche Blätter und später nekrotische Flecken teilweise auch auf älteren Blättern
<b>B</b>	Gedrungener Wuchs; Schwarzfärbung und Absterben des Vegetationspunktes; lederartige dunkelgrüne Blätter (können an der Spitze eingerollt sein); vorzeitiger Blattfall; gestörte bis ausbleibende Knöllchenbildung; verkürzte Internodien; Rosettenbildung	Gelblich bis rötliche Blätter und meist abgestorbene Endknospe mit oft rötlicher Verfärbung

Die Knöllchenentwicklung ist abhängig von der Anwesenheit von Nährstoffen im Boden (Tab. 10). Am bekanntesten ist der Einfluss der *Calcium*-Konzentration und des pH-Wertes auf die Aktivität der Nodulationsgene und die Knöllchenbildung. Saure Böden haben verschiedene Eigenschaften, die die Symbiose negativ beeinflussen (FRANCO & MUNNS 1982, SADOWSKY 2005):

- hohe H<sup>+</sup>-Konzentrationen
- viele monomerische Al-Verbindungen
- hohe Schwermetall-Verfügbarkeit
- niedrige Ca- und P-Verfügbarkeit

Dazu kommt, dass die Rhizobien-Sterblichkeit in sauren Böden erhöht ist und die Wurzelhaarbildung gehemmt werden kann. Bis zu einer Konzentration von 1,5 mM steht die Adsorption von *Rhizobium meliloti* an Luzerne (*Medicago sativa*) in einer linearen Beziehung zu der Ca- und Mg-Konzentration (CAETANO-ANOLLÉS *et al.* 1989). Ca wird für den strukturellen Aufbau der Zellwände, für die Stabilisierung der Membransysteme der Knöllchen und für die Signalübermittlung mittels einzigartiger Ca-aktivierter Kinase als Sekundärbotenstoff zwischen den Wurzeln der Leguminosen und den Rhizobien bei der Infektion gebraucht. Fehlt es an Ca, dann mangelt es an Nod-Gen-induzierenden Verbindungen in Wurzelexsudaten (RICHARDSON *et al.* 1988a, OLDROYD & DOWNIE 2006) und die Anzahl der Knöllchen pro Pflanze wird geringer ausfallen. Die meisten Leguminosen bevorzugen einen neutralen Boden-pH von 6 bis 7,5 und damit eine angemessene Ca-Versor-

gung. Eine Ausnahme stellen säuretolerante Leguminosenarten wie *Medicago spp.* dar – sie induzieren auch bei niedrigen pH-Werten und niedrigen Ca-Konzentrationen genügend Nod-Gene für die Einleitung der Knöllchenformation (HOWIESON *et al.* 1992). Nach der Etablierung der Knöllchen ist der Ca-Bedarf generell niedrig.

Die Leguminosen selbst säuern die Rhizosphäre mit 37 – 49 mg abgegebenen H<sup>+</sup>-Ionen pro Gramm fixierten Stickstoffs an. Nach LUI *et al.*, 1989 ergibt eine Hochrechnung, dass jährlich 4,6 kg H<sup>+</sup>/ha bei Weißem Steinklee (*Melilotus alba*) und 15,2 kg H<sup>+</sup>/ha bei Luzerne in den Boden entlassen werden. Bei Ackerbohnen kann der Boden-pH durch die H<sup>+</sup>-Ausscheidung innerhalb von 45 Tagen von 6 auf 5,6 absinken (YAN *et al.* 1996). Jedoch ist solch ein Effekt nicht bei allen Böden zu verzeichnen. Kalkreiche Böden haben eine Pufferfunktion und können den H<sup>+</sup>-Eintrag sofort neutralisieren (MENGEL 1994). Nach JARVIS & HATCH (1985) ist je Tonne an produzierter Trockenmasse eine Kalkung von 80 – 96 kg CaCO<sub>3</sub> notwendig, um die entstandene pH-Wert-Senkung auszugleichen. In salinen Böden kann eine betonte Ca- und B-Düngung die Salztoleranz verbessern und die N<sub>2</sub>-Fixierung ankurbeln (EL-HAMDAOUI *et al.* 2003).

Tab. 10: Positive und negative Einflüsse der Nährelemente im Boden auf die N<sub>2</sub>-Fixierung (ANDERSON & SPENCER 1950 a und b, LONERAGAN 1959, CARTWRIGHT & HALLSWORTH 1970, CHATEL *et al.* 1978, SNOWBALL *et al.* 1980, O'HARA *et al.* 1988 a und b, TANG *et al.* 1992, TANG & ROBSON 1992, BOLAÑOS *et al.* 1994 und 2002, MARSCHNER 1995, BONILLA *et al.* 1997, REDONDO-NIETO *et al.* 2001)

Positiver Einfluss:	Negativer Einfluss:	Wirkung
↓ H <sup>+</sup> -Konz./ hoher pH	↑ H <sup>+</sup> -Konz./ tiefer pH	Erhöhte Verfügbarkeit von Aluminium auf sauren Böden schränkt das Wurzelwachstum ein. In sauren Böden sind weniger Rhizobien und Bradyrhizobien anzutreffen.
↑ K-Gehalt	↓ K-Gehalt	K-Mangel führt zur Minderung der Biomasse und somit zu erniedrigter Photosyntheseleistung; die Energielieferung an die Knöllchen ist gesenkt. Die Wassernutzungseffizienz ist erniedrigt.
↑ Ca <sup>2+</sup> -Gehalt	↓ Ca <sup>2+</sup> -Gehalt	Infektionsvorgang/Signalaustausch und Knöllchenausbildung sind auf genügend Ca angewiesen; nicht das Pflanzenwachstum. Bei Ca-Mangel ist die Anzahl der Knöllchen erhöht. Ca wird für stabile Membransysteme und Zellwände (Pektin) benötigt.
↑ P-Gehalt	↓ P-Gehalt	Genügend P erhöht die Knöllchenmasse. P ist Bestandteil von ATP.

Tab. 10 Fortsetzung

Positiver Einfluss:	Negativer Einfluss:	Wirkung
↑ S-Gehalt	↓ S-Gehalt	Nitrogenase und Ferredoxin enthalten S-Atome.
hoher Fe-Gehalt	Fe-Mangel	Bei Fe-Mangel (oft bei carbonat-haltigen Böden) ist die Teilung der Kortezellen gestört (Knöllchenentwicklung), die Knöllchenmasse, die Bakeroidanzahl, der Leghämoglobin-Gehalt und die Nitrogenase-Aktivität reduziert.
↑ B-Gehalt	B-Mangel	B ist nötig für Struktur und Zellwand sowie Signalaustausch zwischen Symbiosepartnern.
↑ Mo-Gehalt	↓ Mo-Gehalt	Nitrogenase-Aktivität sinkt bei Mo-Mangel, da Mo Metallkomponent der Nitrogenase ist; die Anzahl der Knöllchen steigt.
↑ Co-Gehalt	Co-Mangel	Bei Co-Mangel ist die Synthese von Leghämoglobin gestört und die Bakeroidanzahl ist vermindert. Die Knöllchenmasse ist erhöht.
ausreichend Cu	Cu-Mangel	Die Anzahl der Knöllchen steigt bei Cu-Mangel. Die N <sub>2</sub> -Fixierung sinkt wegen einer verminderten Bakeroidanzahl und eines verlangsamten Einbaus von <sup>14</sup> C in AS und Proteine. Knöllchen mit Cu-Mangel reichern Stärke an und weisen verminderte Gehalte an Cytochrom C Oxidase auf.
ausreichend Ni	Ni-Mangel	Ni ist Teil der „uptake hydrogenase“. Ein Mangel ist in Böden nicht bekannt.
↓ N-Gehalt	↑ N-Gehalt	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> und NH <sub>3</sub> senken die Nitrogenase-Aktivität. Vor der Etablierung der Knöllchen braucht die Pflanze N aus dem Boden.
↓ Salz-Gehalt	↑ Salz-Gehalt	Hohe Na-Konzentrationen stören das Pflanzenwachstum, die Knöllchen-Ausbildung, die Nodfaktor-Wirkung und die Etablierung in den Wirtszellen. Es treten Wurzelhaardeformationen mit Kräuseln auf. Die Salzsensitivität der Symbiose ist artenabhängig.

↓ niedriger

↑ hoher

**Phosphor** wird zur Bildung von ATP gebraucht, wovon die energieaufwendige N<sub>2</sub>-Fixierung über die Nitrogenase viel verbraucht, das heißt 60 – 80 % der gesamten ATP-Menge in den Knöllchen. Auch der Umbau von Ammonium im GS/GOGAT-Zyklus sowie der Umbau in Aminosäuren oder Ureide als N-Transport-Form verbraucht Energie in Form von ATP. Eine reduzierte Energieversorgung der Knöllchen führt u. a. zu einer erniedrigten Malat-Aufnahme und einem behinderten N-Abtransport aus den Bakteroiden (SA & ISRAEL 1991). Auf P-reichen Böden bilden sich die Knöllchen einige Tage schneller aus

und die N<sub>2</sub>-Fixierung kann früher beginnen (ANONYM 1999). Als Grund hierfür ist zu nennen, dass P fundamental bei der chemischen Signalisierung zu Beginn der Rhizobien-Etablierung ist. Denn Nicht-Kinasen und Kinase-Rezeptoren sowie weitere Stoffwechselprozesse (Protein- und Enzymsynthese) hängen von Phosphorylations-Schritten ab. Zudem nimmt P Einfluss auf den Stoffwechsel, da er Bestandteil von Phospholipiden und Nukleinsäuren ist, und sich auf die Genregulation mittels DNS auswirkt (O'HARA 2001).

Eine optimale P-Versorgung bei Soja (*Glycine max*) erhöhte die Pflanzentrockenmasse um das 6-fache, die Knöllchentrockenmasse um das 30-fache und die Nitrogenase-Aktivität um das 2-fache. Somit stieg der N-Gehalt der Pflanzen um das 60 - 70-fache (ISRAEL 1987). Eine gute P-Versorgung erhöht außerdem die Anzahl und Größe der Knöllchen. Bei einem Düngeversuch an *Centrosema acutifolium* und *C. macrocarpum* erhöhte sich die fixierte N-Menge durch eine P-Düngung von 75 kg/P ha um 259 % im Vergleich zu einer P-Düngemenge von 5 kg/ha. Eine erhöhte Kalium-Versorgung dagegen führte nur zu einer 85 %igen Erhöhung der fixierten N-Menge sowie der Trockenmasseproduktion (CADISCH *et al.* 1993). Die „Sink“-Wirkung der Knöllchen ist stärker als die der Pflanzen, denn besonders in P-armen Böden ist der P-Gehalt in der Knöllchentrockenmasse mehr als doppelt so hoch wie in den Pflanzen oder Wurzeln (HART 1989, ANONYM 1999). Die Aktivität der Knöllchenbakterien wird aber erst bei sehr starkem P-Mangel so gehemmt, dass ein sekundärer N-Mangel auftritt (BERGMANN 1983). Nach CASSMAN *et al.* (1980) liegt die minimale P-Konzentration, die noch für eine Nodulation ausreicht, bei 0,5 µg P/l in der Außenlösung. Einen Vorteil bei der P-Versorgung bieten Mykorrhizen, die etwa bei 80 % der Landpflanzen vorkommen (SENGBUSCH 2003). Die häufig anzutreffende vesikular-arbuskuläre Mykorrhiza verbessert die P-Versorgung der Pflanzen durch das feine Hyphengeflecht, das sich durch den Boden erstreckt. Mykorrhiza und Symbiose ergänzen sich zu einer Art „Dreiersymbiose“.

**Kalium** hilft bei der Überwindung von Stress wie Hitze und Trockenheit. K beeinflusst den Wasserhaushalt. K ist zuständig für den Transport von Nährstoffen und Photosyntheseprodukten, wodurch das Wachstum der Pflanze und der Knöllchen gefördert wird (MENGEL & KIRKBY 1987, STREETER 1993). Die Wurzelknöllchen werden bei guter K-Versorgung besser mit Zuckern versorgt, was zu einer erhöhten N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung und einem erhöhten Export von fixiertem N führt (COLLINS & DUKE 1981). Bei Weißklee (*Trifolium repens*) erhöhte eine K-Düngung von 100 kg K<sub>2</sub>O/ha die Trockenmasse-

produktion (CAMPILLO *et al.* 2005). Auch bei Ackerbohne und Gartenbohne (*Phaseolus vulgaris*) führte eine K-Düngung zu verstärktem vegetativen Wachstum. Weiterhin ist K ein Enzym-Aktivator, erhält als Kation ( $K^+$ ) das osmotische Potential (Kationen-Anionen-Balance) aufrecht und ist in metabolischen Prozessen (Proteinsynthese, Photosynthese) beteiligt (SANGAKKARA *et al.* 1996).

**Schwefel** ist Bestandteil von Nitrogenase ( $Fe_4S_4$ -Einheit), Leghämoglobin als  $O_2$ -Transporter und des  $e^-$ -Donators Ferredoxin, der für die N-Reduktion benötigt wird, und ist somit direkt an der  $N_2$ -Fixierung beteiligt. Zusätzlich wirkt S indirekt auf die  $N_2$ -Fixierung, weil es mitverantwortlich für die Anlieferung von Energie und C-Skeletten aus der Photosynthese ist (*siehe Kapitel 3.1.3*). Ein S-Mangel verursacht ATP-Knappheit in den Bakteroiden und den Mitochondrien der Wurzelknöllchen (SCHERER *et al.* 2008). Bei unzureichender S-Versorgung treten Störungen im C-Stoffwechsel und bei der N-Assimilation in den Knöllchen auf. Das liegt u. a. an reduzierten Aktivitäten verschiedener Enzyme wie PEP-Carboxylase, Malat-Dehydrogenase und Glutamat-Synthase (LANGE 1998). Aufgrund einer ungenügenden  $N_2$ -Fixierung bei S-Mangel muss bei Leguminosen zusätzlich mit N-Mangel gerechnet werden. Bei einer guten S-Versorgung dagegen steigen die Anzahl und die Masse der Knöllchen an (PACYNA 2005).

**Eisen** ist wichtig für die  $N_2$ -Fixierung. Fe ist Bestandteil von Schlüsselenzymen der Nitrogenase, von Ferredoxin, von Cytochrom-Oxydase ( $e^-$ -Transportkette), von verschiedenen Hydrogenasen und vom Hämkomponent des Leghämoglobins. Bei Ferredoxin handelt es sich um ein wasserlösliches Metalloprotein mit 2 äquivalenten, aber unabhängigen  $[4Fe-4S]$ -Clustern, die als Elektronen-Redoxzentren wirken. So weist Ferredoxin ein niedriges Redoxpotential bis  $-484$  mV auf (STRYER 1999). Ferredoxin überträgt  $e^-$ , die aus dem Atmungsstoffwechsel stammen, von dem elektrochemischen Potential an der Peribakteroidmembran zur Nitrogenase in den Bakteroiden. Das Leghämoglobin-Apoprotein im Cytoplasma der Wirtszelle erreicht eine Konzentration von 3 – 4 mM und besteht aus den Segmenten A bis H. Durch die  $O_2$ -Bindung zwischen der Hämgruppe dient es als  $O_2$ -Lieferant für die Mitochondrien und die Bakterioide. Der freie  $O_2$  erstreckt sich mittels Diffusion von der Zellwand über das Cytoplasma bis hin zu den Bakteroiden und bildet einen Gradienten (LAYZELL 1998). Bei  $O_2$ -Mangel stimulieren Hämoglobine die genetische Ausbildung von Proteinen für einen anaeroben Metabolismus. Eine Störung der Leghämoglobin-Synthese wird durch Licht-Mangel, S-Mangel, Fe-Mangel oder Nitrat-Düngung ausgelöst.

Die Höhe der Leghämoglobin-Konzentration ist art- und altersspezifisch. Die Pflanze selbst benötigt nicht so viel Fe wie in Symbiose mit den Knöllchen. Ein Fe-Mangel senkt nicht nur die Stoffwechsel-Leistung der Knöllchen, sondern auch die Zellteilungsrate (spätere Teilung der Kortezzellen). Fe-Mangel führt u. a. zu einer reduzierten Knöllchenmasse, Bakteroidanzahl, Nitrogenase-Aktivität, Leghämoglobin-Konzentration und Photosynthese-Leistung bis hin zum Stoppen der Knöllchenentwicklung. Die Fe-Versorgung nimmt außerdem Einfluss auf die Proliferation der eindringenden Rhizobien ins Wurzelgewebe. Bei manchen Leguminosen wie Lupine (*Lupinus spp.*) kann Fe nicht über Blattdüngung appliziert werden, weil aus den Blättern kein Transport zu den Knöllchen stattfindet (O'HARA *et al.* 1988 a und b, TANG *et al.* 1990 & 1992).

**Bor** hat Einfluss auf die Struktur und Funktion der Knöllchen, auf die molekulare Signalebene zwischen Pflanze und Bakterium und so auch auf den Verlauf der Infektion, Zellinvasion und Etablierung (BONILLA *et al.* 1997, BOLAÑOS *et al.* 1994 und 2002, REDONDO-NIETO *et al.* 2001). B und Ca stabilisieren die Pektinfraktion der Zellwand, sind also unerlässlich für den Erhalt der Zellwand- und Membranstruktur der Knöllchen (KOBAYASHI *et al.* 1999, EL-HAMDAOUI *et al.* 2003). Weiterhin spielt B eine Rolle bei der Symbiosom-Entwicklung und der Bakteroid-Reifung. Die Ausbildung der Infektionsschläuche und die Zellinvasion sind B-bedürftig. Ohne B wird die Bindung der Rhizobien-Zelloberfläche zum Infektionsschlauch unterbunden. Dann können die Rhizobien nicht in die endophytische Umgebung einwandern (BOLAÑOS *et al.* 1996). Auch die Heterocysten von *Anabaena* sowie Cyanobakterien benötigen B für die N<sub>2</sub>-Fixierung (MATEO *et al.* 1986). In den Knöllchen befindet sich rund 4 - 5-mal so viel B wie in der Wirtspflanze. Bei B-Mangel sinkt die Nitrogenase-Aktivität, weil die Nitrogenase durch O<sub>2</sub> gestört wird. Gleichzeitig steigen die Superoxiddismutase-Aktivität, der Katalase-Gehalt und der Peroxidase-Gehalt an (GARCIA-GONZÁLES *et al.* 1988). Wahrscheinlich stabilisiert B die innere Glycolipid-Schicht der Heterocysten-Zellwandhülle und schränkt somit die O<sub>2</sub>-Diffusion ein (GARCIA-GONZÁLES *et al.* 1991). Schon seit langem ist bekannt, dass B-Mangel bei Ackerbohnen die Anzahl der Knöllchen und folglich die N<sub>2</sub>-Fixierung reduziert (BRENCHLEY & THORNTON 1925). Zusätzlich ist die Entwicklung der Knöllchen verändert, Abort der Infektionsschläuche und Degeneration der Zellwände sowie der Membranen der Bakterioide werden bei B-Mangel beobachtet. Instabile Zellwände bei B-Mangel ermöglichen eine O<sub>2</sub>-Diffusion, was sich negativ auf die O<sub>2</sub>-empfindliche

Nitrogenase auswirkt. Eine B-Blattdüngung erhöhte die Nitratreduktase- und Nitrogenase-Aktivität sowie die Protein- und Ölsäure-Konzentration in Samen von Sojabohnen (BELLALLOUI *et al.* 2010).

**Molybdän** ist ein Baustein der Nitrogenase (*Kapitel 3.2.2*) und auch des Leghämoglobins. In sauren tropischen Böden ist Mo-Mangel weit verbreitet (MARSCHNER 1995). Je nach Mo-Versorgungszustand und Pflanzenart ändert sich das Verhältnis des Mo-Gehalts in den Wurzeln und in der Pflanze zueinander. Wie auch bei P ist die „Sink“-Wirkung für Mo der Knöllchen größer als die „Sink“-Wirkung der Pflanze. Die Knöllchen beinhalten 5 - 15-mal so viel Mo wie die Wurzel. Die Bakteroid-Multiplikation ist auf Mo angewiesen. Mo wird weiterhin für andere enzymatische Prozesse wie die Reduktion von  $\text{NO}_3^-$  benötigt (BERGMANN 1983). Da Mo in Leguminosen vor allem für die  $\text{N}_2$ -Fixierung gebraucht wird, kann eine N-Düngung häufig einen Mo-Mangel ausgleichen und andersrum (*Tab. 11*).

*Tab. 11:* Einfluss von N- und Mo-Düngung auf den N-Gehalt der Blätter und Kornertrag von knöllchenbildenden und nicht knöllchenbildenden Sojabohnen (nach PARKER & HARRIS 1977)

Behandlung (g Mo ha <sup>-1</sup> )		Nicht knöllchenbildend (kg N/ha)				knöllchenbildend (kg N/ha)			
		0	67	134	201	0	67	134	201
N (% TM)	0	3,1	4,6	5,3	5,6	4,3	5,1	5,4	5,6
	34	3,6	4,7	5,3	5,6	5,7	5,5	5,6	5,6
Kornertrag (t/ha)	0	1,71	2,66	3,00	3,15	2,51	2,76	3,08	3,11
	34	1,62	2,67	2,94	3,16	3,05	3,11	3,23	3,13

**Kobalt** wird bei Leguminosen als essentieller Mikronährstoff angesehen. Der Co-Gehalt in Pflanzen reicht allgemein von 10 – 500 µg/kg TM. Bereits ab einem Boden-pH von 6 liegt Co nicht mehr in aufnehmbarer Form ( $\text{Co}^{2+}$ ) vor, sondern ist schwer- bis unlöslich. Co ist im Phloem mobil und kann über Blattdüngung verabreicht werden. Bei Co-Mangel ist der Vitamin B<sub>12</sub>-Gehalt (Cobalamin) der Knöllchen stark erniedrigt (MARSCHNER 2012). Ein Vitamin B<sub>12</sub>-Mangel wirkt sich auch direkt auf die Wirtspflanze aus. Vitamin B<sub>12</sub> wirkt als Coenzym bei der molekularen N-Assimilation. Es sind keine spezifischen Co-Mangelsymptome bekannt. Bei Leguminosen kann als Folge von

Co-Mangel N-Mangel auftreten (BERGMANN 1983). Nach MARSCHNER (2012) sind die Folgen eines Co-Mangels eine verminderte Rhizobien-Infektion, eine verzögerte Knöllchenausbildung, eine herabgesetzte Häm-Synthese mittels Methylmalonyl-coA-Mutase und folglich Leghämoglobin-Synthese, eine reduzierte Nitrogenase-Aktivität, eine verminderte Methionin-Synthese, eine erniedrigte Bakteroid-Konzentration pro Knöllchen und unerwarteter Weise eine erhöhte Knöllchenmasse. DILWORTH *et al.* (1979) fanden bei an Co-Mangel leidenden Lupinen-Knöllchen reduzierte Co-Gehalte von 45 µg/kg TM im Vergleich zu 105 µg/kg in der Kontrolle mit Co-Gabe.

**Stickstoff** wird nur zu Beginn des Wachstums - nachdem die N-Reserve im Samen aufgebraucht ist - benötigt. Sobald die Knöllchen etabliert sind, ist die Lücke in der N-Versorgung überwunden. Eine Startgabe von 25 – 30 kg N/ha wirkt positiv auf den Blattflächenzuwachs, damit auf die Photosynthese und Assimilat-Bereitstellung für die Knöllchen, weshalb die Knöllchenbildung und die N<sub>2</sub>-Fixierung erhöht werden. N-reiche AS, die vom Spross abwärts transportiert werden, spielen eine Rolle bei der Regulation der Knöllchenbildung und -Funktion (BAKER *et al.* 1997). Höhere N-Gaben jedoch senken die Anzahl der Knöllchen und die Nitrogenase-Aktivität und mit ihr die Menge an fixiertem N. Dabei wirkt Nitrat besonders limitierend und Ammonium in gemäßigter Konzentration während der ersten 4 Wochen des Pflanzenwachstums gar nicht (WATERER *et al.* 1992). Pflanzen ausschließlich mit Ammonium zu ernähren, erscheint selbst unter Versuchsbedingungen schwierig, da im Boden immer eine gewisse Nitrifizierung stattfindet. Überschüssiger N wirkt besonders hemmend auf die Nitrogenase-Aktivität, wenn andere Nährstoffe wie P, K und S limitiert sind. Ist das Nährstoffangebot ausgeglichen, so wird die N<sub>2</sub>-Fixierung weniger von hohen N-Gehalten im Boden unterdrückt (TSAI *et al.* 1993a). Als Grund für die Hemmung der Nitrogenase gibt es verschiedene Theorien:

- ◆ Nitrit-Toxizität → Bildung von Nitrosylleghämoglobin und damit Inaktivierung von Leghämoglobin. Allerdings wird Nitratreduktase nur in manchen Rhizobienstämmen mit einer Verzögerung produziert (ARRESE-IGOR *et al.* 1990).
- ◆ O<sub>2</sub>-Mangel → Senkung der O<sub>2</sub>-Diffusion und des osmotischen Drucks in den Knöllchen, wodurch der Phloem-Import von Photosynthese-Produkten reduziert wird. Wird der O<sub>2</sub>-Druck in der Rhizosphäre erhöht, kann die Hemmung der Nitrogenase teils kompensiert werden (VESSEY *et al.* 1988).

- ◆ Eine Nitrat-Senkung in den Knöllchen könnte zum Wettbewerb für reduzierende Equivalente und Malat führen (MARSCHNER 2012).

Die Nitrat-Sensitivität ist abhängig von der Art und Sorte. Sojabohnen und Kichererbsen (*Cicer arietinum*) sind z. B. nitrat-sensitiv, Lupinen nicht so sehr und *Trifolium subterraneum* ist wenig nitrat-sensitiv. Die Nitrat-Sensitivität scheint bei Arten mit Wurzelhaarinfektion hoch zu sein (HARPER & GIBSON 1984).

## 2.4 Einflussfaktoren auf Wachstum und N<sub>2</sub>-Fixierung

Nicht nur die Verfügbarkeit der Nährelemente beeinflusst das Wachstum und die N<sub>2</sub>-Fixierung. Viele Faktoren wirken im Zusammenspiel positiv oder negativ auf die Entwicklung der Knöllchen und die N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung, weshalb eine Deutung von Feldversuchen immer eine Herausforderung ist. Abb. 7 zeigt auf, welche abiotischen und biotischen Faktoren berücksichtigt werden müssen.

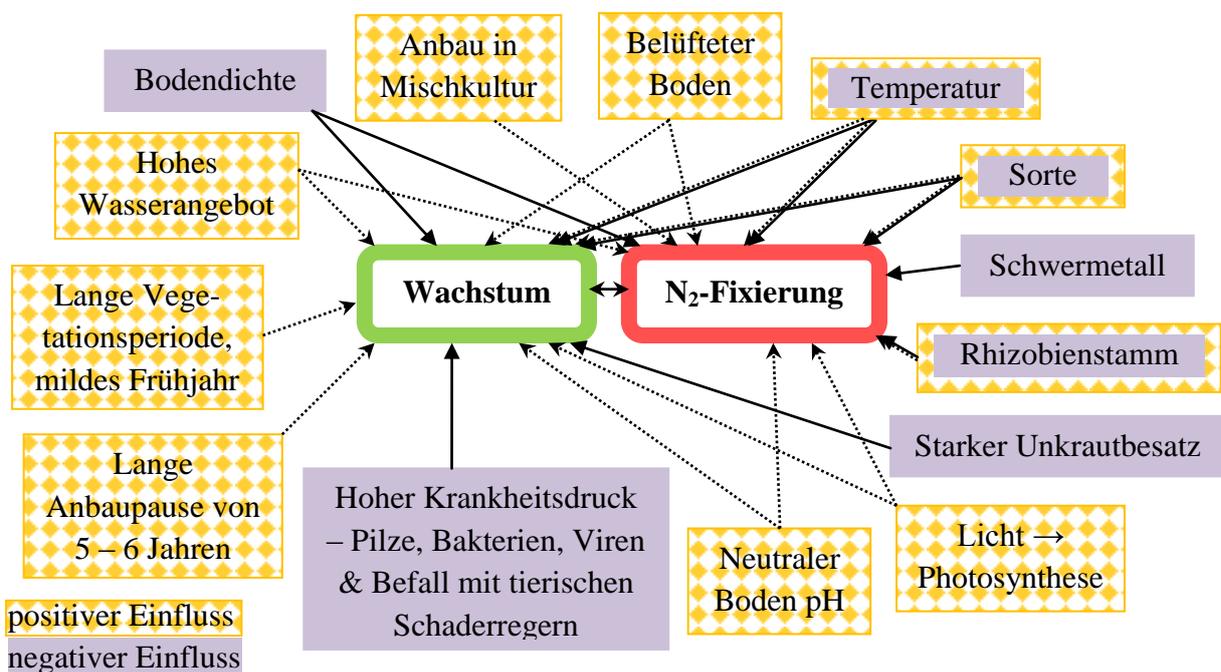


Abb. 7: Zusätzliche Einflussfaktoren zum Nährstoffeinfluss auf das Pflanzenwachstum und die N<sub>2</sub>-Fixierung

Stress allgemein kann die Permeabilität der Membran verändern und so die O<sub>2</sub>-Versorgung der Bakterioide stören (KUZMA *et al.* 1999). Wird der Abtransport fixierter N-Formen gestört, kann die Fixierungsleistung durch den sich daraus ergebenden N-feedback-Effekt

gesenkt werden (SCHULZE 2004). Stress, der direkt die Wirtspflanze betrifft, führt zu einer Minderversorgung der Bakterioide mit energiereichen Assimilaten.

### ***Wasserversorgung***

Für die Ackerbohne sollte der Jahresniederschlag nicht unter 800 mm liegen. Bei einer optimalen Wasserversorgung ist mit etwa 500 Knöllchen je Pflanze zu rechnen. Wohingegen bei Wassermangel die Zahl der Knöllchen auf 200 Stück oder weniger absinkt. Bei einer Wasserübersversorgung können sogar um 800 Knöllchen pro Ackerbohne gezählt werden, was u. a. auf eine bessere Rhizobienmobilität im Boden schließen lässt. Die Nitrogenase-Aktivität verhielt sich entsprechend. Mit Anstieg der Wasserversorgung stieg die Nitrogenase-Aktivität von 20 mmol/h bei Wassermangel auf über 40 - 60 mmol/h an. Eine Interpretation hierfür ist, dass bei Wassermangel der Transport von Photosynthese-Produkten eingeschränkt wird (SPRENT 1972). Auch der Abtransport des  $\text{NH}_3$  aus den Knöllchen kann gestört sein. Im Gegensatz dazu steht jedoch, dass die negativen Auswirkungen eines Wassermangels durch eine erhöhte  $\text{O}_2$ -Versorgung der Knöllchen zum Teil ausgeglichen werden können (GUERIN *et al.* 1990). Eine alternative Erklärung könnte die gesenkte Lösungskonzentration in den Leitbündeln sein, die einem Teil Wasser ermöglicht, in die interzellularen Räume entlang der Leitbündel zu dringen. Als Resultat würde die Diffusions-Resistenz erhöht. So wäre denkbar, dass eine Erhöhung der  $\text{O}_2$ -Konzentration der erhöhten Resistenz entgegenwirkt (STREETER 1993). Folglich ist Staunässe mit einhergehenden niedrigen  $\text{O}_2$ - und  $\text{CO}_2$ -Gehalten schädlich. Eine periodische Überflutung scheint jedoch keinen Einfluss auf die  $\text{N}_2$ -Fixierung zu haben. Bei Wasser-Mangel sinkt die Konzentration an Enzymen des C-Stoffwechsels wie Saccharose-Synthase, Invertase und Phospho-Enol-Pyruvat-Carboxylase (PEPC) (GONZÁLEZ *et al.* 2001).

Besonders Trockenstress während der reproduktiven Phase führt über Notreife, was gleichbedeutend ist mit dem einsetzenden Absterben der Pflanzen, zu Ertragseinbußen und zu irreversibel geschädigten Knöllchenbakterien. Von einem zwischenzeitlichen Wassermangel, der in der vegetativen Phase auftritt, können sich die Pflanzen wieder erholen (PENA-CABRIALES & CASTELLANOS 1993). Bei Trockenheit erhöht sich die Resistenz gegenüber  $\text{O}_2$ -Diffusion in die Bakteroiden (DURAND *et al.* 1987). *Sinorhizobium meliloti* z. B. akkumuliert als Reaktion auf Trockenstress Glutamat und Prolin (SMITH *et al.* 1988). Bei Soja steigt die Konzentration an Ureiden und freien AS an, was sich wahrscheinlich als negatives „Feedback“ auswirkt (KING & PURCELL 2005). Weiterhin sind

bei Trockenheit Wurzelwachstum und Wurzelexsudate verändert. Bei länger anhaltender Trockenheit können die Rhizobien im Boden absterben.

### *Anbausystem und Saatzeit*

Da die Ackerbohne lockere und gut durchlüftete Böden braucht, um effektiv N<sub>2</sub> zu fixieren, ist die Direktsaat nicht für alle Böden empfehlenswert. Schwere Böden, Böden mit wenig Humus und zur Verschlammung neigende Böden eignen sich nicht gut für die Direktsaat von Ackerbohnen.

Eine frühzeitige Saat verlängert die Vegetationsperiode und die jungen Pflanzen können die Frühjahrsfeuchte im Winter ausnutzen. Weshalb die Biomasse, die Aktivität der Rhizobien und der Ertrag gesteigert werden (*Tab. 12*).

*Tab. 12:* Vorteile für die Ackerbohne bei frühzeitiger Aussaat bei 551 bis 714 mm Niederschlag in der Vegetationsperiode (nach THALJI & SHALALDEH 2006)

Merkmal	Erhöhung in %
Pflanzenhöhe	0 – 32
Wurzelmasse, trocken	0 – 172
Anzahl der Knöllchen	16 – 72
Trockenmasse der Knöllchen	31 – 110
Ertrag	50 und mehr

Eine wichtige Größe, die mit der Nitrogenase-Aktivität positiv korreliert ist, ist die Photosyntheseleistung oder Blatt-Trockenmasse der Pflanze bzw. die Sprossentwicklung. Weiterhin ist die Trockenmasse der Knöllchen positiv mit dem Kornertrag, mit der Pflanzenhöhe, dem Wurzeltrockengewicht und der Anzahl der Knöllchen korreliert (PEÑA-CABRIALES *et al.* 1993).

Werden Leguminosen in Mischkulturen angebaut, steigt die N<sub>2</sub>-Fixierung im Vergleich zum Anbau als Monokultur an. Bei einer Mischkultur von Leguminosen mit Gras wird bis zu 10 % des fixierten N über vesikular-arbuskuläre Mykorrhiza direkt zu den Graswurzeln geleitet (MORRIS *et al.* 1990). Weidelgras (*Lolium perenne*) profitiert im Klee-Gras-Gemisch von 52 - 60 kg N/ha pro Jahr durch den N-Transfer (BOLLER & NÖSBERGER 1987, LEDGARD 1991). Nach MALLARINO *et al.* (1990) erhielt Rohrschwingel (*Festuca arundinacea*) im Klee-Gemisch im ersten Jahr 20 % des fixierten N und im zweiten Standjahr 60 %. Auch die N<sub>2</sub>-Fixierung bei der Ackerbohne steigt im

Gemenge auf bis über 96 % Ndfa an (HARDARSON 1993). In einer Mischkultur von Mais (*Zea mays*) mit Erdnuß (*Arachis hypogaea*) wurde ermittelt, dass 30 – 35 % des N-Gehalts in Mais aus der N<sub>2</sub>-Fixierung stammen (SENARATNE *et al.* 1993). Auch bei Klee- und Luzernegras werden bis zu 36 % (bzw. 29 – 53 kg/ha) des fixierten N<sub>2</sub> von den Gemengepartnern genutzt (HEICHEL & HENJUM 1991). Allerdings entsteht durch die Mischkultur eine Konkurrenz um einige Nährstoffe. Gräser sind konkurrenzstärker in der K-Aufnahme als Leguminosen, weshalb in solchen Anbausystemen eine höhere K-Düngung anzustreben ist (SENARATNE *et al.* 1993).

Beim Anbau von Körnerleguminosen wird allgemein eine Anbaupause von 5 - 6 Jahren empfohlen, um Bodenmüdigkeit und Infektionsdruck zu verhindern.

### ***Temperatur***

Körnerleguminosen bevorzugen Bodentemperaturen von 18 – 25 °C. Die Nitrogenase in den Bakteroiden erreicht bei mehreren Arten ihre höchste Leistung bei 20 – 35 °C, wobei unterhalb einer Temperatur von 20 °C im Boden bereits eine Hemmung beginnt (HARDY & HAVELKA 1976). Eine hohe Infektionsrate tritt bei Temperaturen um 25 °C ein. LYNCH & SMITH (1993) fanden, dass die Infektionsrate an Sojabohnen bei 15 °C im Boden bereits um 90 % vermindert ist. Die Optimaltemperatur für Soja und auch Erdnuß liegt bei 35 – 40 °C. Die Gartenbohne bevorzugt mit 25 – 30 °C etwas niedrigere Temperaturen. Im Falle der Ackerbohne und *Rhizobium leguminosarum* liegt das Temperaturoptimum in Bezug auf die Nitrogenase-Aktivität bei 20 °C und die Mindesttemperatur bei 2 °C. Hitzestress erhöht die Seneszenz der Knöllchen und senkt die Überlebensfähigkeit der Rhizobien sowie die Wurzelinfektion. Außerdem verursacht Hitze Änderungen in der Leghämoglobin-Synthese und der Nitrogenase-Aktivität (HUNGRIA & VARGAS 2000).

### ***Sortenunterschiede***

Die fixierte N-Menge schwankt mit dem Genotyp. Je nach Gartenbohnen-Sorte werden weniger als 20 kg N/ha oder bis 80 kg N/ha fixiert. Zwischen TM-Ertrag und % Ndfa konnte hier keine Korrelation gefunden werden (MANRIQUE *et al.* 1993). Nach HARDARSON & DANSO (1993) sollte der TM-Ertrag positiv mit der fixierten N-Menge korreliert sein, wenn N der limitierende Faktor für das Wachstum ist. Es ist auch sortenabhängig, wie früh die Knöllchenbildung beginnt und wie lange sie andauert. Demnach ist es

vorteilhaft, Sorten zu züchten, die erst spät senescente Knöllchen bekommen (PEÑA-CABRIALES *et al.* 1993).

## 2.5 N<sub>2</sub>-Fixierung

### *Rhizobien-Infektion*

Die Pflanzenerkennung und Infektion bei *Rhizobium* (Abb. 8) funktioniert über phenolische Verbindungen (Flavonoide) wie Flavon, Chalcon, Isoflavon, Flavonon, Betaine, Lutein oder Luteolin. Werden diese in einer geringen Konzentration von den Wurzeln abgegeben, werden die Bakterien, die sich in der Nähe der Rhizosphäre befinden, durch die chemischen Reize zu den Wurzeln gelotst (Chemotaxis). Die höheren Flavonoid-Konzentrationen an den Wurzeloberflächen stimulieren die Bildung von Nodulationsgenen (Nod-Genen) in den Rhizobien (BAUER & CAETANO-ANOLLÉS 1990). Zuerst wird das NodD-Gen aktiviert (SENGBUSCH 2003). Die Nod-Gene veranlassen die Rhizobien dazu, eine Bindung mit den sich entwickelnden Wurzelhaaren einzugehen und Lektine zu produzieren. Als nächstes senden die Bakterien chemische Signale aus, die die Wurzelhaare zum Kräuseln bringen und die kortikale Zellteilung anregen. Bei *Rhizobium meliloti* an Luzerne ist dieses hochspezifische Signalmolekül, das die Wurzelhaarkräuselung auslöst, ein Oligosaccharid, genauer ein ( $\beta$ )-verknüpftes Glucosamin-Tetrasaccharid (NodRm-1) mit 4 Zuckergruppen, 1 Sulfatgruppe und 1 Fettsäure (LEROUGE *et al.* 1990). Dann setzt die Entwicklung der Knöllchenmeristeme ein. Die Invasion der Rhizobien erfolgt über einen Infektionsschlauch. Die Rhizobien in den sich teilenden Knöllchenzellen werden in das Cytoplasma der Pflanzenzellen entlassen und anschließend in eine Membran pflanzlichen Ursprungs verpackt (Symbiosomen). Inzwischen sind die Bakterien zu deutlich größeren Bakteroiden geworden und frei von jeglicher Zellwand. Zeitnah hierzu werden Hämoglobin, Nitrogenase und weitere für die N<sub>2</sub>-Fixierung benötigte Enzyme synthetisiert. „Das Nodulin bewirkt eine Vergrößerung und Vervielfachung der Rindenzellen; der Ploidiegrad der Kerne nimmt dabei zu“ (SENGBUSCH 2003). In einer Wurzelzelle können bis zu 20000 Bakterioide sein. Oft werden nur 4 – 6 Bakterioide pro Zelle beobachtet. Die Knöllchenbildung in einem Teil der Wurzel kann durch Selbstregulierung („Feedback“) die Knöllchenbildung in einem anderen Teil der Wurzel einschränken (SUTHERLAND *et al.* 1990). Nur bei bestimmten Mutanten gibt es keine Selbstregulierung und es kommt zur „Supernodulation“ (DAY *et al.* 1986).

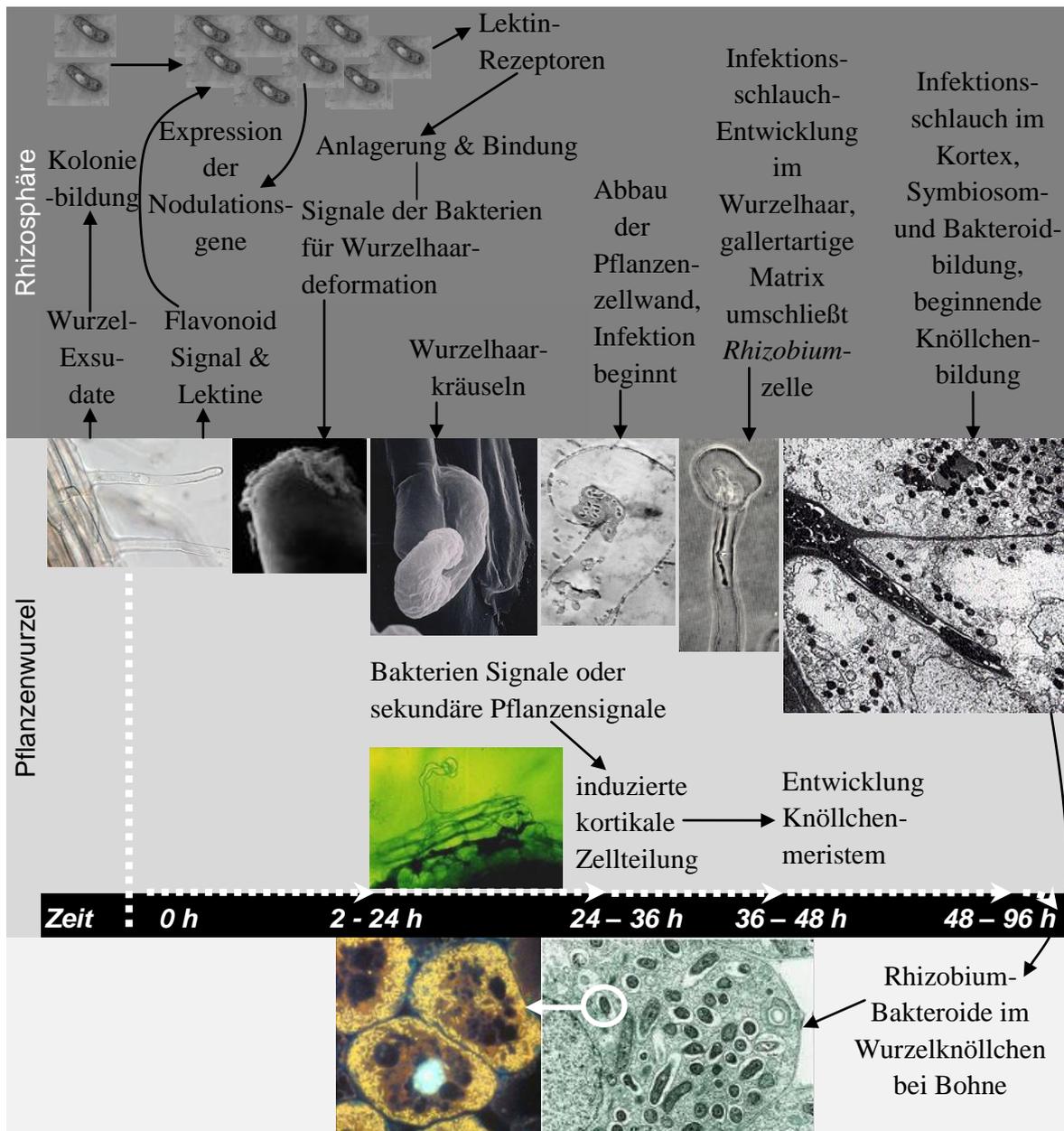
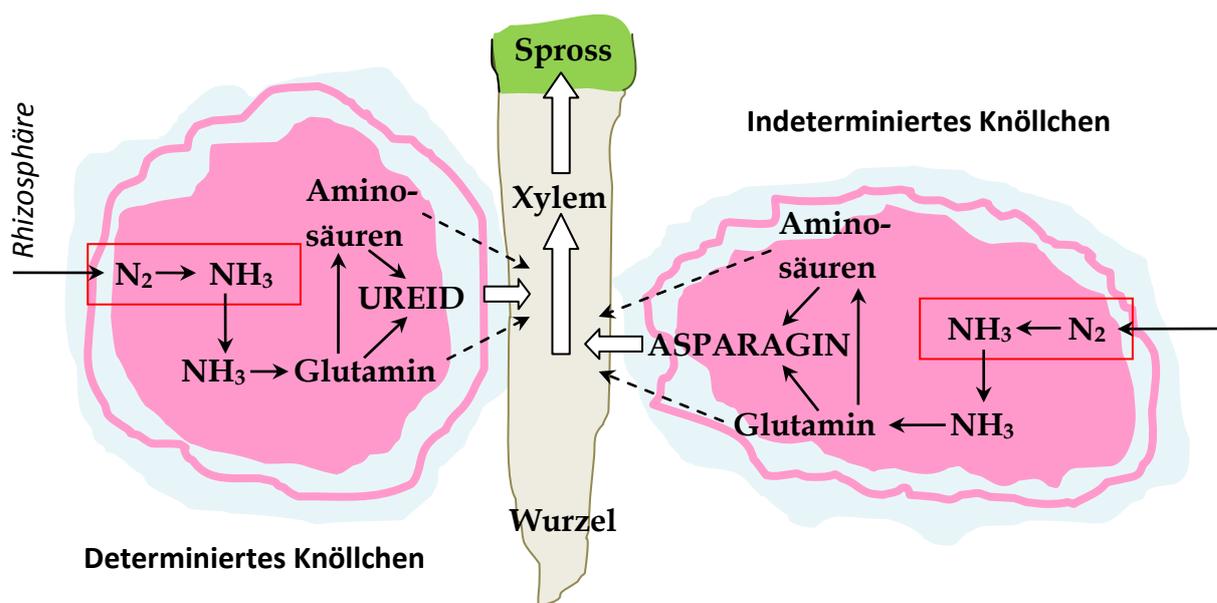


Abb. 8: Prinzipien der Wirtspflanzenerkennung und Wurzelhaar-Infektion bei *Rhizobium* innerhalb von 96 h (nach DJORDJEVIC & WEINMAN 1991, Bilder im Bildnachweis)

### ***Knöllchentyp***

Je nach Art der Bakterien und Pflanze wachsen die Knöllchen immer weiter (indeterminierter Typ, meristematisch) oder hören auf zu wachsen und haben eine kurze Lebensspanne (determinierter Typ, sphärisch) (ROLFE & GRESSHOFF 1988). So können beim indeterminierten Knöllchentyp alle Entwicklungsstufen nebeneinander gefunden werden. Die indeterminierten, keulenförmigen Knöllchen haben 2 Cortex-Schichten und ein apikales

Meristem, das über mehrere Monate aktiv bleibt. Das Meristem produziert neue Zellen, die dann von Bakteroiden aus den alten Zellen infiziert werden. Die indetermierten Knöllchen haben ein umfangreicheres und verzweigtes Gefäßsystem, das das N<sub>2</sub>-fixierende Parenchym umgibt, als die determinierten Knöllchen. In der Mitte des Knöllchens liegend ist das N<sub>2</sub>-fixierende Parenchym vor Sauerstoff geschützt (SENGBUSCH 2003). Der Transport und Umbau von NH<sub>3</sub> unterscheidet sich in determinierten und indetermierten Knöllchen. Das N-haltige Glutamin in den Knöllchen wird in Leguminosen mit Knöllchen des indetermierten Typs vor allem zu Asparagin (Amid) umgewandelt und über das Xylem in den Spross transportiert. In Leguminosen mit Knöllchen des determinierten Typs wird Glutamin in den Knöllchen zu den Ureiden Allantoin und Allantoinsäure umgewandelt (*Abb. 9*). Die Knöllchenbakterien bei Gartenbohne wie auch bei der Sojabohne gehören zum globulär-geformten, determinierten Typ und die Knöllchenbakterien an Lupine, Erbse, Klee, Luzerne und Ackerbohne gehören zum indetermierten Typ (MARSCHNER 1995).



*Abb. 9:* NH<sub>3</sub>-Verstoffwechslung in determinierten und indetermierten Knöllchen (nach MARSCHNER 1995)

### ***Zeitlicher Ablauf***

Die eigentliche N<sub>2</sub>-Fixierung beginnt frühestens 10 - 21 Tage nach der Infektion. Der jungen Pflanze muss also am Anfang genügend Stickstoff zur Verfügung stehen, damit genug Blattfläche aufgebaut werden kann, um die Photosynthese-Produkte für die wachsenden Knöllchen bereitstellen zu können. Während des Schossens steigt die N<sub>2</sub>-Fixierung bei

annuellen Körnerleguminosen stark an und zu Blühbeginn erreicht sie ihr Maximum (Abb. 10). Der starke Abfall der N<sub>2</sub>-Fixierung nach der Blüte hat folgende Ursachen:

1. Bei Verlust der grünen Blätter (auch Beschattung) entsteht O<sub>2</sub>-Mangel in der Rhizosphäre (CARROLL *et al.* 1987, HARTWIG *et al.* 1987).
2. Wahrscheinlich ändert sich der Turgordruck in den Knöllchen, mit ihm die Diffusionsbarriere und die O<sub>2</sub>-Konzentration sinkt unter die Bedarfsgrenze (WALSH 1990, HUNT & LAYZELL 1993).
3. Die Photosynthese-Leistung sinkt mit zunehmender Samenreife. Beim Absterben annueller Pflanzen stoppt die Assimilat-Versorgung der Knöllchen, die dann auch absterben.
4. Bei Eintritt der Seneszenz der Pflanze (Wasseraufnahme über das Xylem stoppt) entsteht wahrscheinlich ein Überschuss an fixiertem N, wodurch die Nitrogenase-Aktivität gehemmt wird (Feedback-Regulation).

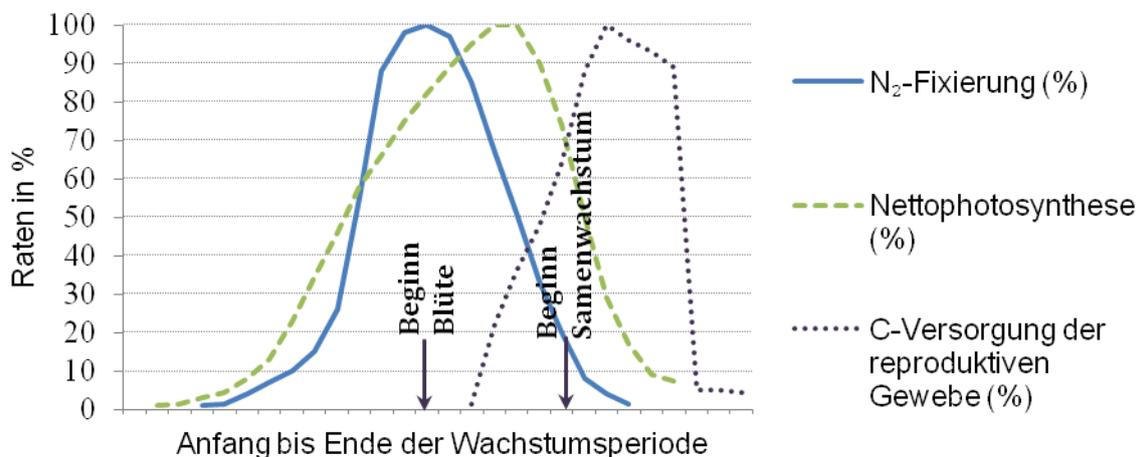


Abb. 10: Veränderungen der Nettophotosyntheserate und der N<sub>2</sub>-Fixierungsrate im Wachstumsverlauf der Kuherbse (*Vigna sinensis*) (verändert nach HERRIDGE & PATE 1977, MARSCHNER 1995)

Somit schwankt auch Ndfa im Verlauf der Entwicklung. Die N-Aufnahme aus dem Boden jedoch ist während der gesamten Entwicklung konstant (STÜLPNAGEL 1982), wenn es die Witterung, andere Wachstumsbedingungen und die pflanzliche Konkurrenz zulassen.

Nach der Ernte oder Abfressen mehrjähriger Pflanzen setzt die N<sub>2</sub>-Fixierung aus, bis die Pflanze nachgewachsen ist. Die Knöllchenmasse ändert sich kaum. Die Knöllchen

werden zwar stellenweise seneszent – erholen sich aber wieder in ca. 22 Tagen zusammen mit der Pflanze, weil das apikale Meristem und die Leitbahnen intakt bleiben. Durch das Abtrennen der oberirdischen Biomasse bei Luzerne sinkt die Acetylen-Reduktion, der Gehalt an löslichen Proteinen und der Leghämoglobin-Gehalt um ca. 53 %. Im Gegensatz dazu steigt die Aktivität der Protease und der Nitratreduktase um ca. 40 %. Die erhöhte Protease-Aktivität kann in Zellen am proximalen Ende zu Bakteroid-Verlust und zu Desorganisation der Zellen führen. Eine Wiederherstellung der Bakterioide in diesen Zellen ist nicht möglich – eine Neuinfektion ist nötig (VANCE *et al.* 1979).

### ***Metabolische Prozesse***

Am Ort der N<sub>2</sub>-Fixierung wird die O<sub>2</sub>-Konzentration auf dem niedrigen und feinabgestimmten Level von 10 nM bis maximal 50 nM gehalten (VANCE & GANTT 1992, DIXON & KAHN 2004). Dafür ist eine Diffusionsbarriere im Cortex der Knöllchen verantwortlich. Die Hauptroute der O<sub>2</sub>-Diffusion läuft durch den Knöllchenapex (*Abb. 11*) (DIXON & KAHN 2004). Die Bakterien bilden das rot gefärbte ***Leghämoglobin***, das homolog zu Hämoglobin tierischen Ursprungs ist. Aktive Knöllchen sind deshalb rot bis braun gefärbt und inaktive Knöllchen sind innen weiß oder grün, wenn die Globine degeneriert sind (MULONGOY o.J.). Das sich außerhalb des Bakteroids befindliche Leghämoglobin bindet den O<sub>2</sub> zum Transport. Der größere Teil wird zu den Atmungsorganen der Pflanzenzellen transportiert und der kleinere Teil dient den Bakteroiden zur Respiration. Auch dem Endoxidationsprozess zur ATP-Herstellung für die Nitrogenase-Speisung wird über Leghämoglobin O<sub>2</sub> geliefert (NIIR BOARD 2004). Leghämoglobin ist beinahe linear mit der N<sub>2</sub>-Fixierungskapazität der Wurzelknöllchen korreliert (WERNER *et al.* 1981). In der variablen Barriere im Cortex der Wurzel sind 1 bis 5 Schichten interzellulare Räume, die mit Wasser gefüllt sind. Somit kann der ca. 10<sup>4</sup>-mal höhere Diffusionskoeffizient in Luft als in Wasser umgangen werden (BELVINS 1989). Zusätzlich verbrauchen die Bakterioide viel O<sub>2</sub> bei der oxidativen Phosphorylierung bzw. Energiegewinnung. Dabei entstehen toxische O<sub>2</sub>-Verbindungen, die über den Ascorbat-Glutathion-Zyklus abgebaut werden müssen (MARSCHNER 1995).

Über das Phloem wird Saccharose zu den Knöllchen geliefert. Bei der Zerlegung der Kohlenhydrate (Glykolyse) werden Glucose, Phosphoenolpyruvat (PEP), Oxalacetat, Äpfelsäure (C<sub>4</sub>H<sub>6</sub>O<sub>5</sub>) und deren Salze (= Malate) synthetisiert (*Abb. 12*). Äpfelsäure dient als Substrat für die reduzierende Synthese der C<sub>4</sub>-Carboxylsäuren Succinat und Fumarat,

wobei Fumarat aus der Oxidation von Succinat entsteht. Diese und Malat werden in die Bakteroiden transportiert und als energetisches Substrat für die Nitrogenase verwendet (McKAY *et al.* 1988, SCHULZE 2004). Malat wird aktiv in die Mitochondrien transportiert und fließt in die Glykolyse, den Citratzyklus sowie die oxidative Phosphorylierung ein.

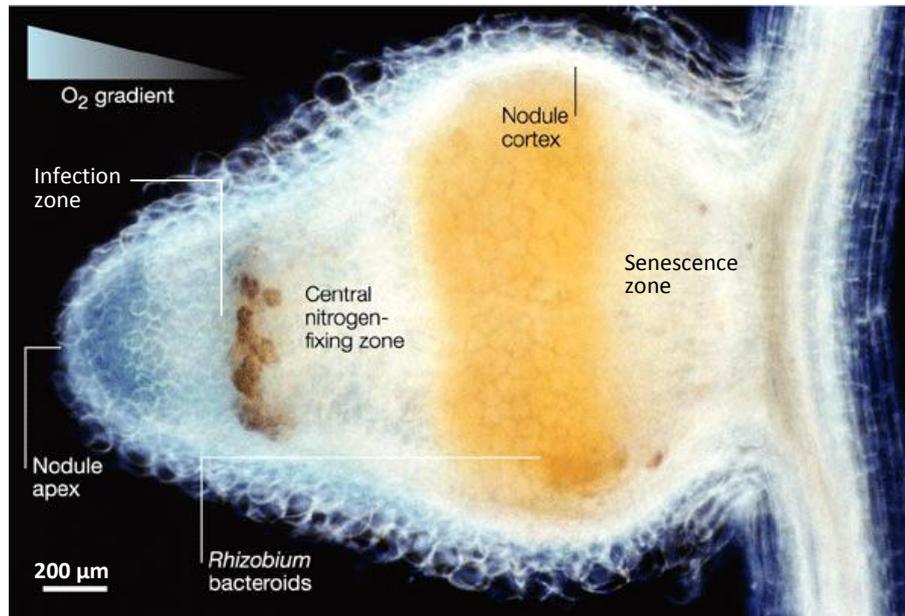


Abb. 11: Indeterminiertes Knöllchen der Luzerne in der inneren Cortex (mit Stärke gefärbt) (DIXON & KAHN 2004)

Alternativ kann Malat im Cytosol zur C-Skelett-Produktion herangezogen werden (DAY & COPELAND 1991). Andere C-Skelette aus der Glykolyse werden für die  $NH_3$ -Assimilation im pflanzlichen Cytosol der Knöllchen gebraucht. Im Bakteroid wird Malat zu Oxalacetat ( $\rightarrow$  Aspartat und Glutamat) und Pyruvat umgebaut, fließt in den Citratzyklus ein und dient schließlich der ATP-Gewinnung für die  $N_2$ -Fixierung (Abb. 12). Die für den Transport nötige Umformung von aus der  $N_2$ -Fixierung gewonnenem Aspartat und Glutamat zu Asparagin bzw. Glutamin verbraucht auch ATP. Als Energie-Reservespeicher kann in Bakteroiden außerdem Poly- $\beta$ -hydroxybutyrat gebildet werden (DAY & COPELAND 1991). Zusätzlich wird Saccharose im Spross der Wirtspflanze zwischengelagert. Die Knöllchen können in bestimmten Wachstumsstadien 50 % der Photosynthese-Produkte verbrauchen, wovon wiederum 50 - 78 % zu  $CO_2$  veratmet werden (PATE & HERRIDGE 1978). Zu einem guten Viertel kann die PEP-Carboxylase in den Knöllchen den Kohlenstoff aus dem  $CO_2$  zurückgewinnen. C wird zum Aufbau von Malat und Aspartat benötigt. Malat ist, wie

sonst nur andere Dicarbonsäuren, in der Lage, die Zellmembranen einzelner Zellkompartimente zu passieren. Die Aktivität der PEP-Carboxylase in den Knöllchen ist bei der Erbse 20 mal höher als die Aktivität der PEP-Carboxylase in den Wurzeln und bei der Sojabohne ist sie in den Knöllchen sogar 1000 mal höher (DEROCHE & CARRAYOL 1988).

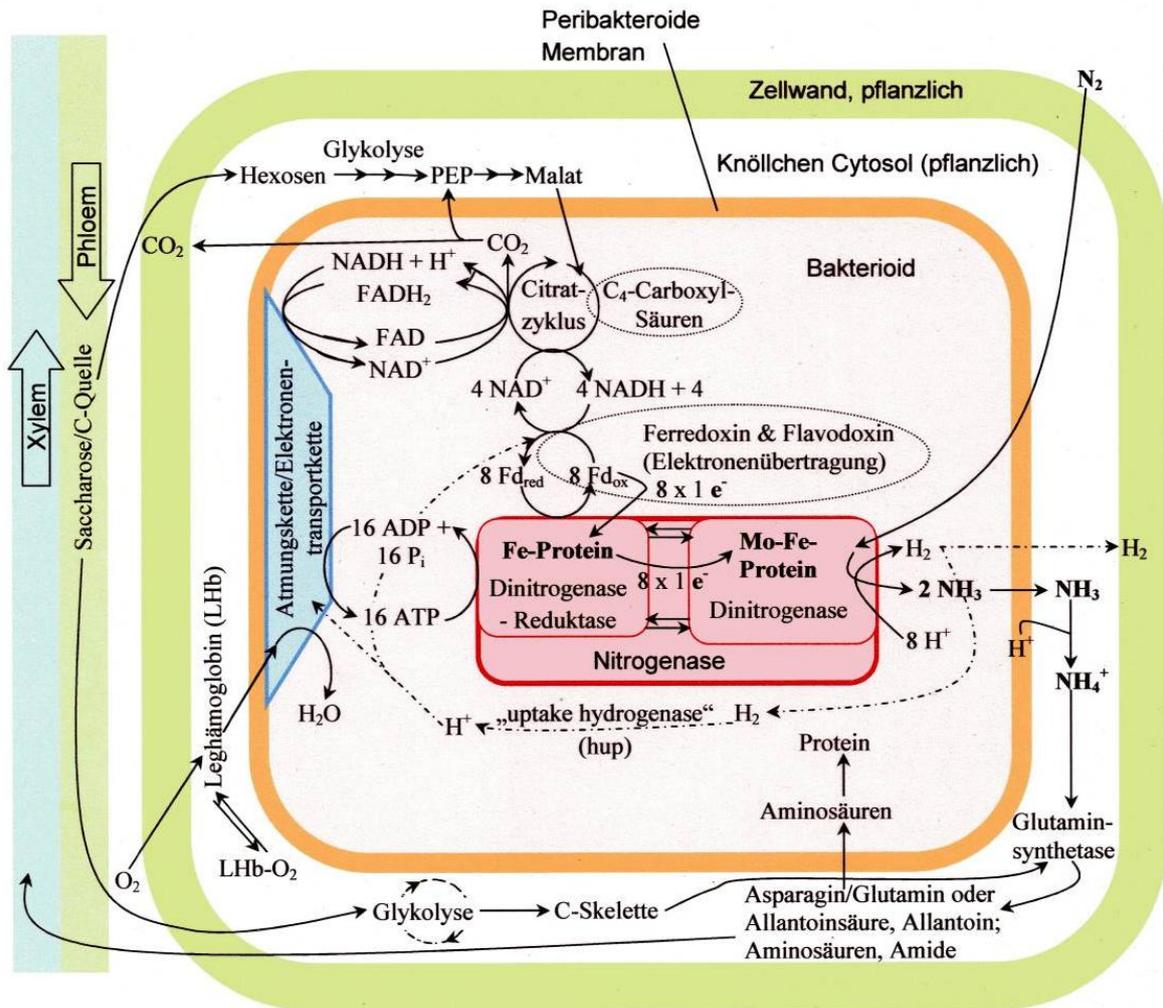


Abb. 12: Metabolische Interaktionen der Symbiose in Bakteroiden und im Cytosol der Partner-Pflanze bei Leguminosenknöllchen (nach MARSCHNER 1995, BRESINSKY *et al.* 2008)

Der C-Verbrauch ist je nach den Symbiosepartnern und dem Pflanzenalter unterschiedlich hoch. Der Gesamt-C-Verbrauch der Knöllchen beläuft sich auf 4 – 12 g C/g fixiertes N (PATE & HERRIDGE 1978, STREETER & SALMINEN 1985, VANCE & HEICHEL

1991). Nach LAYZELL *et al.* (1988) und TWARY & HEICHEL (1991) wird der Kohlenstoff zu folgenden Anteilen verbraucht:

- 36 - 50 % für Knöllchenbildung und -wachstum sowie Erhaltungs-Respiration
- 42 - 45 % für Nitrogenase-Aktivität
- 12 - 22 % für NH<sub>3</sub>-Assimilation und Export in die Pflanze

Die N<sub>2</sub>-Fixierung liefert Stickstoff in Form von NH<sub>3</sub>. Das NH<sub>3</sub> wird passiv ins Cytosol der Pflanze per Diffusion durch die peribakteroiden Membranen abgegeben (UDVARDI & DAY 1990). Ammoniak als Zellgift muss umgehend weiter verbaut werden. Mehr als 3 enzymatische Wege ermöglichen den Umbau von NH<sub>3</sub> zu Transportformen und Aminosäuren. Daran sind die Glutamatdehydrogenase, die Glutaminsynthetase und die Glutamatsynthetase beteiligt. Für den Umbau muss die Pflanze ausreichend C-Skelette (Akzeptoren) bereitstellen (SENGBUSCH 2003). NH<sub>3</sub> ist instabil beim physiologischen pH-Wert im Cytosol und wird zu Ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) umgewandelt, das für die Synthese von Aminosäuren, Glutamin, Glutamat und Aspartat Verwendung findet (NIIR BOARD 2004). Durch Transaminierung im Cytoplasma können dann wieder Amide (Asparagin und Glutamin) als N-Transportformen gebildet werden. Hohe NH<sub>3</sub>-Konzentrationen wie auch dessen Assimilationsendprodukte wie Glutamin wirken bremsend auf die N<sub>2</sub>-Fixierung bzw. auf die Nitrogenase-Aktivität (SHANMUGAM *et al.* 1978).

## 2.6 Messmethoden zur Schätzung der N<sub>2</sub>-Fixierung

### <sup>15</sup>N Isotopen Bestimmung / Natural Abundance / δ<sup>15</sup>N-Methode

Bei dieser Methode werden die stabilen N-Isotope <sup>14</sup>N und <sup>15</sup>N bestimmt (BERGERSEN & TURNER 1983, LEDGARD *et al.* 1985, PEOPLES *et al.* 1989, PEOPLES *et al.* 1991). In vielen Böden ist <sup>15</sup>N etwas höher vertreten als in der Atmosphäre. Deshalb reichern Leguminosen im Verhältnis weniger <sup>15</sup>N an als Nicht-Leguminosen. Das natürliche Isotopenverhältnis (<sup>14</sup>N/<sup>15</sup>N) des Luftstickstoffs ist weltweit relativ stabil. N<sub>2</sub> besteht zu 99,6337 % aus <sup>14</sup>N und zu 0,3663 % aus <sup>15</sup>N. Das Verhältnis von <sup>14</sup>N zu <sup>15</sup>N im Boden muss für die Anwendung der Methode vom <sup>14</sup>N/<sup>15</sup>N-Verhältnis der Luft abweichen (MARIOTTI 1983, HARDARSON & DANSO 1993, JOST 2003). Der δ<sup>15</sup>N-Wert der Luft ist per Definition 0 ‰ (SHEARER & KOHL 1986). Der δ<sup>15</sup>N-Gehalt der Referenzpflanze kann z. B. um 6,2 ‰ liegen. Der δ<sup>15</sup>N-Wert der N<sub>2</sub>-fixierenden Pflanze liegt zwischen dem der Referenz

und dem der Luft. Nach folgender Formel wird  $\delta^{15}\text{N}$  ausgerechnet (HANDLEY & RAVEN 1992, KLATT 2008):

$$\delta^{15}\text{N}_{\text{Probe}} (\text{‰}) = \frac{(^{15}\text{N}/^{14}\text{N}_{\text{Probe}} - ^{15}\text{N}/^{14}\text{N}_{\text{Luft}})}{^{15}\text{N}/^{14}\text{N}_{\text{Luft}}} \cdot 1000$$

Der  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert der Referenzpflanze entspricht dem  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert des Bodens, der je nach Art des Pflanzenbewuchses und der N-Düngung variiert. Im Versuch von KILIAN *et al.* (2001) z. B. betrug der  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert für Ackerbohnen-Blätter zwischen 2,4 und 5,9 ‰, wobei die Werte zur Blüte höher lagen als zur Kornfüllungsphase und mit der Ackerbohnen-Sorte variierten. Die Referenzpflanzen hatten  $\delta^{15}\text{N}$ -Werte von 7 - 9,4 ‰, wobei die nicht-nodulierende Mutante den niedrigsten Wert lieferte (KILIAN *et al.* 2001). Damit die Methode funktionieren kann, muss der  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert der Referenzpflanze signifikant von dem der Luft verschieden sein. Nach LEDGARD & PEOPLES (1988) muss der Unterschied mindestens 6 ‰ betragen. Das ist nicht an jedem Standort der Fall; auch kann es sehr inhomogene Böden geben, bei denen der  $^{15}\text{N}$ -Gehalt kleinräumig stark variiert. Um diesen Einflussfaktor gering zu halten, sollte die Referenzpflanze möglichst dicht bei der Leguminose wachsen. Die Berechnung des Ndfa erfolgt nach einer der folgenden Gleichungen (SHEARER & KOHL 1986 aus JOST 2003):

$$\% \text{ Ndfa} = \frac{(\delta^{15}\text{N}_{\text{Boden}} - \delta^{15}\text{N}_{\text{Leguminose}})}{(\delta^{15}\text{N}_{\text{Boden}} - \delta^{15}\text{N}_{\text{Luft}})} \cdot 100$$

$$\% \text{ Ndfa} = \frac{(\delta^{15}\text{N}_{\text{Referenzpflanze}} - \delta^{15}\text{N}_{\text{Leguminose}})}{(\delta^{15}\text{N}_{\text{Referenzpflanze}} - \delta^{15}\text{N}_0)} \cdot 100$$

Dabei ist  $\delta^{15}\text{N}_0$  gleich dem  $\delta^{15}\text{N}$ -Wert in der Leguminose nach Anzucht auf N-freiem Substrat.  $\delta^{15}\text{N}_0$  wird auch als B-Wert oder Korrekturwert bezeichnet. Der  $\delta^{15}\text{N}_{\text{Luft}}$ -Wert ist nicht gleich dem  $\delta^{15}\text{N}_0$ -Wert, weil die Leguminose  $^{15}\text{N}$  beim Fixierungsprozess diskriminiert. Hieraus folgt, dass der  $\delta^{15}\text{N}_0$ -Wert kleiner als Null ist (um -1,5 ‰). Allerdings kann auch der  $\delta^{15}\text{N}_{\text{Referenz}}$ -Wert negativ sein. In diesem Fall ist das Ergebnis für Ndfa vom B-Wert abhängig, der gut überlegt gewählt werden muss (SHEARER & KOHL 1993, KLATT 2008). Bei Feldproben wird der niedrigste, vorgefundene  $^{15}\text{N}$ -Gehalt aus der Leguminosenstichprobe als B-Wert gewählt. So sollte ein möglichst hoher Anteil des N-Gehaltes aus der  $\text{N}_2$ -Fixierung stammen, falls der Boden mehr als 0,3663 ‰  $^{15}\text{N}$  enthält (ERIKSEN &

HØGH-JENSEN 1998, MØLLER HANSEN *et al.* 2002). WICHMANN (2004) hat für Ackerbohnen im Feldversuch z. B. einen  $\underline{B}$ -Wert von 0,36623073 ( $\delta^{15}\text{N} = -0,063$ ) ermittelt.

Aus Ndfa lässt sich die gebundene  $\text{N}_2$ -Menge ( $N_{\text{fix}}$ ) in der oberirdischen Biomasse (oberirdisch) errechnen (KLATT 2008):

$$N_{\text{fix-oberirdisch}} = \frac{\% \text{ Ndfa} \cdot N_{\text{Leguminose}}}{100}$$

wobei  $N_{\text{Leguminose}}$  (kg/ha) = N-Gehalt<sub>Leguminose</sub> (%) · TM<sub>Leguminose</sub> (dt/ha).

Zur Einbeziehung der N-Menge im Boden wurde die Gleichung erweitert (LOGES 1998):

$$N_{\text{fix}} = N_{\text{fix-oberirdisch}} + (N_{\text{NminLeguminose}} - N_{\text{NminReferenz}})$$

Beide Atome des  $^{15}\text{N}_2$ -Isotops sind schwerer als die des  $^{14}\text{N}$ -Isotops. Daher kann bei dieser Methode das stabile N-Isotop  $^{15}\text{N}$  aus dem fixierten Luftstickstoff bestimmt werden so wie  $^{14}\text{N}$ . Die Pflanzenproben werden nach Kjeldahl oder mittels Totalverbrennung im „Continues-Flow“ Verfahren (WICHMANN 2004) aufgeschlossen. Alle N-Atome in den Zellen werden zur Ammoniak-Synthese genutzt. Das  $\text{NH}_3$  wird über Destillation entfernt und zu  $\text{N}_2$ -Gas oxidiert. Das  $\text{N}_2$ -Gas kann nun mit einem Massenspektrometer auf den Anteil an  $^{15}\text{N}$  analysiert werden. Das Massenspektrometer benutzt eine Kombination aus Ionisierung der N-Moleküle, eine Serie von Elektromagneten und elektrostatischen Feldern, um die verschiedenen N-Isotopen-Kombinationen ( $^{15}\text{N} + ^{15}\text{N}$ ,  $^{14}\text{N} + ^{14}\text{N}$  und  $^{15}\text{N} + ^{14}\text{N}$ ) zu separieren (ANONYM 1996). Als Folge ihres Massenunterschiedes werden die Isotope beim Durchqueren eines Vakuums getrennt. Somit bewegen sie sich auf verschiedenen Bahnen und erreichen das Ende des Massenspektrometers an verschiedenen Punkten (ANONYM 1996) (Abb. 13).

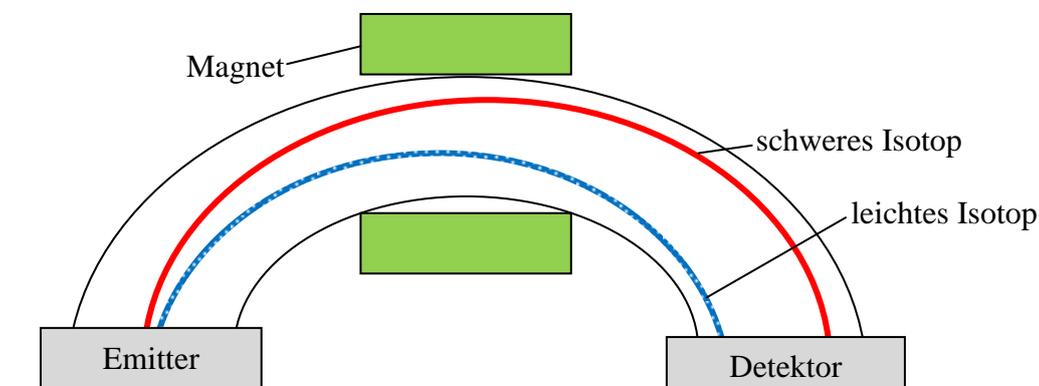


Abb. 13: Massenspektrometer in vereinfachter Darstellung (ANONYM 1996)

## **<sup>15</sup>N Isotopen-Verdünnungsmethode / Isotope dilution method (ID) / <sup>15</sup>N-Anreicherungstechnik**

Vom Prinzip her funktioniert diese Methode wie die <sup>15</sup>N Isotopen Bestimmung (McAULIFFE *et al.* 1958, HEICHEL & HENJUM 1991). Böden, bei denen sich das <sup>15</sup>N/<sup>14</sup>N-Verhältnis durch regelmäßigen Leguminosenanbau oder KAS-Düngung verschoben hat, müssen mit <sup>15</sup>N-angereichertem Dünger gedüngt werden, damit die Leguminose ein niedrigeres <sup>15</sup>N/<sup>14</sup>N-Verhältnis haben wird als die Referenzpflanze. Es empfiehlt sich eine gleichmäßige Ausbringung von 0,5 g <sup>15</sup>N/m<sup>2</sup> zu Versuchsbeginn (McAULIFFE *et al.* 1958). Die N-Aufnahme aus dem Boden muss auch hier bei beiden Pflanzenarten gleich hoch sein. Die N<sub>2</sub>-Fixierung lässt sich mit der gleichen Rechnung wie bei der δ<sup>15</sup>N-Methode oder mit nachstehender Rechnung schätzen (HARDARSON & DANSO 1993):

$$\% \text{ Ndfa} = (1 - \% \text{ Ndfs}_{\text{Leguminose}} / \% \text{ Ndfs}_{\text{Referenz}}) \times 100$$

Wenn die Bodenmessung vor der Düngergabe erfolgte, muss die N-Menge aus dem Dünger (Ndff) zusätzlich in die Gleichung einfließen. Die Leguminose wird gleich gedüngt wie die Referenzpflanze, so dass das Verhältnis von Ndff zu Ndfs in der Referenz und der Leguminose gleich bleibt.

### **<sup>15</sup>N<sub>2</sub>-Gas-Methode**

Ein experimentelles System wird mit <sup>15</sup>N<sub>2</sub>-Gas angereichert. Wenn N<sub>2</sub> fixiert wird, dann steigt der <sup>15</sup>N-Gehalt der Zellen mit der Inkubationszeit an (ANONYM 1996). Die <sup>15</sup>N<sub>2</sub>-Konzentration ist dann also höher als die natürliche <sup>15</sup>N<sub>2</sub>-Konzentration der Atmosphäre mit 0,3663 %. Daraus kann % Ndfa während der Inkubationszeit geschätzt werden. Da die Versuchskammer nicht den Bedingungen auf dem Feld entspricht und die Versuchsdauer im Vergleich zur normalen Vegetationsperiode nur kurz ist, kann die N<sub>2</sub>-Fixierung nur für ein bestimmtes Zeitintervall ermittelt werden. Alle Hochrechnungen, die sich auf Hektar und Jahr beziehen, sind mit großen Fehlern behaftet (HARDARSON & DANSO 1993).

### **A-value method (AV)**

Die Referenzpflanze wird mit 40 - 80 kg <sup>15</sup>N-Dünger/ha gedüngt. Die Leguminose dagegen erhält nur 5 - 20 kg <sup>15</sup>N-Dünger/ha. Für % Ndfa gilt dann (HARDARSON & DANSO 1993):

$$\% \text{ Ndfa} = 100 (1 - \% \text{ Ndff}_{\text{Leguminose}} / n \% \text{ Ndff}_{\text{Referenz}}) + \% \text{ Ndff}_{\text{Leguminose}} (1/n - 1),$$

wobei  $n = \frac{\text{gedüngte N-Menge}_{\text{Leguminose}}}{\text{gedüngte N-Menge}_{\text{Referenz}}}$

### **Acetylene reduction assay/acetylene reducing activity (ARA)**

Acetylen ( $\text{C}_2\text{H}_2$ ) hat einen ähnlichen Aufbau und eine ähnliche Größe wie  $\text{N}_2$ . Die C-Atome sind nämlich über eine Dreifachbindung verbunden:  $\text{H} - \text{C} \equiv \text{C} - \text{H}$  (ANONYM 1996). Die Nitrogenase reduziert Acetylen zu Ethylen ( $\text{C}_2\text{H}_4$ ). Hier sind also nur Punktmessungen der Nitrogenase-Aktivität möglich (HARDARSON & DANSO 1993). Ein typischer „assay“ setzt voraus, dass eine bekannte Menge an Acetylen-Gas ins System induziert, bis zu einem fixen Zeitpunkt abgewartet, und dann die Gasphase auf die Konzentrationen von Acetylen und Ethylen analysiert wird. ARA kann an abgetrennten Knöllchen, Wurzeln oder ganzen Pflanzen in geschlossenen Gefäßen, die 10 % Acetylen enthalten, durchgeführt werden (MULONGOY o.J.). Ethylen ist sehr leicht und genau (niedrige Nachweisgrenze) mit dem Flammenionisationsdetektor an einem gaschromatographischen System zu bestimmen. Die Messungen gehen zügig und sind kostengünstig (ANONYM 1996). Das explosive Produkt Ethylen ist stabil und kann für spätere Analysen gelagert werden. Die Reproduzierbarkeit dieser indirekten Messmethode ist gut, dennoch sollte gegenkontrolliert werden – und zwar mit der  $^{15}\text{N}$ -Methode, um richtig kalibrieren zu können. Bei der Reduktion von  $\text{C}_2\text{H}_2$  zu  $\text{C}_2\text{H}_4$  wird nur 1 Elektronenpaar übertragen. Bei der Reduktion von  $\text{N}_2$  zu  $\text{NH}_3$  dagegen werden 3 Elektronenpaare übertragen. Daraus ergibt sich theoretisch, dass die Messung von Acetylen zu Ethylen 3 x so hohe Ergebnisse liefert wie es bei  $\text{NH}_3$  der Fall wäre. Daraus ergibt sich ein Acetylen: $\text{N}_{\text{fix}}$ -Verhältnis von 3:1, das oft, aber nicht immer, gefunden wird, wenn mit der  $^{15}\text{N}$ -Methode überprüft wird.

Für die Messung werden die Wurzeln in Acetylen und Ethylen inkubiert. Durch das Acetylen wird im Laufe des Versuchs die Nitrogenase-Aktivität gesenkt. So ist die Messung mit dem Gas-Chromatographen nicht dafür geeignet, die  $\text{N}_2$ -Fixierung zu bestimmen (HARDARSON & DANSO 1993). Außerdem kann Ethylen von Bodenmikroorganismen produziert werden, was zu überhöhten Messwerten führt, also einer Überschätzung der  $\text{N}_2$ -Fixierungsleistung (ANONYM 1996). Die Messwerte in  $\mu\text{mol C}_2\text{H}_4 \text{ h}^{-1}$  pro Pflanze sind nicht analog zur  $\text{N}_2$ -Fixierung. Pflanzenalter und -art sind wichtige Einflussgrößen (HANSEN *et al.* 1987). Daher können nur gleichaltrige Versuchspflanzen miteinander verglichen werden. Im Gegensatz zu ID ist ARA für die Messung der  $\text{N}_2$ -Fixierung bei assoziativ lebenden Bakterien nicht geeignet, weil es Tage dauert, bis das fixierte N über die

Wurzeln bis in den Spross verlagert wird und detektiert werden kann (ALEXANDER & ZUBERER 1989, CHALK 1991). Am besten ist es, die ganze Pflanze *in situ* in nach oben offenen Kammern zu deponieren. Denn die Nitrogenase-Aktivität kann stark abfallen, wenn die Wurzeln oder Knöllchen von der Pflanze getrennt werden. Bei Luzerne wurde ein 88 %iges Absinken der Acetylen-Reduktion in 24 h beobachtet (VANCE *et al.* 1979, MULONGOY o.J.).

### **Ammoniak und manometrische Methoden**

Diese Methoden werden hauptsächlich bei der Enzymforschung benutzt.  $\text{NH}_4^+$  wird kolorimetrisch oder titrimetrisch (Nessler Reagent) analysiert. Die Methoden können nicht an ganzen Zellen angewandt werden und die Sensitivität ist gering (ANONYM 1996).

### **Referenz-Methode / Total N Differenz-Methode**

Hier wird eine Referenzpflanze benötigt, die das gleiche N-Aufnahmevermögen aus dem Boden aufweist wie die ausgewählte Leguminose (HARDY & HOLSTEN 1977). Günstig sind Sorten, die keine Knöllchen ausbilden (non-nod-Mutanten) wie die Sojabohnen-Sorte Chippewa (PEÑA-CABRIALES *et al.* 1993). Beide Pflanzen werden ganz geerntet, um den  $N_{\text{gesamt}}$ -Gehalt über die Elementaranalyse, nach Kjeldahl oder mittels „infrared reflectance method“ zu bestimmen (HARDARSON & DANSO 1993). Mit der Zeit wurde die Differenzmethode mehrmals erweitert:

1. nach RUSCHEL *et al.* 1979, LA RUE & PATTERSON 1981, HAYSTEAD 1981:

$$N_{\text{fix}} = N_{\text{Leguminose}} - N_{\text{Referenz}}$$

2. Unter Berücksichtigung der geringeren Nitrat-Aufnahme der Leguminose (HARDY & HOLSTEN 1977, STÜLPNAGEL 1982, LOGES 1998):

$$N_{\text{fix}} = N_{\text{LeguminoseSproß}} - N_{\text{ReferenzSproß}} + (N_{\text{LeguminoseBoden}} - N_{\text{ReferenzBoden}})$$

3. nach HAUSER (1987) und KÖPKE (1987) werden der N-Verlust durch Blattfall und die N-Menge in Wurzeln mit Knöllchen berücksichtigt:

$$N_{\text{fix}} = [(N_{\text{Ganzpflanze}} + N_{\text{Bestandesabfall}} + \text{NO}_3^- \cdot N_{\text{Boden}})_{\text{Leguminose}} - (N_{\text{Ganzpflanze}} + N_{\text{Bestandesabfall}} + \text{NO}_3^- \cdot N_{\text{Boden}})_{\text{Referenz}}]$$

$N_{\text{Ganzpflanze}} = N_{\text{Spross}} + N_{\text{Wurzeln}} + N_{\text{Knöllchen}}$  zum Zeitpunkt der höchsten ermittelten Gesamt-N-Menge.

Das Ergebnis für  $N_{\text{fix}}$  kann dann in folgende Gleichung eingesetzt werden:

$$\text{Ndfa (\%)} = \frac{N_{\text{fix}}}{N_{\text{-LeguminoseSproß bzw. Ganzpflanze}}} \cdot 100$$

### **Xylem-solute technique/Xylem-Saft-Methode**

Leguminosen tropischen Ursprungs (Soja, Gartenbohne, Kuherbse) transportieren das fixierte N meistens in Form von Ureiden (Allantoin und Allantoinsäure). Andere Arten wie Erdbirne (*Apios americana*), Lupine, Luzerne, Ackerbohne und Klee nutzen zum Transport für gewöhnlich Amide, Asparagin und Glutamin, da sie indeterminierte Knöllchen besitzen. Eine Messung dieser N-Transportformen im Xylem-Saft gibt indirekt Auskunft über die  $N_2$ -Fixierung (HARDARSON & DANSO 1993). Mit dieser einfachen und relativ kostengünstigen Methode können Ureide gemessen werden. Da die Messung nicht destruktiv ist, kann sie direkt auf dem Feld angewandt werden. Um die Ergebnisse auf ein längeres Zeitintervall beziehen zu können, müssen die Messungen mehrfach wiederholt werden (MULONGOY o.J.).

### **Ertragsmethode**

Die  $N_2$ -Fixierung wird anhand des Ertrags über Faustzahlen geschätzt (KLÖBLE & ZEHR 2005, WENDLAND *et al.* 2008). Dazu wird der Ertrag mit dem N-Gehalt der Ackerbohenkörner multipliziert und dann mit einem Faktor, der ertragsabhängig ist. Im ökologischen Landbau liegt die  $N_2$ -Fixierung der Ackerbohne in Symbiose mit *Rhizobium* zwischen 3,2 - 4,2 kg N/dt FM. Im konventionellen Landbau beträgt die durchschnittliche  $N_2$ -Fixierung 5 kg N/dt FM. Wird die Ackerbohne nicht als Hauptfrucht, sondern als Zwischenfrucht angebaut, beträgt  $N_{\text{fix}}$  nur 0,24 - 0,25 kg/dt FM. Ähnliche Ergebnisse liefert die Ertragsmethode nach KOLBE *et al.* (2002).

## **2.7 Diagnose und Beurteilung der Nährstoffversorgung von Pflanzen**

Eine optimale Nährstoffversorgung ist essentiell für hohe Erträge, gesunde Pflanzen und eine ausgewogene Ernährung von Menschen sowie Nutztieren. Bevor ein optimales Düngemanagement erstellt werden kann, muss der Versorgungszustand der Pflanzen bekannt sein.

Dieser ist u. a. abhängig von den Nährelement-Konzentrationen im Boden. Daher werden oft **Bodenanalysen** durchgeführt, um die angemessene Düngemenge zu ermitteln, wenn nicht bereits äußerliche Mangelsymptome oder Toxikosen erkennen lassen, unter welchem Nährstoffungleichgewicht die Pflanzen leiden. Die Nährstoff-Zusammensetzung der Böden ist stark durch das Ausgangsmaterial beeinflusst. So gibt es nährstoffreiche und nährstoffarme Böden (Tab. 13 und 14). Als nährstoffreiche Gesteine gelten u. a. Gabbro, Basalt, Basalttuff, Tuffit, Bims, Lavalit, Melaphyr, Diabas, Mergel, Löss, Kalkstein und Dolomit. Zu den mäßig nährstoffreichen Gesteinen zählen Granit, Diorit, Syenit, Porphyry, Ton, Arkose-sandstein, Tonschiefer und Gneis. Nährstoffarm dagegen sind Sandstein, Quarzit und Grauwacke. Global betrachtet ist die Mikronährstoffbilanz jedoch negativ. Die Verfügbarkeit der Nährelemente wirkt sich auf den Transferkoeffizient vom Boden in die Pflanze aus. Die Nährstoffmenge, die die Pflanze aus dem Boden aufnehmen kann, ist also nicht nur von den Nährelement-Konzentrationen im Boden abhängig, sondern von der vorliegenden Bindungsform, dem Boden-pH, der Textur, dem Wassergehalt, dem Humus-Gehalt, dem Nährstoff-Verhältnis (Antagonismus), der pflanzlichen Konkurrenz und weiteren Faktoren. So kann die Einstellung des pH-Wertes im Boden manchmal die gleiche Wirkung haben wie eine Düngung. Im ökologischen Landbau ist hierzu das Problem mit der mineralischen P-Düngung zu nennen. Weicherdiges Roh-Phosphat ist im Gegensatz zu den aufgeschlossenen Phosphaten wie Superphosphat, die im ökologischen Landbau nicht zugelassen sind, nur bei niedrigen pH-Werten um 4,2 zu 85 % verfügbar (PRUMMEL 1974, WERNER & TRIMBORN 2008).

Aufgrund der schwierigen Interpretation von Bodenanalysen eignen sich Pflanzenanalysen besser zur Feststellung der Nährstoffversorgung. Häufig existiert für eine bestimmte Pflanzenart zu einem definierten Entwicklungsstadium und Pflanzenorgan (Blatt- oder Sprossprobe) ein **Critical Nutrient Level (CNL)**. Der CNL ist definiert als Nährstoffkonzentration in einem bestimmten Pflanzenteil zu einem bestimmten Pflanzenalter, die aufgrund beginnenden Mangels zu 5 - 10 % Ertragseinbußen führt oder die Konzentration, die im Mittelpunkt der Übergangzone zwischen Mangel und ausreichender Versorgung liegt (ULRICH & HILLS 1973, DARA *et al.* 1992). Der CNL gilt nur für ein bestimmtes Pflanzenalter, weil Pflanzen im Laufe ihrer Entwicklung - ungeachtet der Nährstoffversorgung - ihre Nährstoffzusammensetzung ändern.

In Pflanzen aber sind die Nährelemente Interaktionen unterworfen, so dass neben dem absoluten Nährelement-Gehalt, wie es der CNL angibt, verschiedene Verhältnisse von Bedeutung sind (PARENT 2011). Um duale Nährelementinteraktionen zu berücksichtigen, entwickelte Beaufils 1973 das *Diagnosis and Recommendation Integrated System (DRIS)* (LETZSCH & SUMNER 1983), das später weiter modifiziert wurde (*siehe Kapitel 3.9*). Im Idealfall liefert DRIS errechnete Nährstoff-Indizes, die eine Interpretation des Ernährungszustandes zulassen und diagnostiziert Mängel sowie Überversorgungen. Ziel ist schließlich ein Computerprogramm aus aufgestellten DRIS-Normen zu entwerfen, das dem Pflanzenanbauer anhand von Blattproben eines Bestandes den Ernährungszustand seiner Pflanzen diagnostiziert, woraus sich eine optimale Düngeempfehlung ableiten lässt. Bei der DRIS-Norm handelt es sich quasi um Sollwerte, mit denen der Wert der fraglichen Probe abgeglichen wird. Bereits 1983 lag ein Computerprogramm zur Berechnung der DRIS-Indizes an Mais, Soja, Sorghum-Hirse (*Sorghum bicolor*), Kartoffeln (*Solanum tuberosum*), Weizen (*Triticum aestivum*), Zuckerrohr (*Saccharum officinarum*), Gummibaum (*Hevea brasiliensis*), Sonnenblume (*Helianthus annuus*), Ananas (*Ananassa sativa*) und Luzerne vor (LETZSCH & SUMNER 1983, SUMNER *et al.* 1983). In den meisten Fällen werden nur die Elemente N, P, K, Ca und Mg abgedeckt. Für Ackerbohnen wurde bislang keine DRIS-Norm erarbeitet. Damit korrekte DRIS-Normen aufgestellt werden können, sollten mindestens 1000 Blattproben aus mehreren Jahren analysiert und verrechnet werden. Bei der Verrechnung der Analyseergebnisse werden die Nährstoffkonzentrationen paarweise/dual zueinander in Bezug gesetzt. Das hat zwar den Vorteil, dass duale Nährstoffverhältnisse berücksichtigt werden, aber gleichzeitig wird die absolute Konzentration vernachlässigt. Wenn also ein Mangel an allen Nährstoffen herrscht, die Verhältnisse dieser zueinander aber normal sind, kann mittels DRIS keine Ernährungsstörung aufgedeckt werden. Oft ist die Anzahl der verwendeten Proben nicht ausreichend, um eine gute DRIS-Norm zu erstellen. Hier kann die bereits erstellte DRIS-Norm mit Hilfe von neuen Messergebnissen erweitert werden. Wichtig bei der Zusammenstellung der Werte ist auch, dass verschiedene, nicht pflanzenernährerische Einflussgrößen auf das Pflanzenwachstum bekannt sind. Nur so können die Proben in eine Niedrigertragspopulation und eine Hohertragspopulation unterteilt werden, woraus sich dann die DRIS-Norm ableitet.

Meistens wird DRIS in Dauerkulturen eingesetzt. Beispielsweise lieferte DRIS nützliche Ergebnisse in Grünland (BAILEY *et al.* 2000), in Mandarinen (SRIVASTAVA & SINGH 2008), in Stiel- und Traubeneiche (*Quercus robur* und *Q. petraea*) (POHL *et al.*

1999), und Weihrauch-Kiefer (*Pinus taeda*) (NEEDHAM *et al.* 1990). Dabei stimmte DRIS nur in wenigen Versuchen mit dem CNL und den Bodenanalysen überein. In Florida erhöhte eine Düngung von Zuckerrohr nach DRIS den Ertrag und den Zucker-Gehalt signifikant im Vergleich zu einer Düngung nach CNL oder Bodenanalyse (ELWALI & GASCHO 1984). In Mango wurden nur marginale Unterschiede im Nährstoffgehalt zwischen Hohertrags- und Niedrigertragspopulation gefunden (RAGHUPATHI *et al.* 2004). An Mais stellte sich heraus, dass DRIS aus lokalen/regionalen Norm-Beständen besser ist als ein überregionales Standard-DRIS (DARA *et al.* 1992). Grund hierfür ist sicherlich das Ausschalten der Einflussfaktoren Bodenart und Klima. Zur richtigen Interpretation von DRIS sollten also die grundlegenden Bodeneigenschaften bekannt sein und berücksichtigt werden (Tab. 13 und 14).

Aufgrund einiger Mängel bei DRIS (Fehldiagnosen) wurden weitere Konzepte zur Bestimmung der pflanzlichen Ernährungssituation entwickelt wie die „isometric log ratios transformation“ (ilr transformation) (PARENT *et al.* 2013).

Tab. 13: Typische Mikronährstoff-Mangelstandorte (KERSCHBERGER *et al.* 2001)

Element	Typischer Mangelstandort
B	leichte alluviale und diluviale sandige Böden in Regionen mit hohen Niederschlägen (B wird ausgewaschen, wenn nicht Humus-gebunden). Gekalkte, leichte und humusarme, ursprünglich saure Böden. Böden des unteren und mittleren Buntsandsteins.
Cu	Anmoor- und Moorböden, humose Sandböden, Keuper- und Muschelkalkböden.
Mn	kalkhaltige, anmoorige und humose Sandböden sowie spezielle Moorböden mit pH-Werten über 6,5. Überkalkte leichte bis mittlere Böden. Humusreiche und gut durchlüftete Böden in Verbindung mit Trockenheit.
Zn	diluviale mittelschwere Böden, Keuperböden, Böden mit sehr hohen P- und Humusgehalten (in Verbindung mit hohem pH).
Mo	diluviale Böden, leichte und mittelschwere Buntsandsteinböden, versauerte Lößböden und auch Schwarzerde.

Tab. 14: Mittlere geogene Grundgehalte einiger Elemente (mg/kg) in Gesteinen und Böden (A-Horizonte) aus unterschiedlichem Ausgangsgestein (RANKAMA & SAHAMA 1950, MASON 1952, SWAINE 1955, GOLDSCHMIDT 1958, WEDEPOHL 1969, SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 1998, ALLOWAY 1999)

Element	Mn	Fe	Cu	Zn	B	Mo	Co	I	Se	F	Br	Ba	V	Cr	Ni	As
Kontinentale Kruste	800 – 1000	50000	35 – 45	65 – 70	3 – 10	1 – 1,5	18 – 23	0,3	0,09	700	3	400	109	88 – 200	45 – 80	2 – 3,5
Ultra-bastische Gesteine	1600 – 2000	k. A.	10	50	2	0,3	150	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	40	1600	2000	1
Basalt/Gabbro	1400 – 1500	86000 – 100000	45 – 150	40 – 135	1 – 5	1 – 2	50 – 60	0,3	0,1	100	2,5	300	200	170	130 – 150	1,5 – 3
Glimmer-schiefer, Phyllit	700 – 850	47000	25 – 45	80 – 95	50	(1,5)	13	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	100	75	25	4,3
Granit	325 – 400	27000	10 – 15	40 – 70	15	1,8	4	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	30	12	7	1,5
Tonstein	850	k. A.	45	95	100	1,3	20	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	130	90	70	10
Sandstein	10 – 100	9800	5 – 30	15 – 16	35	0,2	0,3	k. A.	0,1	k. A.	k. A.	k. A.	20	35	2	1
Kalkstein	700 – 1100	3800	4	20 – 25	20	0,4	2	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	20	11	15	2,5
Löß	500	k. A.	13 – 15	45 – 55	(60)	1,2	5 – 8	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	40 – 45	30 – 67	20 – 28	7
Geschiebemergel, -lehm	500	k. A.	11	40 – 50	(50)	1	5 – 6	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	40	25 – 30	12 – 18	5 – 6
Sandboden	80	k. A.	3	15	(12)	(0,4)	2	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	800	10	2 – 5	6 – 10	1,5 – 2
Häufiger Bereich in Böden	40 bis 1000	30000	2 bis 50	10 bis 120	5 bis 80	0,2 bis 5	1 bis 40	5	0,01	20 – 100	6	500	8 bis 100	5 bis 200	3 bis 50	1 bis 20

( ) = Einzelwerte

k. A. = keine Angabe

### 3. Material und Methoden

#### 3.1 Gefäßversuch

Der Versuch dauerte vom 8. Juli 2009 bis zum 7. Oktober 2009. Es wurden 30 cm tiefe Gefäße verwendet, die jeweils mit 24 kg eines P-armen Unterbodens einer Parabraunerde aus Löss gefüllt wurden. Der Versuchsboden zeichnet sich durch folgende Nährstoffgehalte aus: 0,93 mg CAL-P/100 g Boden, 3,52 mg CAL-K/100 g Boden, 4,94 mg Mg/100 g Boden und 0,035 %  $N_{\text{total}}$ . Pro Gefäß wurden 5 Samen der Ackerbohnsorte Fuego gesät. Jede Variante wurde mit Rhizobien geimpft. Der Dünger wurde 10 - 12 cm tief im Boden unter den Saatkörnern appliziert. Die Düngevarianten (Tab. 15) erhielten zusätzlich eine komplette Mikronährstofflösung. Nur die Varianten Gärrückstand, Kompost und Traubentrester wurden nicht mit Bor und Molybdän gedüngt. Aufgrund des niedrigen P-Gehaltes der drei genannten Sekundärrohstoff-Dünger (SeRo-Dünger) wurde Super-Phosphat ergänzt, so dass insgesamt 80 kg P/ha gegeben wurden.

Tab. 15: Nährstoffgabe (kg/ha) in den verschiedenen Varianten

Variante \ Nährstoff (Dünger)	K (K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> )	P (Super-Phosphat)	Mg (MgSO <sub>4</sub> · 7 H <sub>2</sub> O)	B (Borax)	Mo (Natrium-Molybdat)
Roh-Phosphat	160	0	30	1,5	1
Fleischknochenmehl (FKM)	160	0	30	1,5	1
FKM verascht	160	0	30	1,5	1
Gärrückstand (GRS)	0	66,0	30	0	0
Kompost	0	70,5	30	0	0
Traubentrester, ankompostiert	0	74,0	30	0	0
Kontrolle 1	160	80,0	30	1,5	1
Kontrolle 2	160	0	30	1,5	1

K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> wurde zu Roh-Phosphat und Fleischknochenmehl (FKM) ergänzt. Um die auszubringende Menge an SeRo-Dünger zu ermitteln, wurden diese auf ihre Gehalte an N, P und K analysiert (Tab. 16). Daraus ergab sich eine Düngemenge von 20253 kg FM/ha für Traubentrester, 19753 kg FM/ha für Gärrückstand, 15686 kg FM/ha für Kompost und 1130 kg FM/ha für FKM. Tab. 17 zeigt die Nährstoffmengen, die über SeRo-Dünger zugeführt wurden. Jede Variante erhielt 160 kg K/ha und 80 kg P/ha; nur die Düngerart unterschied

sich. Als Kontrolle dienten eine Volldüngung mit allen Nährstoffen (Kontrolle 1) und eine Volldüngung ohne P (Kontrolle 2) (Tab. 15). Jede Variante wurde vierfach wiederholt.

Tab. 16: Gemessene Nährstoffkonzentrationen der SeRo-Dünger in g/kg FM des Jahrs 2009

SeRo-Dünger	N <sub>gesamt</sub>	P <sub>gesamt</sub>	P <sub>verfügbar</sub>	K <sub>gesamt</sub>	K <sub>verfügbar</sub>	TM (%)
FKM	66,0	70,8	n. a.	n. a.	n. a.	97,0
Gärrückstand	5,0	1,5	0,7	8,1	6,9	15,0
Kompost	10,0	1,8	0,6	10,2	5,1	78,3
Traubentrester	7,5	0,7	0,3	7,9	5,7	40,1

n. a.= nicht analysiert

Tab. 17: Nährstoffgabe durch die SeRo-Dünger in kg/ha

SeRo-Dünger	N <sub>gesamt</sub>	P <sub>gesamt</sub>	P <sub>verfügbar</sub>	K <sub>gesamt</sub>
Roh-Phosphat	0	80	n. a.	0
Fleischknochenmehl	78	80	n. a.	n. a.
Gärrückstand	101	29	14,0	160
Kompost	158	29	9,5	160
Traubentrester	148	15	6,0	160

n. a. = nicht analysiert

Vom 13. bis 15. Juli 2009 liefen die Bohnen auf. Während des Bohnenwachstums wurden am 20. Juli, 18. August, 06. September und 24. September die Anzahl Pflanzen pro Topf, die Pflanzenhöhe, der Stängeldurchmesser, die Anzahl an Blüten und Hülsen pro Topf und pro Pflanze sowie der Kornertrag festgehalten. Am 21.08.2009 wurde Mehltau an den Bohnen entdeckt, der am 23.08.2009 behandelt wurde. Das Fungizid sorgte in Kombination mit dem warmen Wetter für Spritzschäden an den Blättern der Ackerbohnen. Die Bohnen regenerierten sich nach 7 - 10 Tagen wieder. Für eine Nährstoffanalyse wurden am 06.09.2009 und am 07.10.2009 Blattproben genommen.

### 3.2 Zwischenfrucht-Feldversuch

Die Ackerbohnen der Sorte Fuego (45 Körner/m<sup>2</sup>) wurden am 08.08.2009 mit einer Direktsaatmaschine der Firma „Semeato“ in einem Reihenabstand von 34 cm auf dem Versuchsgut Wiesengut der Universität Bonn als Zwischenfrucht gesät. Der Abstand innerhalb der

Reihe betrug rund 6,7 cm. Die randomisierte Blockanlage umfasste 6 Varianten mit je 4 Wiederholungen (Tab. 18). Tab. 18 zeigt die ausgebrachten Nährstoffmengen. Der Bestand der Zwischenfrucht wurde dokumentiert und am 23.10.2009 wurden Blattproben genommen. Jede Parzelle bestand aus 7 Ackerbohnen-Reihen. Um zu überprüfen, welcher Effekt durch die Düngerapplikation und welcher Effekt auf das alleinige „Aufschneiden“ des Bodens zurückzuführen ist, wurde das Düngerschar mit und ohne Dünger eingesetzt.

Tab. 18: Ausbringungsmenge (kg/ha) beim Zwischenfrucht-Feldversuch auf dem Wiesengut am 08.08.2009

Variante	N	P	K	S	B	Mo
Kontrolle, ungedüngt	0	0	0	0	0	0
Roh-Phosphat	0	40	0	0	0	0
Roh-Phosphat + Dolomit <sup>a</sup>	0	40	0	0	0	0
FKM (10 kg/ha)	0,66	0,71	gering	n. a.	n. a.	n. a.
Natrium-Molybdat	0	0	0	0	0	3
Borax	0	0	0	0	1,5	0

<sup>a</sup>Es wurden 4 kg/ha CaCO<sub>3</sub> (Dolomit) ausgebracht. Das entspricht 1,44 kg Ca/ha.  
n. a. = nicht analysiert

### 3.3 Blattproben aus deutschen Betrieben

Von 45 Landwirten aus ganz Deutschland (Tab. 19) wurden insgesamt 105 Ackerbohnen-Blattproben an das Institut für Pflanzenernährung geschickt.

Tab. 19: Anzahl und Herkunft der probenliefernden Betriebe und Institutionen

Bundesland	Anzahl der Betriebe, Institutionen
Baden-Württemberg	4
Bayern	7
Hessen	11
Mecklenburg-Vorpommern	1
Niedersachsen	9
Nordrhein-Westfalen	14
Sachsen	2
Schleswig-Holstein	4
Thüringen	1

Die Proben wurden von einem Fragebogen begleitet, der Auskunft über Sorte, Bodenart, Niederschlag, Düngung, Bodenbearbeitung und Wachstumsbedingungen gibt. Nach der Ernte wurde der Ertrag festgehalten. Weiterhin flossen in die Erhebung Proben eines Versuchs der Landwirtschaftskammer NRW im Jahr 2009, sowie Proben verschiedener Versuchsflächen des Wiesenguts mit ein. Auch von der Georg-August-Universität in Göttingen und der Hochschule für Technik und Wirtschaft in Dresden wurden Blattproben aus Versuchen in den Jahren 2009 und 2010 bereitgestellt. Insgesamt standen 416 Blattproben des Entwicklungsstadiums Beginn und Mitte Blüte zur Verfügung.

### 3.4 Feldversuch

#### 3.4.1 Standort, Anbau und Düngung

Der Versuch wurde im Jahr 2010 an 4 Standorten durchgeführt (Tab. 20).

Tab. 20: Versuchsstandorte

<i>Standort</i>	<b>Wiesengut (Nieder-rheinische Bucht)</b>	<b>Niederkrüchten (Niederrhein-ische Tiefebene)</b>	<b>Willich-Anrath</b>	<b>Klein-Altendorf</b>
<i>Abkürzung</i>	WG	N	W-A	K-A
<i>Bodenart</i>	Brauner Auenboden, lehmiger (IU) bis sandiger Schluff (sU), Flußsedimente über Kiesen und Sanden der Siegaue (holozän)	lehmiger Sand (IS) und sandiger Lehm (sL)	sandiger Lehm (sL)	Lehm – entstanden aus Löß
<i>Höhenlage</i>	65 m ü. NN	60 m ü. NN	70 m ü. NN	175 m ü. NN
<i>Ackerzahl</i>	20 bis 70	50 bis 70	60 bis 80	85 bis 90
<i>Durchschnitts-temperatur</i>	9,5 °C	9,6 °C	10,3 °C	9,7 °C
<i>Jahres-niederschlag</i>	700 bis zu 850 mm	750 mm		600 mm
<i>Boden-bearbeitung</i>	Keine – temporäre (auf eine Anbauperiode begrenzte) Direktsaat mit 6 t Strohmulchauflage pro ha			Grubbereinsatz im Herbst – Einarbeitung der 6 t Strohmulchauflage pro ha

Tab. 20 Fortsetzung

Standort	Wiesengut (Niederrheinische Bucht)	Niederkrüchten (Niederrheinische Tiefebene)	Willich-Anrath	Klein-Altendorf
Bewirtschaftung	Ökologisches Versuchsgut der Universität Bonn	Biolandbetrieb		Konventionelles Versuchsgut der Universität Bonn

## Anbautechnisches Verfahren

### Ackerbohne

Die Ackerbohnen wurden mit einer mechanischen Direktsaatmaschine (Firma: Semeato, Modell: SMH 11/13, Einzelkornsaat mit 3 Scheiben und einer Arbeitsbreite von 2,8 m) direkt 7 cm tief in den unbearbeiteten Boden durch eine Mulchschicht gesät (Festboden-Mulchsystem, *Abb. 14*). Nur in Klein-Altendorf wurde das Feld im Herbst vor der Frühjahrssaat gegrubbert (LockerbodenMulchSystem, *Abb. 14*). Die weiteren Daten sind aus der folgenden Auflistung zu entnehmen.

- Vorfrucht: Hafer; nur in Klein-Altendorf Winterroggen
- Sorte: Fuego mit einem TKG von 551,8 g und einer Keimfähigkeit von 89 %, mit der Ausnahme von K-A mit 80 %
- Saatstärke: 50 Bohnen pro m<sup>2</sup>, bei einem Reihenabstand von 34 cm



W-A am 07.04.2010 (FMS)



K-A am 12.04.2010 (LMS)

*Abb. 14:* Direktsaatmaschine in Aktion

Der Feldaufgang wurde bonitiert (je Parzelle wurden 5 Reihen zu je 1 m ausgezählt) und daraus wurde die Keimrate errechnet (Tab. 21). Ausschließlich in K-A wurde der Bestand am 29.06.2010 erfolgreich mit Pirimor gegen die Schwarze Bohnenblattlaus (*Aphis fabae*) gespritzt. Gegen andere Krankheiten und Schädlinge wurde nicht vorgegangen.

Tab. 21: Auflaufstärke pro Reihe und Fläche

Standort	Datum	Bohnenpflanzen /lfd. m	Bohnenpflanzen /m <sup>2</sup>	Keimrate (%)
Wiesengut	21.04.2010	11,2	33,5	67,0
Willich-Anrath	29.04.2010	8,0	23,8	47,6
Niederkrüchten	22.04.2010	12,9	38,7	77,4
Klein-Altendorf	14.05.2010	10,8	32,4	64,8

### Sommerweizen

Der Sommerweizen, der als nichtlegume Referenzpflanze zur Schätzung der N<sub>2</sub>-Fixierung diente, wurde ebenfalls direkt gesät. Dazu wurde ein modifiziertes Handsäugerät der Firma Sembdner bzw. ein Rahmen mit Scheiben (2 x 6 Reihen) verwendet (Abb. 15). In Klein-Altendorf wurde der Weizen mit einer Parzellensämaschine gesät.



Handsäugerät in Niederkrüchten



Vorziehen der Schlitze für die Weizenkörner mit Scheiben am WG

Abb. 15: Direktsaat des Sommerweizens

Sorte: Scirocco; Taifun in Klein-Altendorf  
 Saatstärke: 450 Samen/m<sup>2</sup> = 17,7 g/m<sup>2</sup> = 74 Samen/m mit einem TKG von 39,25 g  
 Ablagetiefe: 3 - 4 cm; Reihenabstand: 15 - 16 cm, mit Ausnahme von K-A: 9,6 cm

## Versuchsaufbau

Der Düngeversuch wurde als randomisierte Blockanlage mit 12 m x 2,80 m großen Ackerbohnen-Parzellen mit 4 Wiederholungen angelegt. Die Weizen-Parzellen maßen 4,0 m x 2,8 m. Aufgrund des Dünge- und Randeffektes wurden in Klein-Altendorf nur 8,7 m<sup>2</sup> der Sommerweizen-Parzellen gedroschen.

## Düngung

Alle Dünger wurden zeitnah zum Vegetationsbeginn ausgebracht (Tab. 22).

Tab. 22: Standortbezogene Saattermine und Zeitpunkt der Düngung

Standort	Aussaat Ackerbohne	Aussaat Sommerweizen	Düngung der Ackerbohnen und des Sommerweizens
Wiesengut	18.03.2010	31.03.2010	25.03.2010
Niederkrüchten	18.03.2010	24.03.2010	18.03.2010
Willich-Anrath	07.04.2010	15.04.2010	15.04.2010
Klein-Altendorf	12.04.2010	06.04.2010	10.05.2010 bis 14.05.2010

Tab. 23: Düngevarianten an den verschiedenen Standorten

Dünger / Variante	breit	Reihe	Standort
Kontrolle, ungedüngt			alle
Gemahlenes Roh-Phosphat [Ca <sub>5</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> OH]		unterfuß	alle
Fleischknochenmehl (FKM)	x	x	N, K-A
Gärrückstand (GRS) aus Mais, Rindergülle	x	x	K-A
Kompost	x	x	K-A
Apfeltrester	x	x	K-A
Kaliumsulfat (K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> )	x		alle
Borax (Na <sub>2</sub> B <sub>4</sub> O <sub>7</sub> · 10 H <sub>2</sub> O, Natriumtetraborat-Dekahydrat)	x		WG, N, K-A
Natrium-Molybdat-Dihydrat (Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> · 2 H <sub>2</sub> O)	x		WG, N, K-A
„Volldüngung“: P + K + S + B + Mo	x	nur P unterfuß	alle

Kaliumsulfat (gekörnt), Natrium-Molybdat als Pulver, Borax als Pulver, Fleischknochenmehl (FKM), Bio-Kompost (vor allem aus Grünabfällen), Apfeltrester (angegoren), Gärrückstand aus Mais und Rindergülle (flüssig) wurden mit der Hand – letzteres mit der Gießkanne - breitflächig ausgebracht. Die beiden Mikronährstoff-Dünger Natrium-Molybdat und Borax wurden mit Quarzsand vermischt und zusammen mit diesem gestreut. Die

SeRo-Dünger - FKM, Kompost, Apfeltrester und Gärrückstand - in K-A wurden außerdem in Reihe/als Band neben der Kultur ausgebracht. Das Roh-Phosphat in Pulverform wurde mittels Düngescharen an der Sämaschine unter Fuß gedüngt. Als Vergleich dienten eine ungedüngte Kontrolle und eine „Volldüngung“, die sich aus Kaliumsulfat, Roh-Phosphat, Borax und Na-Molybdat zusammensetzte (Tab. 23). Die Düngemenge richtete sich nach dem K- oder dem P-Gehalt der Dünger (Tab. 24). So wurden die SeRo-Dünger zuvor auf ihre Nährstoffgehalte analysiert (Tab. 25).

Tab. 24: Ausgebrachte Dünge- und Nährstoffmengen (kg FM/ha)

Dünger	Menge	N	K	P	Mg	S	B	Mo
Roh-Phosphat	286,0	0	0	40	ca. 0,9	0	0	0
FKM	560,0	39	n. a.	40	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
Gärrückstand	23843,0	55	80	12	10	n. a.	n. a.	n. a.
Kompost	12947,0	107	80	19	37	54	n. a.	n. a.
Apfeltrester	34750,0	76	80	5	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	194,0	0	80	0	0	35	0	0
Borax	7,6	0	0	0	0	0	1	0
Na-Molybdat	2,6	0	0	0	0	0	0	1
P + K + S + B + Mo	490,0	0	80	40	0	35	1	1

n. a. = nicht analysiert;

Roh-P enthält 30 – 45 % Ca und ca. 14 % P

Tab. 25: Gemessene Nährstoffgehalte in der Trockenmasse der SeRo-Dünger 2010

Dünger	FKM	Gärrück- stand	Bio- Kompost	Apfel- trester
<b>Gehalt</b>				
TM-Gehalt (%)	97,0	8,9	43,7	31,6
C <sub>gesamt</sub> (g/kg TM)	n. a.	400	199	208
N <sub>gesamt</sub> (g/kg TM)	68,0	22,9	18,8	7,3
K <sub>gesamt</sub> (g/kg TM)	n. a.	37,7	14,1	7,5
K <sub>pflanzenverfügbar</sub> (g/kg TM)	n. a.	n. a.	8,8	n. a.
P <sub>gesamt</sub> (g/kg TM)	73,4	5,6	3,4	0,5
P <sub>pflanzenverfügbar</sub> (g/kg TM)	ca. 36,7 - 51,4	n. a.	1,4	n. a.
Ca <sub>gesamt</sub> (g/kg TM)	n. a.	20,5	n. a.	0,99
Mg <sub>gesamt</sub> (g/kg TM)	n. a.	5,1	6,5	0,5
S <sub>gesamt</sub> (g/kg TM)	n. a.	n. a.	9,5	n. a.
pH	n. a.	n. a.	7,96	n. a.

## Wetterdaten 2010

Im Jahr 2010 während der Vegetationszeit litten die Ackerbohnen unter Wassermangel. Gerade zur Blüte im Juni fiel kaum Regen (Abb. 16, 17 und 18).

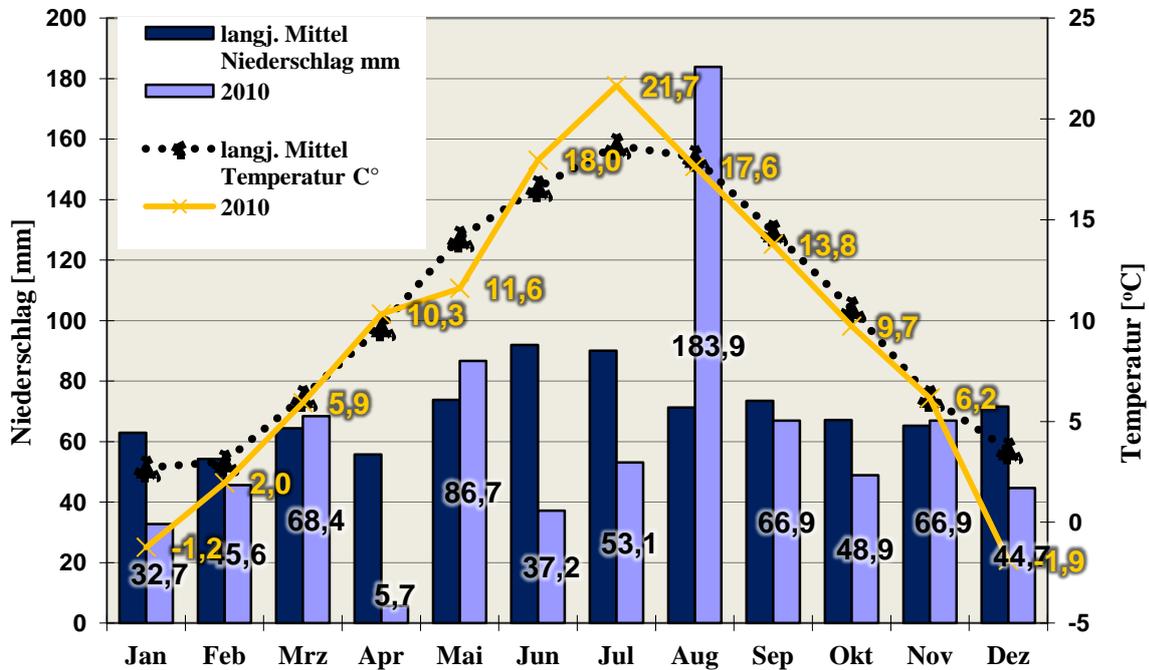


Abb. 16: Witterungsverlauf in Hennef, Wiesengut im Jahr 2010

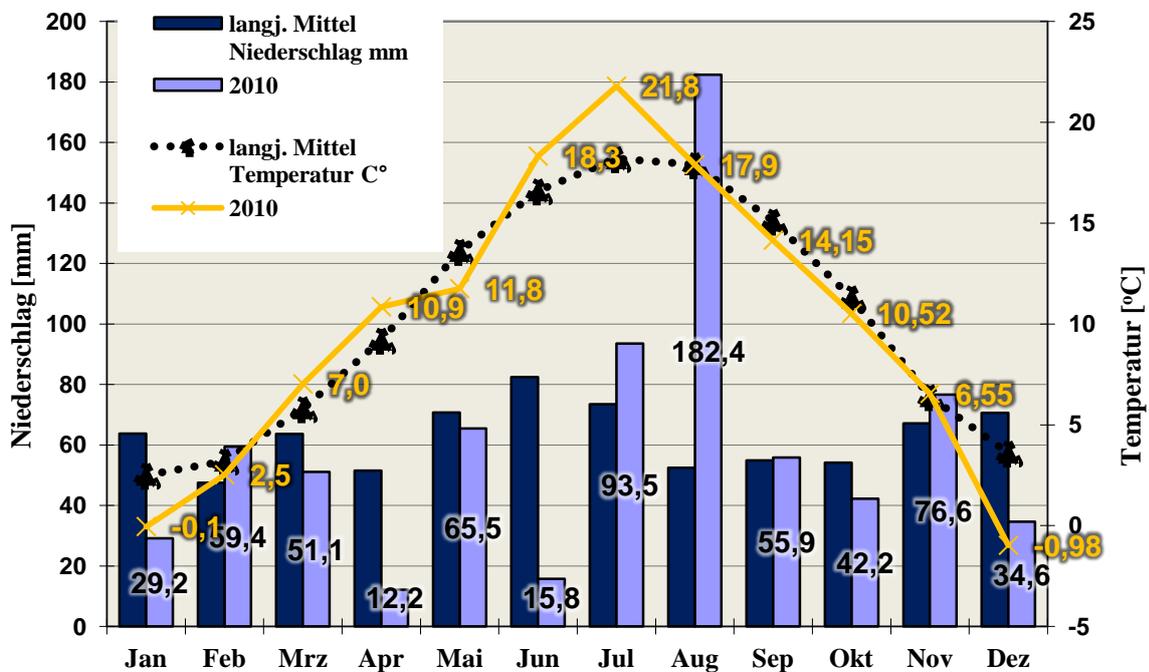


Abb. 17: Witterungsverlauf in Willich im Jahr 2010

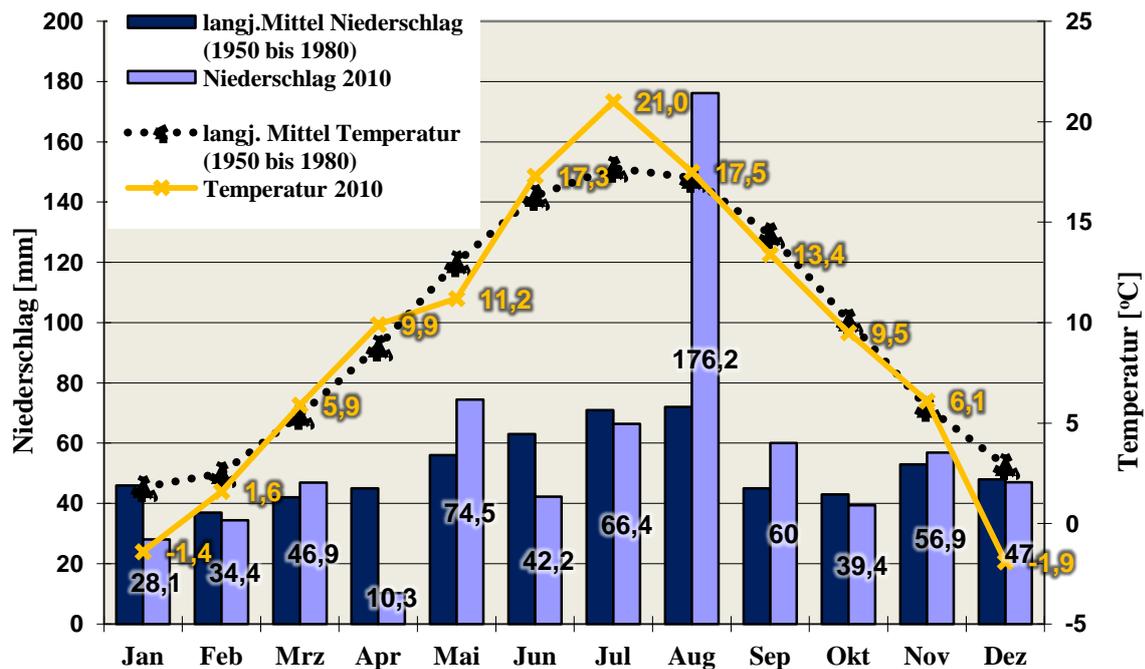


Abb. 18: Witterungsverlauf in Klein-Altendorf im Jahr 2010

### 3.4.2 Probenahme

#### Bodenproben

Die Probenahme für eine P- und K-Analyse, bei der aus jeder Parzelle in einer Tiefe von 0 - 30 cm mit Bohrstöcken Bodenproben entnommen wurden, erfolgte vor der Düngung und nach der Ernte der Ackerbohnen. Der Boden aus 2 - 3 Einstichen wurde zu einer Mischprobe von ca. 200 g verarbeitet, luftgetrocknet und mit einem 2 mm Sieb gesiebt.

Tab. 26: Zeitpunkt der Probenahme der Bodenproben 2010

Standort	Wiesengut	Niederkrüchten	Willich-Anrath	Klein-Altendorf
Datum 1.	25.3.2010 <sup>a</sup>	23.4.2010 <sup>a</sup>	07.04.2010 <sup>a</sup>	12.4.2010 <sup>a</sup>
Probenahme	02.04.2010 <sup>b</sup>	25.05.2010 <sup>b</sup>	25.05.2010 <sup>b</sup>	19.05.2010 <sup>b</sup>
Datum 2.	11.08.2010 <sup>a</sup>	07.08.2010 <sup>a</sup>	06.08.2010 <sup>a</sup>	12.08.2010 <sup>a</sup>
Probenahme	11.08.2010 <sup>b</sup>	05.08.2010 <sup>b</sup>	06.08.2010 <sup>b</sup>	17.08.2010 <sup>b</sup>

<sup>a</sup>Bodenprobe (0 – 30 cm);

<sup>b</sup>N<sub>min</sub>-Probe (0 – 90 cm in 3 Abstufungen)

Auch die Proben für die Messung des mineralisierten Stickstoffs (N<sub>min</sub>) wurden vor Vegetationsbeginn und nach der Ernte gezogen (Tab. 26). Die Beprobung zu

Vegetationsbeginn erfolgte schlagweise mit 7 Einstichen pro Block. Nach der Ernte wurde aus jeder Parzelle einzeln Boden mit 3 Einstichen (ca. 300 g je Mischprobe) entnommen, direkt ab Feld durchgehend gekühlt und später eingefroren.

### **Wurzelernten**

Am 07.07.2010 (BBCH-Stadium 72) wurden ausschließlich am Standort Wiesengut Wurzelsysteme durch Zug mit Ansatzpunkt unten am Stiel aus dem Boden gezogen, der zuvor aufgelockert wurde. In den beiden Varianten „Kontrolle“ und „Volldüngung“ wurden je 40 Wurzelsysteme ausgewertet, also 10 in je einer Wiederholung. Die aktiven, rötlichen Knöllchen wurden gezählt, ihre Trockenmasse bestimmt und die Wurzelmasse pro Pflanze ermittelt.

### **Blattproben**

Die Blattproben wurden zu 3 verschiedenen Entwicklungsstadien genommen (*Tab. 27*). Aufgrund der Trockenheit sowie der schnellen und unregelmäßigen Entwicklung des Pflanzenbestandes konnten die Blätter nicht zu einem exakt definierten BBCH-Stadium geerntet werden. Ausgewählt wurden die jüngsten vollentwickelten Fiederblätter (*Abb. 19*). Die Blattproben wurden am Tag der Entnahme bei 40 - 60 °C 4 Tage lang bis Gewichtskonstanz getrocknet und anschließend in einer Scheibenschwingmühle mit einem Wolfram beschichteten Einsatz der Firma Siebtechnik feinpulvrig vermahlen. Genauso wurde mit den Blattproben aus dem Topfversuch, dem Zwischenfruchtversuch und den eingesendeten Proben verfahren. Die Blattproben der jüngsten voll ausgewachsenen Blätter des als Referenz dienenden Sommerweizens wurden während des maximalen entwicklungsbedingten N-Gehaltes genommen (BERGMANN 1983) (*Tab. 28*).



*Abb. 19:* Auswahl der Fiederblätter

Tab. 27: Zeitpunkte der Blattprobenahme der Ackerbohne

Standort	BBCH-Stadium	Entwicklungsstadium	Probenahme
WG	31 bis 33	Schossen mit 1 bis 3 gestreckten Internodien	21.05.2010
	65	Vollblüte	11.06.2010
	67 bis 70	Abgehende Blüte bis Beginn Hülsenbildung	23.06.2010
N <sup>a</sup>	32 über 39 bis 51	Schossen bis Blütenknospenbildung	25.05.2010
	65	Vollblüte	10.06.2010
	67 (bis 69)	Abgehende Blüte (bis Ende Blüte)	17.06.2010
W-A	51 bis 59	Blütenknospenbildung bis 1. Aufblüte	10.06.2010
	63	Zwischen Blühbeginn und Vollblüte	17.06.2010
	65 bis 69	Vollblüte bis Ende Blüte	24.06.2010
K-A	30 bis 32	Beginn Schossen bis 2 gestreckte Internodien	02.06.2010
	59 bis 63	Beginn Blüte	15.06.2010
	65 bis 71	Vollblüte bis Beginn Hülsenbildung	28.06.2010

<sup>a</sup>Blattproben wurden nicht analysiert.

Tab. 28: Zeitpunkte der Blattprobenahme des Sommerweizens

Standort	BBCH-Stadium	Entwicklungsstadium	Datum Probenahme
Wiesengut	30 bis 33	Schoßbeginn bis 3-Knoten-Stadium	11.06.2010
	48 bis 59	Ährenscheiden bis Ende Ährenschieben	22.06.2010
Niederkrüchten	(30 bis) 32	Schoßbeginn bis 2-Knoten-Stadium	10.06.2010
	51 bis 55	Beginn bis Mitte Ährenschieben	17.06.2010
Willich-Anrath <sup>a</sup>	30 bis 55	Schoßbeginn bis Mitte Ährenschieben	24.06.2010
Klein-Altendorf	45 bis 51	Ährenscheiden bis Beginn Ährenschieben	16.06.2010
	69 bis 71	Ende Blüte bis Anfang Kornbildung	05.07.2010

<sup>a</sup>Fraßschäden ermöglichten nur 1 Probenahme

## Ertragsparameter

### *Biomasse*

Am Standort Klein-Altendorf wurde der TM-Ertrag von 40 Pflanzen am 21.06.2010 (Vollblüte) für die Varianten „Kaliumsulfat“ und „Kontrolle“ bestimmt.

### ***Höhenmessung***

Die Höhe des Bestandes wurde an jedem Standort gemessen (*Tab. 29*).

*Tab. 29:* Termine der Höhenmessung und der Ernte der Ackerbohnen

<b>Standort</b>	<b>Datum Höhenmessung</b>	<b>Datum Einzelpflanzenernte</b>	<b>Anzahl Pflanzen</b>	<b>Datum Parzellendrusch</b>
WG	23.6.2010, Endblüte	27.07.2010	30	01.08.2010
N	10.6.2010, Vollblüte	22.07.2010	30	31.07.2010
W-A	10.6.2010, BBCH-Stadium 51 bis 59	28.07.2010	40	Starkregen + Kornausfall
K-A	15.6.2010, BBCH-Stadium 59 bis 64	04.08.2010	30	04.08.2010

### ***Ernte der reifen Einzelpflanzen***

Bei der Handernte wurden 30 bzw. 40 Pflanzen pro Parzelle geerntet (*Tab. 29*). Die Anzahl der Hülsen pro Pflanze, der Körner pro Hülse und das TKG wurden ermittelt.

### ***Parzellendrusch***

Mit Ausnahme des Standorts in Willich-Anrath, wo nur eine Handernte erfolgte, wurden die Ackerbohnenparzellen zur endgültigen Reife der Ackerbohnen mit einem Parzellenmähdrescher gedroschen (*Tab. 29*). Für W-A wurde der Hektarertrag aus der Handernte der Einzelpflanzen errechnet.

### ***Kornertrag und Körnerproben***

Zur Bestimmung des Trockenmasseertrags sowie des TKG wurden die Körner der Ackerbohnen aus Parzellendrusch und der Einzelpflanzenernte bei 105 °C für 24 h getrocknet. Die Erträge, die sich auf einen TM-Gehalt von 86 % beziehen, wurden aus dem TM-Ertrag errechnet. Die Zählung der Körner erfolgte mit dem Zählgerät „Contador“ der Firma Pfeuffer.

### **3.5 Laboranalytik - Pflanzenproben**

#### **Bestimmung von Ca, P, K, Mg, Fe, Mn, Zn, Cu und Mo**

##### ***Säuredruckaufschluss mit 65 %iger Salpetersäure (HNO<sub>3</sub>)***

0,500 g Probe (homogenisiertes Pulver) wurden in Tiegel aus Teflon überführt und mit 4 ml Salpetersäure (65 %) versetzt. Die fest im Autoklaven eingespannten Tiegel wurden im Ofen für 1 h bei 180 °C erhitzt, kühlten 1 h ab und wurden dann erneut für 6 h erhitzt. Nach dem Aufschluss kühlten die aufgeschlossenen Proben für mindestens 4 - 5 h ab, wurden in 25 ml Messkolben überführt und mit entsalztem Wasser bis zur Eichmarke aufgefüllt, so dass 0,5 g Probe in 25 ml vorlag. Per Hand wurden die Messkolben 3 x über Kopf geschüttelt, filtriert (Aschefreie Rundfilter MN 640 m · Ø 125 mm) und in 50 ml PE-Fläschchen gefüllt.

##### ***Ca-Messung am Flammenfotometer***

Die Proben wurden nach dem Druckaufschluss 1:20 verdünnt, indem 2,5 ml der Probe in 50 ml Messkolben pipettiert wurden. Bevor die Messkolben mit entsalztem Wasser aufgefüllt wurden, wurde jeweils 1 ml Fe(III)-chlorid (5 %ig) hinzugegeben sowie 10 ml Hexamethylentetramin (7 %ig), um bei der Messung eventuell störendes Phosphat auszufällen. Das Gemisch wurde aufgeköcht bis Eisenphosphat ausfiel. Nach dem Abkühlen auf 21 °C wurden die Messkolben mit entsalztem Wasser aufgefüllt, über Kopf geschüttelt und durch Rundfilter filtriert. Die Messung des Ca-Gehaltes erfolgte mit dem Flammenfotometer der Firma Eppendorf „Elex 6361“.

Die Proben aus 2009 wurden mit Lachgas am Atomabsorptionsspektrometer (AAS) gemessen. Einige der Proben wurden zum Methodenvergleich am Flammenfotometer gemessen.

##### ***K-Messung***

Die K-Messung erfolgte am Flammenfotometer analog zu Ca. Die Probelösung wurde 1:200 verdünnt.

### ***Mg, Zn, Mn, Fe, Cu-Messung am Atomabsorptionsspektrometer (AAS)***

Nach dem Druckaufschluss wurden die Proben für die Mg-Messung 1:200 verdünnt. Für die Metalle war eine Verdünnung nur in Einzelfällen nötig. Die Messung erfolgte am AAS „Perkin Elmer 1100B“.

### ***Phosphatbestimmung nach der Molybdänblau-Methode am Flammenfotometer***

250 µl Filtrat wurden in ein 50 ml Messkolben überführt, 8 ml Färbereagenz hinzugefügt, mit entsalztem Wasser bis zur Eichmarke aufgefüllt und geschüttelt. Nach 15 Minuten erfolgte die Messung am Fotometer (Eppendorf ECOM 6122) bei 578 nm.

*Das Färbereagenz wurde folgendermaßen zusammengestellt:*

- 1) In einen 2000 ml Messkolben etwa 1000 ml entsalztes Wasser füllen, 141 ml H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (96 bis 98 %ig) zugeben und abkühlen lassen.
- 2) 12 g Ammoniumheptamolybdat-Tetrahydrat, p. a. in etwa 250 ml entsalztem Wasser (kalt) lösen.
- 3) 0,28 g Kaliumantimon(III)-oxitrat, kristallin reinst in etwa 250 ml entsalztem Wasser (kalt) lösen.
- 4) Die drei Lösungen vereinigen, mit entsalztem Wasser auf 2000 ml auffüllen und schütteln (= Mischreagenz).
- 5) Vor Gebrauch 1,06 g Ascorbinsäure reinst zu 200 ml Mischreagenz geben und schütteln. Diese Färbelösung ist nur etwa 24 Stunden haltbar.

### ***Bor-Messung nach der Curcumin-Methode***

Für den Säuredruckaufschluss wurden 0,1000 - 0,1095 g feinpulvriges Probematerial in Teflontiegel abgewogen, mit 1,5 ml 65 %iger Salpetersäure versetzt und anschließend gasdicht im Autoklaven bei 180 °C für 6 Stunden erhitzt. Je 100 µl der Probenlösungen und eine Standardreihe wurden nach der Methode von WIMMER & GOLDBACH (1999) mit Curcumin angefärbt. Zum Schluss wurde die obere organische Phase aus den Eppendorfcups abpipettiert und in eine Küvette gegeben. Die Messung des B-Gehaltes erfolgte über das UV/VIS Spektrometer der Firma Perkin Elmer „Lambda 20“ bei einer Wellenlänge von 550 nm.

### ***Mo-Messung über ICP***

Mo wurde mittels ICP (Inductively Coupled Plasma) -OES (Optische Emissions-Spektroskopie) mit Anregung durch ein induktiv gekoppeltes Plasma (Firma Horiba Jobin Yvon (Unterhaching), Modell Ultima 2), bestimmt. Zuvor wurden die Proben einem Säuredruckaufschluss, wie in 4.4.1 beschrieben, unterzogen.

### ***Trockene Veraschung***

1 g der gemahlene SeRo-Dünger-Proben wurde in feuerfeste Porzellantiegel eingewogen und bei 550° C für 4 h im Muffelofen verascht. Der mineralische Rückstand – die Asche – wurde nach dem Abkühlen mit konzentrierter HCl (1:1 verdünnt) versetzt, aufgekocht und nach dem Abkühlen in 100 ml Messkolben überführt. Die Messung erfolgte am Fotometer.

### ***Elementaranalyse (C, N, S)***

Mittels Elementaranalyse wurden die Gesamt-Gehalte an Kohlenstoff, Stickstoff und Schwefel bestimmt. 5,000 - 6,000 mg der getrockneten und feingemahlene Probe wurden je in 5 x 9 mm große Zinnkapseln (der Firma IVA Analysetechnik) eingewogen. Vor der S-Messung wurde Vanadiumpentoxid (V<sub>2</sub>O<sub>5</sub>) zugegeben. Dann wurden die Zinnkapseln kompakt würfelförmig zugefaltet und in den Probenhalter des Autoanalyzers (Euro EA Elemental Analyzer (Euro Vektor)) gelegt.

## **3.6 Laboranalytik - Nährstoffe im Boden**

### ***N<sub>min</sub>-Analyse***

50 g homogenisierter feldfeuchter Boden wurde mit 200 ml 1 %iger Kaliumsulfat-Lösung versetzt und für 1 h über Kopf geschüttelt. Zusätzlich wurden je Probe 25 g für die TM-Bestimmung bei 105 °C für 24 h getrocknet. Die Bodenlösung wurde filtriert (Faltenfilter) und bis zur Messung am Autoanalyser/continuous flow analyzer („Compact Sampler“ der Firma Bran+Luebbe) eingefroren.

NH<sub>4</sub><sup>+</sup> bzw. NH<sub>3</sub> reagiert mit Salicylat in alkalischem Milieu unter Anwesenheit von freiem Chlor mit Hilfe von Nitroprussid als Katalysator zu einem Salicylatkomplex mit Blaufärbung, der bei einer Wellenlänge von 660 nm gemessen wird. NO<sub>3</sub><sup>-</sup> wird mit Hydraziniumsulfat im alkalischen Milieu in Gegenwart von Cu<sup>2+</sup>-Ionen zu NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (Nitrit) reduziert. Dieses reagiert in saurer Lösung mit Sulfanilamid zu einem Diazoniumsalz,

welches mit N-(1-Naphthyl)-ethylendiamin-dihydrochlorid einen rosa Farbkomplex erzeugt. Die Messung erfolgte bei einer Wellenlänge von 520 nm.

Für die Berechnung des Nitratstickstoffgehaltes im Boden je Bodenschicht (30 cm mächtig) wurde eine Rohdichte von  $\rho_{\text{trocken}} = 1,3 \text{ g/cm}^3$  in 0 - 30 cm Tiefe und  $1,5 \text{ g/cm}^3$  in 30 - 90 cm Tiefe vorausgesetzt.

#### ***K- und P-Analyse (CAL-Methode)***

5 g des Bodens wurden im Verhältnis 1:20 mit CAL-Lösung versetzt 2 h geschüttelt und durch Faltenfilter „619 g  $\frac{1}{4}$ “ filtriert. K wurde direkt im Filtrat am Flammenfotometer (Elex 6361 der Firma Eppendorf) bestimmt.

#### ***Phosphatbestimmung nach der Molybdänblau-Methode***

5 ml des CAL-Proben-Extraktes (bei niedrigen P-Gehalten 10 ml) wurden in einen 50 ml Messkolben pipettiert, 8 ml Färbereagenz hinzugeben, mit entsalztem Wasser bis zur Eichmarke aufgefüllt und geschüttelt. Wenn die Blaufärbung etwa nach 15 min abgeschlossen war, wurde am Fotometer (Eppendorf ECOM 6122) bei 578 nm gemessen.

#### ***pH-Wert-Messung***

Es wurden 10 g der luftgetrockneten Bodenprobe [Siebung  $\leq 2 \text{ mm}$ ] abgewogen und mit 25 ml 0,01 molarer  $\text{CaCl}_2$ -Lösung versetzt. Die Messung erfolgte am pH-Meter „Mettler Toledo MP 220“ mit Glaselektrode.

### **3.7 Statistische Auswertung**

Die statistische Auswertung erfolgte mit dem Programm PLABSTAT (PLAnt Breeding STATistical program) Version 3Awin-mini (UTZ 2005). Hiermit wurden für den Gefäßversuch und die Feldversuche Varianzanalysen gerechnet, die u.a. die Mittelwerte, die F-Werte und deren Signifikanzen sowie die Grenzdifferenzen (GD) ausgaben. Die Signifikanzen der F-Werte beziehen sich auf den Tukey-Test. Das Programm errechnet fehlende Werte und prüft auf Ausreißer, die nach individueller Kontrolle auf Plausibilität ggf. durch fehlende Werte ersetzt wurden. In den Tabellen sind die Signifikanzen wie folgt angegeben:

n.s. = nicht signifikant

+ = signifikant bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von  $P = 10 \%$

- \* = signifikant bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von P = 5 %
- \*\* = signifikant bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von P = 1 %

Die Grenzdifferenz wird bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5 %, mit GD 5 % abgekürzt, in den Tabellen des Ergebnisteils angegeben, wenn der F-Wert signifikante Unterschiede zwischen den Varianten ergab.

Für die Auswertung der Blattproben zu DRIS-Indizes wurden ebenfalls mit PLABSTAT die statistischen Maßzahlen Mittelwert, Median, Varianz, Standardabweichung, Variationskoeffizient, Schiefe und Kurtosis (Exzeß) berechnet. Damit erfolgte ein Test auf die Normalverteilung. Der Schiefekoeffizient ist in einer Normalverteilung 0. Bei einem positiven Schiefewert ist die Verteilung rechtsschief, bei negativen linksschief. Der Kurtosiswert ist bei einer Normalverteilung ebenfalls 0. Er zeigt bei negativem Wert eine abgeflachtere Verteilung, bei positivem Wert eine spitzgipfligere Verteilung an. Schließlich wurden Korrelationskoeffizienten berechnet. Sind Werte signifikant von 0 verschieden, werden sie im Ergebnisteil der Arbeit wie die F-Werte gekennzeichnet.

Excel wurde zur Errechnung von Mittelwerten und der DRIS-Indizes sowie zur Erstellung der Graphen genutzt.

### 3.8 Schätzmethode für die N<sub>2</sub>-Fixierung

Für die Schätzung der fixierten N-Menge wurde die Differenzmethode gewählt. Als Referenzpflanze für die Ackerbohne (AB) wurde der Sommerweizen (SW) ausgesucht, da es keine isogenen Linien – ohne die Fähigkeit Knöllchen zu bilden und N<sub>2</sub> zu fixieren - der Ackerbohne gibt. Nach BERGMANN (1983), FAGERIA *et al.* (1997), PLANCQUAERT (o.J.) und ANONYM (2008) haben Ackerbohnen zum Beginn der Blüte gleich viel N in den Blättern wie Sommerweizen zu Beginn bis Mitte Schossen, wenn der Weizen normal gedüngt wurde. Die Spanne beläuft sich auf 30 - 55 g N/kg. Nach folgender Rechnung ergibt sich dann die fixierte N-Menge pro kg Ackerbohnen-Trockenmasse:

$$N_{2\text{fix}} \text{ (g/kg TM)} \approx \text{N-Gehalt}_{\text{ABBlatt}} - \text{N-Gehalt}_{\text{SWBlatt}}$$

Der prozentuale Anteil an Luftstickstoff in der Ackerbohne wurde nach folgender Gleichung geschätzt:

$$\text{Ndfa (\%)} \approx \frac{\text{N}_{2\text{fix}}}{\text{N-Gehalt}_{\text{ABBlatt}}} \cdot 100$$

Um N (kg/ha) zu ermitteln, muss die Gesamtbiomasse (ober- und unterirdisch) zum Zeitpunkt des höchsten Biomasseaufwuchses (Maximalgewicht) bestimmt werden. Im vorliegenden Versuch wurde die Gesamtbiomasse jedoch nicht bestimmt. Deshalb wurde für die Schätzung der fixierten N-Menge pro Hektar die Ertragsmethode angewandt; folgende Faustzahlen wurden verwendet (KLÖBLE & ZEHR 2005, WENDLAND *et al.* 2008):

*ökologischer Landbau*

$$\text{N}_{2\text{fix}} \text{ (kg/ha)} \approx 3,2 \text{ (kg N/dt FM)} \cdot \text{FM-Kornertrag (dt/ha)}$$

bis

$$\text{N}_{2\text{fix}} \text{ (kg/ha)} \approx 4,2 \text{ (kg N/dt FM)} \cdot \text{FM-Kornertrag (dt/ha)}$$

*konventioneller Landbau*

$$\text{N}_{2\text{fix}} \text{ (kg/ha)} \approx 5 \text{ (kg N/dt FM)} \cdot \text{FM-Kornertrag (dt/ha)}$$

Zum Vergleich wurde auch die Ertragsmethode nach KOLBE *et al.* (2002) mit einem definierten N-Gehaltsfaktor angewendet:

$$\text{N}_{2\text{fix}} \text{ (kg/ha)} \approx \text{FM-Kornertrag (dt/ha)} \cdot \text{N-Gehalt im Korn (kg/dt)} \cdot \text{Faktor}$$

Dabei variiert der Faktor mit dem Ertrag:

$$\text{Faktor} = 1,44, \text{ wenn Kornertrag} < 20 \text{ dt/ha}$$

$$\text{Faktor} = 1,32, \text{ wenn Kornertrag } 20 - 40 \text{ dt/ha}$$

$$\text{Faktor} = 1,08, \text{ wenn Kornertrag} > 40 \text{ dt/ha}$$

(Der durchschnittliche N-Gehalt im Korn ist 4,2 kg/dt.)

Die Trockenmasseproduktion der Ackerbohnen wurde mit folgender Gleichung geschätzt:

$$\text{TM}_{\text{ABgesamt}} \text{ (kg/ha)} = \text{Kornertrag}_{\text{AB}} \cdot 3,65 + \text{Wurzelmasse}_{\text{AB}}$$

Die Gleichung wurde anhand des Biomasse-Ertrags der Kontrollvariante auf dem Wiesen-gut am 05.07.2010 erstellt. Im Mittel hatte die Kontrolle zu diesem Zeitpunkt (BBCH 72) 7,3 t Biotrockenmasse/ha (MASSUCATI 2011). Die Wurzelmasse pro Pflanze betrug am 07.07.2010 10 g in der FM bzw. 4,1 g in der TM. Pro Hektar betrug die TM der Wurzeln 1,37 t bei den nicht mit S gedüngten Varianten und 10 % mehr, also 1,5 t, bei den mit S gedüngten Varianten.

### 3.9 DRIS

Die DRIS-Normen wurden nach DRECHSEL (1994) ermittelt. Alle Blattproben wurden zum gleichen Entwicklungsstadium genommen (Beginn/Mitte Blüte). Auch wurden nur gleich alte Blätter beprobt (siehe 3.4.2). Bei den Proben aus ganz Deutschland sind die Faktoren, die das Pflanzenwachstum beeinflussen, teilweise durch Beantwortung von Fragebögen durch die Landwirte bekannt (Bodenproben lagen nur in Einzelfällen vor). 416 Blattproben sind in die Evaluation mit DRIS eingeflossen, wobei für die Norm-Werte nur die Ackerbohnenbestände mit eingegangen sind, die 60 - 100 % des Höchstertes aufwiesen und über dem langjährigen Ertragsmittel lagen. Bei den Proben handelte es sich um Mischproben aus Blättern von 10 - 30 Pflanzen.

Es wurde auf die Nährstoffe C, N, K, Ca, P, Mg, S, Fe, Mn, Zn, Cu, B und Mo analysiert. Die Analyseergebnisse wurden mit Literaturwerten verglichen. Dabei wurde besonders auf Optimum-Werte und CNL (Critical Nutrient Level) eingegangen. Auch die Ergebnisse der Blatt- und Bodenanalysen wurden verglichen.

Bevor die Daten für DRIS verwendet wurden, wurden sie auf Normalverteilung getestet. Alle Nährstoffverhältnisse wurden gebildet, wobei jeweils nur eine Kombination zweier Elemente - also entweder N/P oder P/N - relevant ist und als DRIS-Norm ausselektiert wurde. Die Streuung der Daten wurde zuvor mit einem F-Test auf Varianzhomogenität geprüft. Die Streuung in der high-yielding population = Normpopulation soll signifikant unter der Streuung in der low-yielding population = Restpopulation liegen. Dazu wurde nach dem Testniveau 1 nach Beaufils 1973 verfahren (DRECHSEL 1994). Anhand des Ertrags wurde die Normpopulation von der Restpopulation abgegrenzt. Da das Ertragsmittel niedrig lag und nur wenige Proben aus Hohertragspopulationen vorlagen, wurden zum Vergleich 3 Grenzen gezogen. Die erste lag bei einer Restpopulation mit einem Ertrag bis  $\bar{x} + 1 \text{ SD} = 42,5 \text{ dt/ha}$ , die zweite bei einer Restpopulation mit einem Ertrag bis  $\bar{x} + 1 \text{ SD} = 42,5 \text{ dt/ha}$  und 19 gestrichenen Werten zur Erlangung einer Normalverteilung, und die dritte bei einer Restpopulation mit einem Ertrag bis  $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ .

Auch die t-Test-Ergebnisse wurden zur Festlegung der DRIS-Normen, also der relevanten Quotienten, herangezogen. Für die DRIS-Normen wurde der Mittelwert ( $\bar{x}$ ), die Standardabweichung (SD) und der Variationskoeffizient (CV) bestimmt. Dann wurden die Variationskoeffizienten ( $CV = SD \cdot 100/\bar{x}$ ) für die Indexkalkulation berechnet. Anhand der Quotienten wurden für alle untersuchten Nährstoffe die Nährstoffindizes (nutrient indices) gebildet (DRECHSEL 1994).

Am Beispiel des N/P-Quotienten ist hier die Rechnung dargestellt:

Wenn  $N/P_{\text{Rest}} \geq N/P_{\text{Norm } \bar{x}}$ , dann ist  $f(N/P) = ((N/P_{\text{Rest}})/(N/P_{\text{Norm } \bar{x}}) - 1) \cdot 1000/CV$

Wenn  $N/P_{\text{Rest}} < N/P_{\text{Norm } \bar{x}}$ , dann ist  $f(N/P) = (1 - (N/P_{\text{Norm } \bar{x}})/(N/P_{\text{Rest}})) \cdot 1000/CV$

wobei:

$N/P_{\text{Rest}}$ : N/P-Verhältnis der jeweils zu untersuchenden Probe(n)

$N/P_{\text{Norm } \bar{x}}$ : mittlerer N/P-Quotient der DRIS-Norm

CV: Variationskoeffizient des N/P-Quotienten in der DRIS-Norm

Faktor 1000: setzt sich zusammen aus  $100 \cdot 10$ , dabei dient 100 um den CV (%) zurückzurechnen, und 10 um die Zahlen in eine „angenehme“ Größenordnung zu bringen.

Beispiel wie die Quotienten aus Tab. 68 zum Index aufsummiert werden:

Ca-Index =  $(+ f_{\text{Ca}/\text{N}} + f_{\text{Ca}/\text{S}} + f_{\text{Ca}/\text{K}} - f_{\text{P}/\text{Ca}} - f_{\text{Cu}/\text{Ca}} - f_{\text{Fe}/\text{Ca}} - f_{\text{Zn}/\text{Ca}} - f_{\text{Mo}/\text{Ca}})/8$

B-Index =  $(- f_{\text{K}/\text{B}} - f_{\text{Mg}/\text{B}} - f_{\text{P}/\text{B}} - f_{\text{N}/\text{B}} - f_{\text{C}/\text{B}} - f_{\text{Cu}/\text{B}} - f_{\text{Mo}/\text{B}} - f_{\text{Zn}/\text{B}} + f_{\text{B}/\text{S}})/9$

Hierbei ist das Vorzeichen negativ, wenn der Nährstoff, auf den sich der Index-Wert bezieht, unterhalb des Bruchzeichens steht und positiv, wenn er im Zähler steht.

Die Ergebnis-Werte der Nährstoff-Indizes der verschiedenen Elemente wurden unbeachtet der Vorzeichen summiert, um den NBI oder NII = nutrient (im)balance index (Indexsumme) auszurechnen. So kann bestimmt werden, ob die jeweilige Probe einen ausgewogenen Ernährungszustand hat oder nicht.

$NBI = N\text{-Index} + P\text{-Index} + K\text{-Index} + Ca\text{-Index} + Mg\text{-Index} + S\text{-Index} + \dots$

Die Ergebnisse wurden kontrolliert, ob...

1. Indexsymmetrie vorliegt.  $\Sigma$  Einzelindizes = 0 je Probe/Pflanze bzw. Standort, sofern sich alle Indizes aus gleich vielen Quotienten zusammensetzen
2. eine positive Korrelation zwischen Index und Konzentration eines Elementes besteht.
3. der Mittelwert der einzelnen Indizes in der Normpopulation zwischen -4 bis +4 liegt.

*Die Interpretation der DRIS-Ergebnisse baute auf folgenden Werten auf (DRECHSEL 1994):*

<u>Versorgungszustand</u>	<u>Größe des Nährstoff-Indexes</u>
normal	$\pm 10$ bis $\pm 15$
möglicher Mangel	- 15 bis - 25
wahrscheinlicher Mangel	- 25
möglicher Überschuss	+ 15 bis + 25
Überschuss	> + 25

Die Spannweiten der Nährstoff-Gehalte und der Nährstoff-Quotienten wurden zwischen der Norm-Population und der Restpopulation verglichen. Die Beziehung zwischen der Nährstoff-Konzentration (Grenzwert) und dem Nährstoff-Index wurde mit Literaturwerten verglichen.

## 4. Ergebnisse

### 4.1 Gefäßversuch

Die Ertrags-Merkmale und Ergebnisse der Blattanalysen des Gefäßversuches sind in den Tab. 30 bis 33 dargestellt. Alle Varianten bei denen Superphosphat (80 kg P/ha) gedüngt wurde, hatten einen verfünffachten bzw. hochsignifikant höheren Kornertrag als die Varianten ohne Super-Phosphat. Der P-Gehalt im Blatt bei den mit Super-Phosphat gedüngten Varianten lag etwa bei 4,5 g P/kg TM. Durch die Unterfußdüngung mit Roh-Phosphat konnte der P-Gehalt im Blatt lediglich von 1,3 g P/kg TM in der ungedüngten Kontrolle 2 mit P-verarmtem Boden auf 2,2 g P/kg TM angehoben werden. Der Ertrag sowie die Ertragsmerkmale zeigten keinen signifikanten Unterschied zwischen den Varianten Roh-Phosphat und Kontrolle 2 ohne P. So war Roh-Phosphat im vorliegenden Versuch nicht dazu geeignet, die P-Versorgung sicher zu stellen. Im Gegensatz dazu konnte die Düngung mit Fleischknochenmehl (FKM) den P-Gehalt im Blatt auf ein ausreichendes Niveau von ca. 3,5 g P/kg TM anheben, auch wenn die Düngewirkung unterhalb der des Super-Phosphates blieb (Tab. 33). Obwohl beim unbehandelten sowie beim veraschten FKM der P-Gehalt der Blätter in der gleichen Größenordnung lag, konnte der Kornertrag nur in der Variante „veraschtes FKM“ signifikant auf das 2,5 fache angehoben werden.

Tab. 30: Einfluss der Dünger auf das Ackerbohnenwachstum (Teil 1)

Variante	24.09. Größe (cm)	24.09. Pflanzen /Topf	24.09. Hülsen/ Topf	07.10. Pflanzen- höhe (cm)	07.10. Stängeldurch- messer (mm)	07.10. Pflanzen/ Topf
Roh-Phosphat	58,4	4,8	7,0	65,7	5,6	4,8
FKM	50,6	4,3	4,0	62,7	6,1	<b>3,8</b>
FKM verascht	<b>64,8</b>	5,0	10,8	75,4	6,0	5,0
<b>Gärrückstand</b>	<b>76,7</b>	4,8	<b>15,5</b>	<b>86,1</b>	<b>7,2</b>	4,8
<b>Kompost</b>	<b>78,5</b>	4,5	<b>16,5</b>	<b>90,3</b>	<b>6,9</b>	4,8
<b>Trauben-Trester</b>	<b>82,2</b>	5,0	<b>16,0</b>	<b>98,7</b>	<b>7,1</b>	5,0
<b>Kontrolle 1</b>	<b>82,0</b>	5,0	<b>18,5</b>	<b>97,8</b>	<b>6,9</b>	5,0
Kontrolle 2	56,5	5,0	5,8	65,7	5,4	5,0
<i>Mittel</i>	68,7	4,8	11,8	80,3	6,4	4,8
<i>Signifikanz F-Wert</i>	**	<i>n. s.</i>	**	**	**	**
<i>GD 5 %</i>	6,4	-	6,8	9,8	0,74	0,68

für alle Tab. in Kapitel 4.1 gilt:

f = fehlender Wert

GD = Grenzdifferenz

n. a. = nicht analysiert

**fette Werte** = signifikant höher als Kontrolle 2

**schmale Werte** = signifikant niedriger als Kontrolle 2 und Kontrolle 1

Tab. 31: Einfluss der Dünger auf das Ackerbohnenwachstum (07.10.2009) (Teil 2)

Variante	Hülsen/ Pflanze	Hülsen/ Topf	Pflanzen mit Hülsen	Kornertrag/ Topf (g)	Kornertrag/ Pflanze (g)
Roh-Phosphat	1,4	6,8	3,3	4,4	0,9
FKM	0,5	1,8	1,0	3,0	0,9
FKM verascht	2,1	<b>10,5</b>	<b>4,3</b>	<b>12,5</b>	<b>2,5</b>
<b>Gärrückstand</b>	<b>3,9</b>	<b>18,3</b>	<b>4,5</b>	<b>25,7</b>	<b>5,5</b>
<b>Kompost</b>	<b>3,7</b>	<b>17,0</b>	<b>3,8</b>	<b>22,5</b>	<b>4,9</b>
<b>Trauben-Trester</b>	<b>4,0</b>	<b>20,0</b>	<b>5,0</b>	<b>27,0</b>	<b>5,4</b>
<b>Kontrolle 1</b>	<b>4,4</b>	<b>22,0</b>	<b>4,5</b>	<b>25,9</b>	<b>5,2</b>
Kontrolle 2	1,1	5,5	2,5	4,7	0,9
<i>Mittel</i>	2,6	12,7	3,6	15,7	3,3
<i>Signifikanz F-Wert</i>	**	**	**	**	**
<i>GD 5 %</i>	1,1	4,9	1,2	6,3	1,5

Tab. 32: Nährstoffgehalte im Ackerbohnenblatt am 6.9.2009

Variante	K	Ca	Mg	Fe	Mn	Zn	Cu	Mo <sup>a</sup>
	(g/kg TM)			(mg/kg TM)				
Roh-Phosphat	20,9	12,8	4,0	n. a.	122,9	n. a.	n. a.	n. a.
FKM	21,3	f	f	n. a.	f	n. a.	n. a.	n. a.
FKM verascht	24,0	12,0	<b>3,7</b>	n. a.	143,8	n. a.	n. a.	n. a.
<b>Gärrückstand</b>	<b>25,3</b>	11,8	<b>3,6</b>	193,5	174,5	75,2	13,9	< 0,25
<b>Kompost</b>	<b>28,5</b>	12,3	<b>3,8</b>	256,7	126,4	73,1	12,3	1,30
<b>Trauben-Trester</b>	<b>29,4</b>	10,5	<b>3,5</b>	155,7	189,8	64,0	11,0	< 0,25
<b>Kontrolle 1</b>	22,4	11,4	<b>3,4</b>	191,7	145,2	80,5	13,3	1,85
Kontrolle 2	22,2	12,0	5,3	n. a.	143,8	n. a.	n. a.	n. a.
<i>Mittel</i>	24,3	13,4	4,1	200,2	173,7	72,9	12,5	1,58
<i>Signifikanz F-Wert</i>	**	n. s.	**	n. s.	n. s.	n. s.	n. s.	*
<i>GD 5 %</i>	2,19	-	0,39	-	81,76	-	-	1,12

<sup>a</sup>Nachweisgrenze = 0,25 mg Mo/kg. Messung ist erst ab 1,5 mg Mo/kg zuverlässig.

Das K der drei SeRo-Dünger Gärrückstand, Kompost und Traubentrester war gut pflanzenverfügbar. Es gab keine signifikanten Unterschiede zu den mit  $K_2SO_4$  gedüngten Varianten oder untereinander. Die Kompost-Düngung und die Kontrolle 1 wiesen mit 1,3 bzw. 1,9 mg Mo/kg TM höhere Mo-Gehalte im Ackerbohnenblatt auf als die Blätter aus den anderen Varianten, die weniger als 0,25 mg Mo/kg TM beinhalteten (Tab. 32). Bei allen anderen Nährstoffgehalten gab es, bis auf eine Ausnahme beim Mg-Gehalt in Kontrolle 2 und bei den Ca-Gehalten in den Varianten Roh-Phosphat, FKM verascht und Trauben-Trester, keine signifikanten Unterschiede zwischen den Düngevarianten.

Tab. 33: Nährstoffgehalte im Ackerbohnenblatt am 7.10.2009

Variante	C	N	K	Ca	Mg	P	S	Mn
	(g/kg TM)							(mg/kg TM)
Roh-Phosphat	449	53,7	34,4	16, 2	4,1	2,2	3,1	n. a.
FKM	468	62,8	31,4	16,9	4,3	<b>3,4</b>	3,9	139,9
FKM verascht	457	64,2	26,9	16, 3	3,8	<b>3,7</b>	3,6	187,6
<b>Gärrückstand</b>	438	61,2	34,6	21,6	4,2	<b>4,5</b>	3,2	n. a.
<b>Kompost</b>	432	60,4	30,9	18,2	4,0	<b>3,0</b>	3,2	175,9
<b>Trauben-Trester</b>	446	58,3	28,5	15, 7	3,8	<b>4,4</b>	3,0	n. a.
<b>Kontrolle 1</b>	452	59,4	26,1	19,4	4,0	<b>4,5</b>	3,0	n. a.
Kontrolle 2	439	55,0	31,7	19,1	<b>5,4</b>	1,3	3,2	122,9
<i>Mittel</i>	448	59,4	30,1	17,6	4,2	3,5	3,3	156,6
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	+	**	**	**	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>
<i>GD 5 %</i>	-	-	6,11	2,88	0,58	1,32	-	-

## 4.2 Zwischenfrucht-Feldversuch

Tab. 34 zeigt die gemessenen (Spuren-)Elementgehalte in der Blatttrockenmasse der Varianten. Es gab nur signifikante Unterschiede bei den Mo-Gehalten. Die sehr hoch angesetzte Natrium-Molybdat-Düngung (3 kg Mo/ha) führte zu einem Anstieg des Mo-Gehaltes um das 51-fache – das heißt von rund 2 mg Mo/kg TM auf 102 mg Mo/kg TM.

Generell hoch war der Cu-Gehalt von durchschnittlich 24 mg Cu/kg TM (Tab. 34). In den Blättern eines Teilstücks des Schlages wurden Cu-Gehalte von 40 – 95 mg Cu/kg TM gemessen (nicht dargestellt und nicht für den Mittelwert verwendet).

Tab. 34: Nährstoffgehalte im Ackerbohnenblatt am 23.10.2009, Wiesengut

Zwischenfrucht-Variante	C	N	K	Ca	Mg	S	Fe	Zn	Cu	Mo <sup>a</sup>
	(g/kg TM)						(mg/kg TM)			
Kontrolle, ungedüngt	464	54,7	25,9	14,4	5,3	2,9	264	199	24,5	< 0,25
Roh-Phosphat	458	56,7	21,6	13,6	4,8	2,9	340	171	24,5	1,28
Roh-Phosphat + Dolomit	462	56,0	20,7	13,9	4,6	3,0	372	169	26,6	0,88
FKM	468	55,6	23,9	13,9	5,1	3,0	332	180	22,8	2,38
Natrium-Molybdat	448	51,9	29,9	14,1	4,7	2,8	316	155	21,1	<b>102,26</b>
Borax	445	52,3	25,3	13,8	4,8	2,7	236	191	24,0	0,94
ohne Düngung, nur Schare	462	54,2	24,5	13,1	4,5	2,9	205	171	23,8	2,95
<i>Mittel</i>	458	54,5	24,6	13,7	4,9	2,9	295	177	23,9	20,5
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	+	<i>n. s.</i>	**					
<i>GD 5 %</i>	-	-	5,23	-	-	-	-	-	-	44,9

<sup>a</sup>Nachweisgrenze = 0,25 mg Mo/kg. Die Messung ist erst ab 1,5 mg Mo/kg zuverlässig.

## 4.3 Feldversuch

### 4.3.1 Pflanzenverfügbare Nährstoffe im Boden

Die Böden der Versuchsstandorte waren alle gut mit pflanzenverfügbarem K und P versorgt. Teils befanden sie sich sogar in Versorgungsstufe D. Auch der pH-Wert war normal für eine ackerbauliche Nutzung. Nach den Empfehlungen der Landwirtschaftskammern sollte der pH-Wert für eine effiziente N<sub>2</sub>-Fixierung nicht unter 6 liegen. In Klein-Altendorf, wo im Gegensatz zu den anderen Standorten eine gewisse Streuung auftrat (pH 5,2 - 6,5 – nicht dargestellt), lag der pH-Wert bei einigen Parzellen mit 5,5 zu niedrig für eine optimale Infektion mit Rhizobien. In Tab. 35 sind die Mittelwerte der Bodenanalysen der verschiedenen Standorte vor der Saat sowie nach der Ernte der Ackerbohnen zusammengefasst. Für Klein-Altendorf liegen zusätzlich Messungen aus dem Labor der LUFA vor (Tab. 35). Nach der LUFA lag der MgO-Gehalt am 11.08.2009 bei 7 mg/100 g Boden und am 15.11.2010 bei 9 mg/100 g Boden. Beide Gehalte sind der Versorgungsstufe C (= optimal) zuzuordnen. Der K-Gehalt war nicht ganzflächig homogen (nicht dargestellt). Die Düngung und der Nährstoffentzug der Ackerbohnen hatten keinen Einfluss auf die P- und K-Gehalte

des Bodens oder auf den pH-Wert, wie die Messwerte der nach der Ernte gezogenen Bodenproben (August.2010) zeigen.

Tab. 35: Versorgungsstufen in 0 - 30 cm Bodentiefe zu Beginn und Ende des Versuchs

Standort	Datum	mg K/100 g Boden	Versorgungsstufe, K	mg P/100 g Boden	Versorgungsstufe, P	pH (CaCl <sub>2</sub> )
WG	25.03.2010	19,5	D	4,6	C	6,3
	11.08.2010	19,5	D	4,1	knapp C	6,3
K-A <sup>a</sup>	11.08.2009	10,8	C	5,7	C	5,6
	15.11.2010	10,8	C	7,0	C	6,1
K-A	12.04.2010	14,3	C	6,9	C	6,0
	12.08.2010	13,2	C	7,9	C	5,8
W-A	07.04.2010	19,7	D	15,8	E	6,1
	06.08.2010	21,1	D	15,1	E	6,0
N	23.04.2010	18,0	D	10,6	D	6,3
	07.08.2010	13,4	D	10,3	D	6,1

<sup>a</sup>LUF<sub>A</sub>, Schlagmittel

Versorgungsstufen: C = optimal; D = hoch; E = sehr hoch

### **N<sub>min</sub>-Gehalte**

Zu Beginn des Versuches lagen die durchschnittlichen N<sub>min</sub>-Gehalte in einer Tiefe von 0 – 90 cm am Wiesengut und den Öko-Praxisbetrieben zwischen 30 – 48 kg/ha (Tab. 36, 38, 40 und 42). Im Vergleich dazu betrug der N<sub>min</sub>-Gehalt mit 103 kg/ha am konventionellen Versuchsgut Klein-Altendorf mehr als das Doppelte (Tab. 38). Am Ende des Versuchs wurde an allen Standorten ein niedrigerer mittlerer N<sub>min</sub>-Gehalt gemessen als zu Beginn: 59 kg/ha in Klein-Altendorf und 19 – 35 kg/ha an den ökologisch bewirtschafteten Standorten. In den Tabellen 36 – 42 werden die N<sub>min</sub>-Gehalte sowie die Nitrat-N-Gehalte in 3 Tiefenabstufungen (0 – 30 cm, 30 – 60 cm, 60 – 90 cm) für die einzelnen Düngungsvarianten der 4 Standorte wiedergegeben. N<sub>min</sub> setzt sich aus Nitrat-N und Ammonium-N (NO<sub>3</sub>-N + NH<sub>4</sub>-N) zusammen. Beim Ammonium-N-Gehalt gab es zwischen den Varianten – egal ob Sommerweizen oder Ackerbohne – bis auf einzelne Ausnahmen keine tendenziellen oder gar signifikanten Unterschiede. Es zeigte sich nur, dass die oberen Bodenschichten einen höheren Ammonium-Gehalt hatten als die tieferen. Daher war allein der Nitrat-N-Gehalt

die variable Größe, die zu Unterschieden im  $N_{\min}$ -Gehalt führte. Der Ackerbohnen-Anbau führte also zu einer tendenziellen Steigerung des  $NO_3$ -N-Gehaltes, aber nicht zur Erhöhung des  $NH_4$ -N-Gehaltes im Boden. Der  $N_{\min}$ -Gehalt an den ökologisch bewirtschafteten Standorten in 0 – 90 cm Tiefe war durchgehend in allen Varianten niedrig und wurde nicht durch das Ackerbohnenwachstum erhöht.

Tab. 36:  $N_{\min}$ -Werte in kg/ha am **Wiesengut** am 02.04.2010 (nach Saat) und am 11.08.2010 (nach Ernte)

Tiefe (cm)	$N_{\min}$ 0 – 30			$N_{\min}$ 30 – 60			$N_{\min}$ 60 – 90			$N_{\min}$ 0 – 90		
	Zeit- punkt Variante	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB – SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB – SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB – SW Ernte	AB Saat	AB Ernte
Kontrolle	n. a.	23,48	11,57	6,82	5,78	1,78	n. a.	4,32	0,32	n. a.	33,57	23,54
Roh-P	n. a.	10,95	-0,95	n. a.	4,43	0,43	n. a.	5,65	0,70	n. a.	21,03	21,89
$K_2SO_4$	n. a.	19,59	10,32	n. a.	8,06	3,66	n. a.	5,61	0,72	n. a.	33,26	18,56
Borax	n. a.	16,52	5,74	n. a.	5,99	1,99	n. a.	6,08	2,21	n. a.	28,59	20,64
Na- Molybdat	n. a.	11,04	0,26	n. a.	4,79	0,50	n. a.	4,16	0,28	n. a.	19,99	20,64
P+K+S+ B+Mo	n. a.	17,35	7,89	n. a.	8,81	4,01	n. a.	6,41	2,43	n. a.	32,56	17,28
<i>Mittel</i>	<i>14,71</i>	<i>16,49</i>	<i>5,80</i>	<i>6,82</i>	<i>6,31</i>	<i>2,06</i>	<i>7,86</i>	<i>5,58</i>	<i>0,50</i>	<i>29,39</i>	<i>28,17</i>	<i>20,43</i>
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. a.</i>	<i>*</i>	<i>*</i>	<i>n. a.</i>	<i>*</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>zvfW</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>*</i>	<i>zvfW</i>
<i>GD 5 %</i>	<i>n. a.</i>	<i>8,12</i>	<i>9,11</i>	<i>n. a.</i>	<i>3,11</i>	<i>-</i>	<i>n. a.</i>	<i>-</i>	<i>-</i>	<i>n. a.</i>	<i>10,06</i>	<i>-</i>

für alle Tab. in Kapitel 4.3.1 gilt:

**fett** = signifikant höher als Kontrolle

schmal = signifikant niedriger als Kontrolle

n. a. = nicht analysiert/nicht ausgewertet

zvfW = zu viele fehlende Werte aufgrund Ausreißer

° Messung ohne Wiederholung

Roh-P = Roh-Phosphat

AB = Ackerbohne

SW = Sommerweizen

Diff. = Differenz

GRS = Gärrückstand

Die  $N_{\min}$ -Gehalte am Wiesengut (*Tab. 36*) nach der Ernte der Ackerbohnen zeigten schwach signifikante Unterschiede zwischen den mit Kaliumsulfat gedüngten Varianten und der Roh-Phosphat- und Na-Molybdat-Variante auf. Die  $N_{\min}$ -Gehalte der Kontrolle waren jedoch nicht unterschiedlich zu denen der mit S gedüngten Varianten. Aus *Tab. 37* wird ersichtlich, dass der hohe  $N_{\min}$ -Gehalt in der Kontrolle durch überdurchschnittlich hohe Ammonium-Gehalte verursacht wurde und nicht durch  $\text{NO}_3\text{-N}$ . Es besteht demnach die Möglichkeit, dass in der Bodenprobe ein organischer Bestandteil enthalten war. Die Bor-Düngung führte zu einem tendenziellen Anstieg des  $N_{\min}$ -Gehaltes im Vergleich zu der Roh-Phosphat-Variante. Generell waren die  $N_{\min}$ -Werte sehr niedrig, da durch die Trockenheit der Mineralisierungsvorgang gestört wurde. Der Stickstoff in der Biomasse der totreifen Ackerbohnen und des Unkrauts wurde am 11.08.2010 nicht miterfaßt und fehlt bei der Bilanzierung. Die  $\text{NO}_3\text{-N}$ -Werte (*Tab. 37*) stiegen jeweils parallel mit den  $N_{\min}$ -Werten an. Die  $\text{NH}_4\text{-N}$ -Werte dagegen lagen stets in der gleichen Größenordnung und hatten keinen Einfluss auf die Höhe der  $N_{\min}$ -Werte - mit Ausnahme der Kontrolle nach der Ackerbohnen-Ernte.

In Klein-Altendorf hingegen zeigte weder die  $\text{K}_2\text{SO}_4$ -Düngung noch die Borax-Düngung einen Effekt auf die  $N_{\min}$ -Gehalte (*Tab. 38*). Auch zwischen allen anderen Varianten wurde kein signifikanter Unterschied gefunden. Die Kompost-Düngung führte tendenziell zu einem höheren  $N_{\min}$ -Gehalt bzw.  $\text{NO}_3\text{-N}$ -Wert (*Tab. 38 und 39*).

Tab. 37: NO<sub>3</sub>-N-Werte in kg/ha am **Wiesengut** am 02.04.2010 (nach Saat) und am 11.08.2010 (nach Ernte)

Tiefe (cm)	NO <sub>3</sub> -N 0 – 30			NO <sub>3</sub> -N 30 – 60			NO <sub>3</sub> -N 60 – 90			NO <sub>3</sub> -N 0 – 90		
	Zeit- punkt Variante	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte
Kontrolle	n. a.	13,33	7,89	n. a.	1,29	-0,21	n. a.	0,23	0,42	n. a.	14,85	3,50
Roh-Phosphat	n. a.	4,58	-0,86	n. a.	2,29	0,78	n. a.	<b>3,22</b>	0,95	n. a.	10,09	-0,97
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	n. a.	13,57	9,42	n. a.	<b>5,48</b>	3,44	n. a.	<b>3,36</b>	0,61	n. a.	<b>22,41</b>	<b>13,48</b>
Borax	n. a.	10,28	5,92	n. a.	3,68	1,25	n. a.	<b>3,89</b>	2,36	n. a.	17,85	9,53
Na-Molybdat	n. a.	5,41	1,05	n. a.	2,64	0,21	n. a.	<b>2,42</b>	0,88	n. a.	10,47	2,14
P+K+S+B+Mo	n. a.	11,73	8,31	n. a.	<b>6,18</b>	3,84	n. a.	<b>4,11</b>	1,87	n. a.	<b>22,03</b>	<b>11,95</b>
Mittel	6,23	9,82	5,29	2,55	3,59	1,55	4,59	2,87	0,42	13,37	16,28	6,60
Signifikanz F-Wert	n. a.	*	*	n. a.	**	*	n. a.	**	+	n. a.	*	**
GD 5 %	n. a.	6,63	6,41	n. a.	2,44	2,78	n. a.	1,25	4,47	n. a.	8,07	7,29

Tab. 38: N<sub>min</sub>-Werte in kg/ha in **Klein-Altendorf** am 19.05.2010 (nach Saat) und am 16.08.2010 (nach Ernte)

Tiefe (cm)	N <sub>min</sub> 0 – 30			N <sub>min</sub> 30 – 60			N <sub>min</sub> 60 – 90			N <sub>min</sub> Gesamt 0 – 90			
	Zeit- punkt Variante	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	SW Ernte
Kontrolle	n. a.	21,9	6,7	n. a.	13,2	3,0	n. a.	17,9	0,5	n. a.	53,0	42,8	10,2
FKM, Reihe	n. a.	25,9	9,1	n. a.	17,0	11,7	n. a.	25,2	10,4	n. a.	68,2	37,0	31,2
GRS, Reihe	n. a.	18,9	2,5	n. a.	18,4	8,1	n. a.	17,0	4,0	n. a.	54,3	39,8	14,6
Kompost, Reihe	n. a.	25,5	8,5°	n. a.	29,1	19,7°	n. a.	23,5	6,7°	n. a.	78,1	43,2°	34,9°
Borax	n. a.	18,6	3,4	n. a.	17,8	7,7	n. a.	17,1	-0,4	n. a.	53,5	42,8	10,7
P+K+S +B+Mo	n. a.	18,6	3,5	n. a.	11,1	-4,0	n. a.	17,2	3,0	n. a.	46,8	44,3	2,5
Mittel	32,3	21,6	5,6	37,4	17,8	7,7	36,9	19,7	4,0	103,4	59,0	41,7	17,4
Signifikanz F-Wert	n. a.	n. s.	n. s.	n. a.	n. s.	n. s.	n. a.	n. s.	n. s.	n. a.	n. s.	n. s.	n. s.

Tab. 39: NO<sub>3</sub>-N-Werte in kg/ha in **Klein-Altendorf** am 19.05.2010 (nach Saat) und am 16.08.2010 (nach Ernte)

Tiefe (cm)	NO <sub>3</sub> -N 0 – 30			NO <sub>3</sub> -N 30 – 60			NO <sub>3</sub> -N 60 – 90			NO <sub>3</sub> -N Gesamt 0 – 90		
	Zeit- punkt Variante	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte
Kontrolle	n. a.	15,72	5,27	n. a.	9,84	3,97	n. a.	15,26	13,56	n. a.	40,82	-1,99
FKM, Reihe	n. a.	19,51	8,17	n. a.	14,53	10,81	n. a.	23,33	11,11	n. a.	57,37	20,40
GRS, Reihe	n. a.	12,98	2,76	n. a.	11,79	5,27	n. a.	14,95	4,45	n. a.	39,72	-0,06
Kompost, Reihe	n. a.	18,43	7,03°	n. a.	22,41	16,99°	n. a.	19,48	6,71°	n. a.	60,32	29,59°
Borax	n. a.	13,26	2,81	n. a.	11,00	5,13	n. a.	13,29	3,83	n. a.	37,55	-5,25
P+K+S+ B+Mo	n. a.	13,12	3,35	n. a.	8,79	2,10	n. a.	14,25	4,61	n. a.	36,16	-8,16
<i>Mittel</i>	<i>21,47</i>	<i>15,50</i>	<i>4,90</i>	<i>32,78</i>	<i>13,06</i>	<i>7,38</i>	<i>34,82</i>	<i>16,76</i>	<i>7,38</i>	<i>89,07</i>	<i>45,32</i>	<i>5,76</i>
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>

Tab. 40: N<sub>min</sub>-Werte in kg/ha **Willich-Anrath** am 25.05.2010 (nach Saat) und am 06.08.2010 (nach Ernte)

Tiefe (cm)	N <sub>min</sub> 0 – 30			N <sub>min</sub> 30 – 60			N <sub>min</sub> 60 – 90			N <sub>min</sub> Gesamt 0 – 90		
	Zeit- punkt Variante	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte
Kontrolle	n. a.	13,07	2,49	n. a.	12,08	6,86	n. a.	6,81	1,84	n. a.	31,96	20,77
Roh-P	n. a.	14,71	4,59	n. a.	8,73	5,83	n. a.	3,80	-1,23	n. a.	27,23	20,65
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	n. a.	<b>25,59</b>	16,76	n. a.	9,52	4,88	n. a.	4,68	-0,84	n. a.	39,79	18,99
P+K+S+ B+Mo	n. a.	18,53	5,77	n. a.	14,10	11,82	n. a.	7,49	2,19	n. a.	40,13	22,20
<i>Mittel</i>	<i>13,66</i>	<i>17,98</i>	<i>7,40</i>	<i>17,67</i>	<i>11,11</i>	<i>7,35</i>	<i>16,49</i>	<i>5,70</i>	<i>0,49</i>	<i>47,83</i>	<i>34,78</i>	<i>20,65</i>
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. a.</i>	<i>+</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>
<i>GD 5 %</i>	<i>n. a.</i>	<i>9,48</i>	<i>-</i>	<i>n. a.</i>	<i>-</i>	<i>-</i>	<i>n. a.</i>	<i>-</i>	<i>-</i>	<i>n. a.</i>	<i>-</i>	<i>-</i>

Tab. 41: NO<sub>3</sub>-N-Werte in kg/ha **Willich-Anrath** am 25.05.2010 (nach Saat) und am 06.08.2010 (nach Ernte)

Tiefe (cm)	NO <sub>3</sub> -N 0 – 30			NO <sub>3</sub> -N 30 – 60			NO <sub>3</sub> -N 60 – 90			NO <sub>3</sub> -N Gesamt 0 – 90		
	Zeit- punkt Variante	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte
Kontrolle	n. a.	8,31	2,26	n. a.	8,23	5,36	n. a.	3,54	1,37	n. a.	20,07	8,99
Roh-P	n. a.	9,84	4,79	n. a.	5,88	2,80	n. a.	1,68	-0,95	n. a.	17,40	6,64
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	n. a.	<b>19,17</b>	<b>14,06</b>	n. a.	6,25	3,61	n. a.	2,81	0,14	n. a.	<b>28,23</b>	17,81
P+K+S+ B+Mo	n. a.	13,48	5,94	n. a.	8,80	7,28	n. a.	4,58	1,50	n. a.	<b>26,86</b>	14,68
Mittel	5,42	12,70	6,76	11,06	7,29	4,76	12,98	3,15	0,52	29,46	23,14	12,03
Signifikanz F-Wert	n. a.	*	+	n. a.	n. s.	n. s.	n. a.	n. s.	n. s.	n. a.	*	n. s.
GD 5 %	n. a.	7,60	8,94	n. a.	-	-	n. a.	-	-	n. a.	8,51	-

Tab. 42: N<sub>min</sub>-Werte in kg/ha **Niederkrüchten** am 25.05.2010 (nach Saat) und am 05.08.2010 (nach Ernte)

Tiefe (cm)	N <sub>min</sub> 0 – 30			N <sub>min</sub> 30 – 60			N <sub>min</sub> 60 – 90			N <sub>min</sub> Gesamt 0 – 90		
	Zeit- punkt Variante	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte
Kontrolle	n. a.	9,00	2,54	n. a.	5,54	1,25	n. a.	5,03	1,99	n. a.	20,30	13,19
Roh-P	n. a.	8,22	1,73	n. a.	4,78	0,28	n. a.	2,98	-0,09	n. a.	15,97	14,05
FKM	n. a.	10,16	3,03	n. a.	6,56	2,95	n. a.	4,64	1,39	n. a.	21,15	14,39
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	n. a.	9,98	3,89	n. a.	6,07	2,28	n. a.	5,14	0,43	n. a.	21,19	14,59
Borax	n. a.	9,03	2,67	n. a.	4,80	0,51	n. a.	3,28	0,04	n. a.	17,11	13,19
Na- Molybdat	n. a.	9,84	3,48	n. a.	5,85	1,56	n. a.	3,49	-0,10	n. a.	19,19	13,19
P+K+S+ B+Mo	n. a.	9,43	3,49	n. a.	3,89	-0,65	n. a.	3,82	0,11	n. a.	17,14	13,20
Mittel	14,74	9,38	3,01	17,16	5,35	1,17	9,49	4,05	0,54	41,38	18,86	13,68
Signifikanz F-Wert	n. a.	n. s.	n. s.	n. a.	n. s.	n. s.	n. a.	+	n. s.	n. a.	n. s.	zvfW
GD 5 %	n. a.	-	-	n. a.	-	-	n. a.	1,68	-	n. a.	-	-

In Willich-Anrath wurden ähnlich wie auf dem Wiesengut die  $N_{\min}$ -Gehalte der obersten Bodenschicht durch eine Düngung mit Kaliumsulfat alleine und in Kombination tendenziell bzw. schwach signifikant erhöht (Tab. 40). Nach der Ackerbohnernte lagen jedoch nur die  $NO_3$ -N-Gehalte in 0 bis 90 cm Tiefe signifikant höher als in der Kontrolle (Tab. 41), aber nicht die  $N_{\min}$ -Gehalte. Im Vergleich zu der Referenzpflanze Sommerweizen (SW) wurden nach den Ackerbohnen (AB) signifikant höhere  $N_{\min}$ -Gehalte in den Varianten Kaliumsulfat, „Volldüngung“ und Borax am Standort in Willich-Anrath und am Wiesengut gemessen. In den Varianten Roh-Phosphat, Na-Molybdat und Kontrolle gab es keinen signifikanten Unterschied zwischen dem  $N_{\min}$ -Gehalt nach den AB und dem SW.

In Niederkrüchten gab es keine signifikanten Unterschiede zwischen den  $NO_3$ -N-Gehalten oder den  $N_{\min}$ -Gehalten (Tab. 42 und 43).

Tab. 43:  $NO_3$ -N-Werte in kg/ha **Niederkrüchten** am 25.05.2010 (nach Saat) und am 05.08.2010 (nach Ernte)

Tiefe (cm)	$NO_3$ -N 0 – 30			$NO_3$ -N 30 – 60			$NO_3$ -N 60 – 90			$NO_3$ -N Gesamt 0 – 90		
	Zeit- punkt AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte	AB Saat	AB Ernte	Diff. AB- SW Ernte
Kontrolle	n. a.	4,41	2,01	n. a.	3,40	1,40	n. a.	3,03	1,39	n. a.	10,84	4,81
Roh-Phosphat	n. a.	3,84	1,54	n. a.	2,42	0,22	n. a.	1,63	0,17	n. a.	7,89	1,92
FKM	n. a.	5,58	3,02	n. a.	4,67	3,31	n. a.	3,08	1,42	n. a.	12,89	7,73
Kaliumsulfat	n. a.	4,76	2,45	n. a.	4,11	2,27	n. a.	2,66	0,65	n. a.	11,52	5,37
Borax	n. a.	4,52	2,11	n. a.	2,99	1,00	n. a.	1,51	-0,12	n. a.	9,02	2,99
Na-Molybdat	n. a.	5,39	2,98	n. a.	4,01	2,02	n. a.	1,83	0,20	n. a.	11,24	5,21
P+K+S+B+Mo	n. a.	4,82	2,59	n. a.	2,08	-0,19	n. a.	2,27	0,44	n. a.	9,16	3,50
<i>Mittel</i>	<i>6,88</i>	<i>4,76</i>	<i>2,39</i>	<i>12,36</i>	<i>3,38</i>	<i>1,43</i>	<i>7,36</i>	<i>2,29</i>	<i>0,59</i>	<i>26,60</i>	<i>10,37</i>	<i>4,50</i>
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>+</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. a.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>
<i>GD 5 %</i>	<i>n. a.</i>	<i>-</i>	<i>-</i>	<i>n. a.</i>	<i>-</i>	<i>2,36</i>	<i>n. a.</i>	<i>-</i>	<i>-</i>	<i>n. a.</i>	<i>-</i>	<i>-</i>

### 4.3.2 Nährstoffgehalte in den Blättern

#### *Wiesengut*

Die  $K_2SO_4$ -Gabe führte zu einer leichten, jedoch signifikanten Erhöhung des K-Gehaltes, die „Volldüngung“ jedoch nicht. Die Roh-Phosphat-Düngung hatte keinen Einfluss auf die P-Gehalte der Blätter. Die beiden mit Kaliumsulfat gedüngten Varianten hatten signifikant höhere Gehalte an Mn, Fe und Zn (*Tab. 44*). Auch der S-Gehalt lag in den mit  $K_2SO_4$ -gedüngten Varianten rund 1 g S/kg TM höher als in den anderen Varianten. Der N-Gehalt und der Ertrag waren ebenfalls signifikant erhöht (*Tab. 44*). Die B-Düngung von 1 kg B/ha hob den B-Gehalt im Blatt um 1,6 mg/kg TM an. Die Na-Molybdat-Gabe von 1 kg Mo/ha ließ den Mo-Gehalt von rund 1 mg Mo/kg TM auf 13 mg Mo/kg TM ansteigen. Bei gleichzeitiger  $K_2SO_4$ -Düngung jedoch hatte die Mo-Gabe keinen Einfluss auf den Mo-Gehalt, er lag im gleichen Bereich wie der der Kontrolle (*Tab. 44*). Ein Vergleich mit den Blattproben der ungedüngten Pflug-Variante auf dem Wiesengut zeigt, dass die Nährstoffaufnahme nicht durch die Direktsaat beeinträchtigt wurde.

Zu einem früheren Entwicklungsstadium als zur Blüte wurden bereits signifikant höhere S- und N-Gehalte bei den mit Kaliumsulfat-gedüngten Varianten gemessen (*Tab. 45*). Der Mo-Gehalt der Variante Na-Molybdat lag schon hier etwa fünfmal so hoch wie in den anderen Varianten.

Auch nach der Blüte zu Beginn der Fruchtbildung waren der S- und der N-Gehalt in den mit Kaliumsulfat-gedüngten Varianten signifikant erhöht. Weiterhin war der K-Gehalt im Vergleich zur Kontrolle signifikant erhöht (*Tab. 46*). Auch die erhöhten Mo-Gehalte bei der Na-Molybdat-Gabe und die leicht erhöhten B-Gehalte bei der B-Gabe wurden während des BBCH-Stadiums 67 - 70 wiedergefunden.

Tab. 44: Nährstoffgehalte im Ackerbohnenblatt zum Entwicklungsstadium **BBCH 65**  
nach unterschiedlicher Düngung am Standort Wiesengut

Variante	C	N	K	Ca	Mg	P	S	Fe	Mn	Zn	Cu	B	Mo
	(g/kg TM)							(mg/kg TM)					
Pflug (ungedüngt)	440	56,1	26,9	8,0	2,8	4,4	2,6	172	83	46,3	16,5	15,4	0,31
Kontrolle (ungedüngt)	440	56,7	33,1	8,1	3,3	5,3	2,5	168	83	49,0	16,7	17,1	1,35
Roh- Phosphat	450	58,5	32,0	<b>9,1</b>	3,5	4,9	2,6	168	86	49,0	16,8	17,2	1,29
Kaliumsulfat	447	<b>61,8</b>	<b>35,3</b>	8,9	3,6	5,3	<b>3,6</b>	<b>182</b>	<b>109</b>	<b>55,2</b>	<b>19,8</b>	17,0	<0,25
Borax	447	58,2	32,4	<b>9,2</b>	3,5	5,0	2,6	168	85	48,8	16,7	<b>18,7</b>	1,24
Na-Molybdat	433	56,4	33,5	<b>9,2</b>	3,5	5,3	2,8	171	91	50,5	17,8	<b>18,6</b>	<b>12,95</b>
P+K+S+B+ Mo	450	<b>62,3</b>	34,6	<b>9,1</b>	3,4	4,4	<b>3,6</b>	<b>181</b>	<b>116</b>	<b>55,1</b>	17,7	<b>18,8</b>	1,81
<i>Gesamtmittel</i>	444	58,6	32,5	8,8	3,4	4,9	2,9	173	93	50,6	17,4	17,6	3,07
<i>Minimum</i>	404	52,3	25,8	6,8	2,6	3,3	2,4	155	65	38,9	14,7	13,4	< 0,25
<i>Maximum</i>	479	63,2	38,2	10,3	3,9	6,1	3,9	191	126	57,5	22,2	20,0	19,15
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. s.</i>	**	**	*	**	*	**	*	**	**	**	**	**
<i>GD 5 %</i>	-	2,0	2,18	0,88	0,37	0,62	0,23	11	12,9	4,96	1,6	1,48	3,04

**fett** = signifikant höher als Kontrolle, **schmal** = signifikant niedriger als Kontrolle

Tab. 45: Nährstoffgehalte im Ackerbohnenblatt zum Entwicklungsstadium **BBCH 31 - 33**  
nach unterschiedlicher Düngung am Standort Wiesengut

Variante	C	N	K	Ca	Mg	P	S	B	Mo
	(g/kg TM)							(mg/kg TM)	
Roh-Phosphat	427	40,9	31,1	9,0	2,4	2,8	1,7	16,8	0,73
Kaliumsulfat	430	<b>44,4</b>	37,0	7,9	2,3	2,6	<b>2,5</b>	15,8	0,48
Borax	417	40,4	33,5	9,6	2,3	2,6	1,5	<b>20,0</b>	0,98
Na-Molybdat	426	40,0	37,5	9,4	2,4	2,7	1,6	<b>18,7</b>	<b>5,24</b>
P+K+S+B+Mo	429	<b>44,0</b>	30,8	8,7	2,2	2,6	<b>2,4</b>	17,9	1,15
<i>Gesamtmittel</i>	426	41,9	34,0	8,6	2,3	2,7	1,9	17,9	1,71
<i>Minimum</i>	386	37,2	25,8	7,2	1,9	2,3	1,3	15,0	0,45
<i>Maximum</i>	434	45,2	49,9	10,2	3,0	2,9	2,6	22,7	8,50
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. s.</i>	**	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	**	**	**
<i>GD 5 %</i>	-	1,77	-	-	-	-	0,1	1,61	1,70

**fett** = signifikant höher als Roh-Phosphat (hier Kontrolle)

Tab. 46: Nährstoffgehalte im Ackerbohnenblatt zum Entwicklungsstadium **BBCH 67 - 70** nach unterschiedlicher Düngung am Standort Wiesengut

Variante	C	N	K	Ca	Mg	P	S	B	Mo
	(g/kg TM)							(mg/kg TM)	
Pflug (ungedüngt)	428	46,5	22,1	7,7	2,4	2,9	1,9	11,6	0,33
Kontrolle (ungedüngt)	429	48,7	26,3	6,9	2,5	3,5	1,9	17,2	1,00
Roh-Phosphat	417	48,4	26,2	6,9	2,5	3,3	1,9	14,6	0,99
Kaliumsulfat	430	<b>54,4</b>	<b>29,4</b>	6,9	2,7	3,6	<b>2,5</b>	14,3	< 0,25
Borax	431	47,9	26,3	7,1	2,4	3,4	1,9	<b>19,6</b>	1,03
Na-Molybdat	431	49,8	26,8	6,9	2,6	3,5	2,0	17,1	<b>7,78</b>
P+K+S+B+Mo	433	<b>53,5</b>	<b>29,5</b>	7,2	2,6	3,4	<b>2,5</b>	18,6	1,65
<i>Gesamtmittel</i>	428	49,9	26,7	7,1	2,5	3,4	2,1	16,1	2,07
<i>Minimum</i>	387	43,0	19,1	5,7	2,3	2,8	1,6	8,7	< 0,25
<i>Maximum</i>	436	55,5	32,4	8,1	2,9	4,2	2,6	22,3	9,55
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. s.</i>	**	**	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	*	**	**	**
<i>GD 5 %</i>	-	3,08	2,27	-	-	0,34	0,18	2,09	0,80

**fett** = signifikant höher als Kontrolle, **schmal** = signifikant niedriger als Kontrolle

Tab. 47 zeigt, dass der Nährstoffgehalt in den Ackerbohnenblättern sich mit dem Pflanzenalter signifikant änderte. Mit Ausnahme von K enthielt die Ackerbohne während der Blüte die höchsten Nährstoffkonzentrationen.

Tab. 47: Nährstoffgehalte im Ackerbohnenblatt zu 3 verschiedenen Entwicklungsstadien (5 Düngevarianten im Mittel) am Standort Wiesengut

Entwicklungsstadium	C	N	K	Ca	Mg	P	S	B	Mo
	(g/kg TM)							(mg/kg TM)	
BBCH 31 – 33	426	41,9	<b>34,1</b>	8,9	2,3	2,7	1,9	17,9	1,7
BBCH 65	<b>445</b>	<b>59,4</b>	33,5	<b>9,1</b>	<b>3,5</b>	<b>5,0</b>	<b>3,0</b>	<b>18,1</b>	<b>3,5</b>
BBCH 67 – 70	428	50,8	27,6	7,0	2,6	3,4	2,2	16,8	2,3
<i>Gesamtmittel</i>	433	50,7	31,8	8,3	2,8	3,7	2,4	17,6	2,5
<i>Signifikanz F-Wert</i>	**	**	**	**	**	**	**	*	**
<i>GD 5 %</i>	5,93	1,05	2,93	0,65	0,14	0,2	0,08	0,84	0,99

**fett** ist der jeweils höchste Wert aus drei Entwicklungsstadien

## Klein-Altendorf

Der K-Gehalt wurde durch die Düngung mit Gärrückstand, Kompost und „Volldüngung“ signifikant von 27,7 g/kg TM in der Kontrolle auf 33,1 – 35,6 g/kg TM erhöht (Tab. 48). Die alleinige Na-Molybdat-Gabe führte wie auch die Na-Molybdat-Gabe in Kombination („Volldüngung“: P+K+S+B+Mo) zu einer signifikanten Erhöhung des Mo-Gehaltes (Tab. 48) ohne sich auf den Ertrag und den N-Gehalt im Blatt auszuwirken. Alle anderen Nährstoffgehalte wurden nicht durch eine Düngung beeinflusst (Tab. 48).

Tab. 48: Nährstoffgehalte im Ackerbohnenblatt zum Entwicklungsstadium **BBCH 59 - 63** nach unterschiedlicher Düngung in Klein-Altendorf

Variante	C	N	K	Ca	Mg	P	S	Fe	Mn	Zn	Cu	B	Mo
	(g/kg TM)							(mg/kg TM)					
Kontrolle (ungedüngt)	437	50,0	27,7	12,6	3,3	4,0	2,8	181	81	66,0	16,0	25,5	0,64
FKM (Reihe)	440	52,0	29,4	13,0	3,3	4,3	3,0	192	86	67,7	16,8	26,2	0,50
Gärrückstand (Reihe)	440	52,9	<b>33,1</b>	12,0	3,3	4,2	2,9	189	77	65,1	15,9	27,3	0,53
Kompost (Reihe)	437	53,4	<b>35,6</b>	12,2	3,3	4,3	3,1	197	80	67,2	15,5	25,0	0,64
Borax	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	26,6	n. a.
Na-Molybdat	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	<b>10,11</b>
P+K+S+B+Mo	439	50,7	<b>33,6</b>	12,2	3,4	4,3	3,1	181	78	77,0	15,7	25,1	<b>5,05</b>
<i>Gesamtmittel</i>	439	51,8	31,9	12,4	3,3	4,2	3,0	188	80	68,6	16,0	26,0	2,9
<i>Minimum</i>	432	44,6	22,7	9,5	2,8	3,3	2,6	153	67	59,0	13,6	21,5	0,3
<i>Maximum</i>	445	56,8	40,5	14,8	3,9	5,2	3,6	234	103	96,3	18,1	31,2	18,0
<i>Signifikanz F-Wert</i>	n. s.	n. s.	*	n. s.	n. s.	n. s.	n. s.	n. s.	**				
<i>GD 5 %</i>	-	-	5,33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4,62

**fett** = signifikant höher als Kontrolle

schmal = signifikant niedriger als Kontrolle

n. a. = nicht analysiert

### Willich-Anrath

Die Kaliumsulfat-Gabe führte u. a. zu einem erhöhten S-Gehalt und zu einem reduzierten Mo-Gehalt und B-Gehalt in den Blättern (Tab. 49).

Tab. 49: Nährstoffgehalte im Ackerbohnenblatt zum Entwicklungsstadium **BBCH 63** nach unterschiedlicher Düngung in Willich-Anrath

Variante	C	N	K	Ca	Mg	P	S	Fe	Mn	Cu	Zn	B	Mo
	(g/kg TM)							(mg/kg TM)					
Kontrolle	427	55,0	32,4	11,9	4,1	4,3	2,3	302	131	16,7	148	29,2	7,93
Roh-Phosphat	425	49,1	29,2	13,3	4,2	4,0	2,1	333	158	15,1	141	25,4	7,34
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	<b>438</b>	58,1	28,5	9,2	3,5	3,6	<b>3,3</b>	280	116	17,1	117	18,6	1,16
P+K+S+B+Mo	429	51,8	27,9	12,0	4,0	3,3	<b>3,3</b>	337	136	15,2	132	<b>34,7</b>	<b>10,31</b>
Gesamtmittel	430	53,5	29,5	11,6	4,0	3,8	2,7	313	135	16,0	134	27,0	6,68
Minimum	421	45,2	25,0	7,9	3,2	2,6	2,0	241	97	13,2	108	16,4	0,90
Maximum	442	62,1	34,2	14,7	4,5	4,7	3,7	440	200	17,5	163	36,7	12,00
Signifikanz F-Wert	**	**	*	*	+	*	**	n. s.	*	*	**	**	**
GD 5 %	5,6	4,86	2,9	2,15	0,49	0,60	0,32	-	28,4	1,48	12,5	4,42	2,09

**fett** = signifikant höher als Kontrolle,  
schmal = signifikant niedriger als Kontrolle

Die „Volldüngung“ erhöhte die Blattgehalte an S, B und Mo (Tab. 49). Die Ackerbohnenblätter der Varianten „K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>“ und „Volldüngung“ wiesen signifikant erniedrigte K-, P- und Zn-Gehalte im Vergleich zur ungedüngten Kontrolle auf. Die geringfügig erniedrigten Cu- und N-Gehalte in der Roh-Phosphat-Variante sind nicht durch die Düngung erklärbar. Das Gleiche trifft für den reduzierten Ca-Gehalt in der K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>-Variante zu (Tab. 49).

### 4.3.3 Kornertrag und Pflanzenwachstum

**Wiesengut:** Die Bestandeshöhe sowie die Ertragsparameter und der Ertrag selbst wurden durch die Gabe von K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> alleine sowie durch die Gabe von K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> in Kombination mit Roh-Phosphat als Unterfußdüngung, Borax und Natrium-Molybdat (P+K+S+B+Mo) positiv und signifikant beeinflusst (Tab. 50). Der niedrigste Parzellenertrag lag

umgerechnet auf 86 % TM bei 17,2 dt/ha in der Kontrolle und der höchste bei 39,5 dt/ha. Auch die B-Düngung hatte einen günstigen Effekt. Die Wurzeln aus der Variante „Volldüngung“ hatten etwa gleich viele Knöllchen wie die aus der Kontrolle. Die Masse der Knöllchen dagegen wurde durch die „Volldüngung“ um 20 % erhöht (Tab. 50).

Tab. 50: Bestandeshöhe, Ertragskomponenten, Kornertrag und Anzahl sowie Masse der Knöllchen am Standort **Wiesengut** 2010

Variante	Bestandeshöhe (cm)	Anzahl Hülsen/10 Pfl. <sup>a</sup>	Anzahl Körner/10 Pfl. <sup>a</sup>	TKG <sup>b</sup> (g)	Ertrag/10 Pfl. <sup>a</sup> TM (g)	Ertrag/Parzelle TM (dt/ha)	Anzahl Knöllchen/Pfl. <sup>c</sup>	Masse Knöllchen/10 Pfl. <sup>c</sup> (g)
Pflug	99	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	18,40	n. a.	n. a.
Kontrolle	105	71,0	226,0	348,6	78,5	17,52	142,9	17,03
Roh-Phosphat	107	76,0	247,2	334,8	82,8	<b>21,49</b>	n. a.	n. a.
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	<b>116</b>	<b>88,4</b>	<b>284,8</b>	347,6	<b>99,2</b>	<b>30,96</b>	n. a.	n. a.
Borax	105	<b>80,4</b>	<b>258,6</b>	350,9	<b>90,7</b>	<b>23,68</b>	n. a.	n. a.
Na-Molybdat	106	78,0	236,5	345,7	81,7	<b>23,13</b>	n. a.	n. a.
P+K+S+B+Mo	<b>115</b>	<b>82,0</b>	<b>260,8</b>	346,4	<b>90,5</b>	<b>28,50</b>	150,6	<b>20,42</b>
<i>Mittel</i>	<i>107</i>	<i>79,3</i>	<i>252,3</i>	<i>345,7</i>	<i>87,3</i>	<i>24,12</i>	<i>146,8</i>	<i>18,73</i>
<i>Signifikanz F-Wert</i>	**	*	**	n. s.	**	**	n. s.	*
<i>GD 5 %</i>	<i>4</i>	<i>9,1</i>	<i>24,7</i>	-	<i>9,7</i>	<i>3,53</i>	-	<i>2,35</i>

<sup>a</sup>aus 30 Pflanzen bestimmt

<sup>b</sup>TKG (TM in g) aus Einzelpflanzenernte bestimmt.

<sup>c</sup>aus 10 Pflanzen je Wiederholung und Variante bestimmt

n. a. = nicht ausgewertet

Pfl. = Pflanzen

**fett** = signifikant höher als Kontrolle

**schmal** = signifikant niedriger als Kontrolle

In **Klein-Altendorf** gab es keine signifikanten Unterschiede beim Kornertrag und Pflanzenwachstum zwischen den verschiedenen Varianten – weder bei den Ackerbohnen (Tab. 51) noch beim Sommerweizen (Tab. 52). Die Ausnahme stellte der in Reihe gedüngte Apfeltrester dar, der durch bereits angesetzte alkoholische Gärung die jungen Pflanzen beim Auflaufen geschädigt hatte (Blaufärbung und Wachstumsdepression). Der niedrigste Parzellenertrag mit 23,8 dt/ha (bei 86 % TM) unterschied sich deutlich von dem höchsten Parzellenertrag mit 35,5 dt/ha (bei 86 % TM) (nicht dargestellt). Der Biomasseertrag der

Kontrolle sowie der Kaliumsulfat-Variante zur Vollblüte lag bei 12,8 t TM/ha.

Tab. 51: Bestandeshöhe, Ertragskomponenten und Ertrag der Ackerbohne am Standort **Klein-Altendorf 2010**

Variante	Bestandes- höhe (cm)	Anzahl Hülsen/ 10 Pfl.	Anzahl Körner/ 10 Pfl.	TKG <sup>a</sup> (g)	Ertrag/ 10 Pfl. TM in g	Ertrag/ Parzelle TM in dt/ha
Kontrolle	76	87,0	257,0	364,8	93,8	26,44
Roh-Phosphat	75	98,3	284,3	367,9	104,8	25,06
FKM (breitflächig)	75	96,3	276,8	375,6	104,0	26,90
FKM (Reihe)	76	88,3	257,2	356,9	92,3	26,83
Gärrückstand (breitfl.)	77	92,8	273,3	365,4	100,3	26,79
Gärrückstand (Reihe)	77	99,7	283,0	351,1	99,6	23,61
Kompost (breitflächig)	76	87,5	258,9	361,5	93,6	26,82
Kompost (Reihe)	77	96,7	262,3	358,4	93,8	23,75
Apfeltrester (breitfl.) <sup>b</sup>	70	89,3	259,0	373,7	96,6	27,27
Apfeltrester (Reihe) <sup>b</sup>	69	85,0	240,4	361,1	85,9	20,52
Kaliumsulfat	75	111,0	339,8	373,8	127,2	28,87
Borax	75	91,6	268,3	372,7	99,9	26,58
Natrium-Molybdat <sup>c</sup>	75	89,7	261,3	357,2	93,3	28,24
P+K+S+B+Mo	75	95,6	276,6	367,3	101,6	24,87
<i>Mittel</i>	75	93,4	271,3	364,8	99,0	25,90
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	*
<i>GD 5 %</i>	-	-	-	-	-	4,20

<sup>a</sup>TKG (TM in g) aus Einzelpflanzenernte bestimmt.

<sup>b</sup>Die anfangs durch den Apfeltrester geschädigten Pflanzen haben sich im Laufe der Zeit weitgehend erholt.

<sup>c</sup>Werte des Blocks III als fehlende Werte berechnet, da Pflanzen der Parzellen offensichtlich krank waren.

Tab. 52: Ertrag und Korngröße des Sommerweizens am Standort **Klein-Altendorf** 2010

Variante	Ertrag/ Parzelle TM in dt/ha	TKG (g)	Korngröße Prozentualer Anteil in Fraktion (mm)			
			> 2,8	2,5	2,2	< 2,2
Kontrolle	24,9 <sup>a</sup>	30,5	20,5	33,1	32,1	14,5
Roh-Phosphat	31,9	33,2	24,3	39,2	26,6	9,9
FKM (breitflächig)	40,2	33,4	27,8	43,7	22,6	6,0
FKM (Reihe)	38,2	34,4	26,8	42,9	23,7	6,6
Gärrückstand (breitfl.)	26,4	29,9	20,4	33,6	31,3	14,8
Gärrückstand (Reihe)	29,7	30,8	20,7	35,6	30,2	13,5
Kompost (breitfl.)	28,3	32,1	24,3	35,1	28,8	11,9
Apfeltrester (breitfl.)	23,1	31,8	24,0	35,6	29,5	11,0
Kaliumsulfat	32,8	31,2	22,3	35,6	29,6	12,5
P+K+S+B+Mo	36,1	34,1	28,0	41,8	23,4	6,8
<i>Mittel</i>	<i>30,9</i>	<i>32,1</i>	<i>23,9</i>	<i>37,4</i>	<i>27,9</i>	<i>10,9</i>
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>

<sup>a</sup>weitere ungedüngte Parzellen hatten einen TM Ertrag von 30,47 dt/ha.

In **Willich-Anrath** konnten wie auf dem Wiesengut bei der Düngung mit K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> sowie der Düngekombination aus P+K+S+B+Mo höhere Kornerträge erzielt werden. Doch nur bei der Variante mit K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> war der Unterschied zur Kontrolle signifikant (Tab. 53).

Tab. 53: Bestandeshöhe, Ertragskomponenten und Ertrag der Ackerbohne am Standort **Willich-Anrath**

Variante	Bestandes- höhe (cm)	Anzahl Hülsen/ 10 Pflan- zen	Anzahl Körner/ 10 Pflan- zen	TKG <sup>a</sup> (g)	Ertrag/ 10 Pflanzen <sup>b</sup> TM in g	Kornertrag/ Parzelle (dt TM/ha)
Kontrolle	56	32,2	87,5	359,0	31,5	7,9
Roh-Phosphat	61	41,3	111,7	343,9	38,4	9,5
Kaliumsulfat	<b>66</b>	<b>49,3</b>	<b>138,1</b>	<b>332,5</b>	<b>45,9</b>	<b>11,5</b>
P+K+S+B+Mo	<b>69</b>	<b>46,3</b>	<b>130,9</b>	<b>323,9</b>	42,6	10,7
<i>Mittel</i>	<i>63</i>	<i>42,3</i>	<i>117,1</i>	<i>339,8</i>	<i>39,6</i>	<i>9,9</i>
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<b>**</b>	<b>*</b>	<b>*</b>	<b>*</b>	<b>+</b>	<b>+</b>
<i>GD 5 %</i>	<i>5,2</i>	<i>11,4</i>	<i>31,4</i>	<i>24,4</i>	<i>11,7</i>	<i>2,9</i>

<sup>a</sup>TKG (TM in g) aus Einzelpflanzenenernte bestimmt.

<sup>b</sup>aus 40 Pflanzen bestimmt

**Niederkrüchten:** Nachdem die mit P+K+S+B+Mo gedüngte Variante zuerst einen knapp signifikanten Unterschied in der Bestandeshöhe aufwies, konnten im späteren Zeitverlauf bei der Bestimmung der Ertragskomponenten und des Kornertrags keine signifikanten Unterschiede mehr festgestellt werden (Tab. 54).

Tab. 54: Bestandeshöhe, Ertragskomponenten und Ertrag am Standort **Niederkrüchten**

Variante	Bestandes- höhe (cm)	Anzahl Hülsen/ 10 Pflanzen	Anzahl Körner/ 10 Pflanzen	TKG <sup>a</sup> (g)	Ertrag/ 10 Pflanzen TM in g	Ertrag/ Parzelle TM in dt/ha
Kontrolle	90	45,0	133,3	296,5	40,0	11,22
Roh-Phosphat	86	41,6	126,5	296,9	38,7	11,03
FKM	86	52,0	153,3	319,8	50,7	12,51
Kaliumsulfat	86	47,0	132,5	325,4	41,9	10,53
Borax	84	54,8	159,3	306,6	49,7	12,13
Na-Molybdat	86	45,1	142,1	307,0	44,0	13,01
P+K+S+B+Mo	<b>98</b>	41,7	124,4	303,3	38,2	12,10
<i>Mittel</i>	88	46,7	138,8	307,9	43,3	11,79
<i>Signifikanz F-Wert</i>	*	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>
<i>GD 5 %</i>	7	-	-	-	-	-

<sup>a</sup>TKG (TM in g) aus Einzelpflanzenernte bestimmt.

Im vorliegenden Versuch wurden an allen drei Biostandorten die Larven des Blatt-  
randkäfers (*Sitona lineatus*), die sich von Wurzelknöllchen ernähren, vorgefunden sowie  
auch die Käfer und dessen typische Fraßspuren an den Blättern. Der Ackerbohnenkäfer  
(*Bruchus rufimanus*) hinterließ in vielen Körnern das charakteristische kreisrunde Loch. Ab  
Juni zeigte sich in den Beständen *Botrytis fabae* (Schokoladenflecken). Nach den schwar-  
zen eingesunkenen Flecken zu beurteilen, erkrankten einige Körner auch noch an der  
Brennfleckenkrankheit/Anthracnose (*Ascochyta fabae*), die durch Verletzungen, Stickstoff-  
unterversorgung oder befallenes Saatgut hervorgerufen wird. In Klein-Altendorf, wo  
Ackerbohnen nicht zur üblichen Fruchtfolge gehörten, trat ausschließlich ein Befall mit der  
Schwarzen Bohnenblattlaus (*Aphis fabae*) auf.

### 4.3.4 Schätzung der N<sub>2</sub>-Fixierung

Die N<sub>2</sub>-Fixierung wurde mit drei verschiedenen Methoden geschätzt, die zu unterschiedlichen Ergebnissen führten (Tab. 55 - 57). Die Schätzwerte der Differenzmethode liegen deutlich höher als die der Ertragsmethoden. Auf dem Wiesengut wurde die N<sub>2</sub>-Fixierung bei den S enthaltenden Düngevarianten signifikant höher geschätzt als bei den anderen Varianten (Tab. 55). In Klein-Altendorf dagegen konnte wie auch beim Ertrag kein signifikanter Unterschied zwischen den Varianten festgestellt werden (Tab. 56). Aber der Blockeffekt war hoch signifikant (nicht dargestellt). Der mittlere Ndfa mit 33 % in Klein-Altendorf war niedriger als an den anderen Standorten (Tab. 57).

Tab. 55: Fixierte N-Menge und prozentualer Anteil des Luftstickstoffs in der Ackerbohne am Standort **Wiesengut** 2010

Variante	N <sub>2fix</sub> <sup>a</sup> (g/kg TM)	Ndfa <sup>a</sup> (%)	N <sub>2fix</sub> <sup>a</sup> (kg/ha)	N <sub>2fix</sub> <sup>b</sup> (kg/ha)	N <sub>2fix</sub> <sup>c</sup> (kg/ha)
Pflug	25,0	44,6	230	68 - 90	119
Kontrolle	25,6	45,2	222	64 - 84	111
Roh-Phosphat	26,6	45,6	<b>275</b>	78 - 103	136
Kaliumsulfat	<b>32,0</b>	<b>51,7</b>	<b>460</b>	113 - 149	196
Borax	27,1	46,6	<b>305</b>	86 - 114	150
Natrium-Molybdat	25,3	44,9	<b>279</b>	84 - 111	146
P+K+S+B+Mo	<b>30,5</b>	<b>49,0</b>	<b>408</b>	104 - 137	180
Mittel	27,5	46,7	325	102	153
Signifikanz F-Wert	**	**	**		
GD 5 %	2,42	3,17	50,43		

Für alle Tab. in Kapitel 4.3.4 gilt:

<sup>a</sup> Differenzmethode

<sup>b</sup> Ertragsmethode nach Faustzahlen

<sup>c</sup> Ertragsmethode mit N-Gehaltsfaktor

**fett** = signifikant höher als Kontrolle, **schmal** = signifikant niedriger als Kontrolle

Die Referenzfrucht Sommerweizen hatte auf den 3 ausgewerteten Standorten sehr ähnliche N-Gehalte in den Blättern trotz des sehr unterschiedlichen Wuchses und des gering abweichenden BBCH-Stadiums: Wiesengut: 31,1 g N/kg TM, Klein-Altendorf: 34,6 g N/kg TM und Willich-Anrath: 33,0 g N/kg TM. Der mittlere N-Gehalt der Ackerbohnen

dagegen unterschied sich um ca. 9 %: WG: 58,6 g N/kg TM, K-A: 51,8 g N/kg TM und W-A: 53,5 g N/kg TM.

Tab. 56: Fixierte N-Menge und prozentualer Anteil des Luftstickstoffs in der Ackerbohne ausgewählter Varianten am Standort **Klein-Altendorf** 2010

Variante	N <sub>2fix</sub> <sup>a</sup> (g/kg TM)	Ndfa <sup>a</sup> (%)	N <sub>2fix</sub> <sup>a</sup> (kg/ha)	N <sub>2fix</sub> <sup>b</sup> (kg/ha)	N <sub>2fix</sub> <sup>c</sup> (kg/ha)
Kontrolle	15,4	30,8	221	96 – 136	167
FKM, Reihe	17,4	33,5	249	97 – 138	170
Gärrückstand, Reihe	18,3	34,6	262	68 – 121	149
Kompost, Reihe	18,8	35,2	269	86 – 122	150
P+K+S+B+Mo	16,1	31,8	230	90 – 128	157
<i>Mittel</i>	<i>17,2</i>	<i>33,0</i>	<i>246</i>	<i>108</i>	<i>159</i>
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>	<i>n. s.</i>

Tab. 57: Fixierte N-Menge und prozentualer Anteil des Luftstickstoffs in der Ackerbohne am Standort in **Willich-Anrath** 2010

Variante	N <sub>2fix</sub> <sup>a</sup> (g/kg TM)	Ndfa <sup>a</sup> (%)	N <sub>2fix</sub> <sup>a</sup> (kg/ha)	N <sub>2fix</sub> <sup>b</sup> (kg/ha)	N <sub>2fix</sub> <sup>c</sup> (kg/ha)
Kontrolle	22,1	40,2	103	28 – 38	54
Roh-Phosphat	15,5	31,6	83	35 – 46	66
Kaliumsulfat	25,5	43,9	<b>160</b>	41 – 55	79
P+K+S+B+Mo	18,7	36,2	111	39 – 51	73
<i>Mittel</i>	<i>20,5</i>	<i>37,9</i>	<i>114</i>	<i>42</i>	<i>68</i>
<i>Signifikanz F-Wert</i>	<i>*</i>	<i>+</i>	<i>**</i>		
<i>GD 5 %</i>	<i>6,24</i>	<i>8,61</i>	<i>31,78</i>		

### 4.3.5 Vergleich der Standorte

In Tab. 58 sind die Mittelwerte der wichtigsten Ergebnisse zusammengefasst, um einen Standortvergleich zu ermöglichen. Der Standort Wiesengut zeichnet sich durch einen hohen N-Gehalt der Blätter nach S-Düngung aus und brachte die Ackerbohnen mit der höchsten N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung hervor. In Klein-Altendorf ist besonders der vergleichsweise höhere N<sub>min</sub>-Gehalt auffällig. Im Gegensatz zu den Mindererträgen auf den Versuchsflächen der

Praxisbetriebe konnte in K-A und auf dem WG ein normaler Ertrag für das trockene Jahr erreicht werden. Die Standorte unterschieden sich signifikant in fast allen Elementgehalten der Blätter. In Willich-Anrath wurden die höchsten B- und Mo-Gehalte in den Blättern gemessen, die durch die Düngung nochmals erhöht wurden. Die überhöhte P-Versorgung jedoch spiegelte sich nicht in den P-Gehalten der Blätter wider.

Tab. 58: Ausgewählte Merkmale im Standortvergleich

Merkmal		WG	K-A	W-A	N	Signi- fikanz	GD 5 %	
Versorgungsstufe des Bodens für K		D	C	D	D	-	-	
Versorgungsstufe des Bodens für P		C	C	E	D	-	-	
Boden-pH		6,3	5,9	6,1	6,2	-	-	
N <sub>min</sub> (kg/ha) zur Saat, 0 – 60 cm tief		21,5	<b>69,7</b>	31,3	31,9	-	-	
N <sub>min</sub> (kg/ha) zur Ernte, 0 – 60 cm tief <sup>a</sup>		27,7	<b>32,3</b>	28,9	13,8	**	7,98	
Nährstoffgehalte im Blatt (g/kg TM), Kontrolle	BBCH 61 - 65	K	33,1	27,7	32,4	n. a.	*	4,07
		P	5,3	4,0	4,3	n. a.	*	0,83
		S	2,5	2,8	2,3	n. a.	**	0,15
		N	56,7	50,0	55,0	n. a.	**	3,03
Spurenelemente im Blatt (mg/kg TM), Kontrolle	BBCH 61 - 65	B	17,1	25,5	<b>29,2</b>	n. a.	**	1,81
		Mo	1,4	0,6	<b>7,9</b>	n. a.	**	1,53
Nährstoffgehalte im Blatt (g/kg TM), P+K+S+B+Mo	BBCH 61 - 65	K	34,6	33,6	27,9	n. a.	+	5,76
		P	4,4	4,3	3,3	n. a.	+	0,99
		S	3,6	3,1	3,3	n. a.	n. s.	-
		N	<b>62,3</b>	50,7	51,8	n. a.	**	5,56
Spurenelemente im Blatt (mg/kg TM), P+K+S+B+Mo	BBCH 61 - 65	B	18,8	25,1	<b>34,7</b>	n. a.	**	3,26
		Mo	1,8	5,1	<b>10,3</b>	n. a.	**	2,09
Bestandeshöhe (cm) <sup>b</sup>		<b>111</b>	75	63	90	**	3,6	
TKG (g) <sup>b</sup>		344,5	<b>368,4</b>	339,8	305,5	**	16,2	
Kornertrag (dt TM/ha) <sup>b</sup>		<b>24,7</b>	<b>26,3</b>	9,9	11,2	**	2,3	
N <sub>2fix</sub> (kg/ha) nach Differenzmethode <sup>a</sup>		<b>316</b>	226	106	n. a.	**	48,3	
Ndfa (%) nach Differenzmethode <sup>a</sup>		<b>47</b>	31	38	n. a.	**	4,9	

n. a. nicht analysiert

<sup>a</sup>varianzanalytische Verrechnung der 2 Varianten Kontrolle und P+K+S+B+Mo

<sup>b</sup>varianzanalytische Verrechnung der an allen Standorten durchgeführten 4 Düngevarianten

## 4.4 DRIS

### 4.4.1 Erhebung des Versorgungszustands

Die Nährstoffgehalte der Ackerbohnen werden im folgenden Abschnitt in Abhängigkeit vom Kornertrag dargestellt. Hierbei werden zur Einschätzung der Versorgung der Critical Nutrient Level (CNL) (Tab. 59) und der LOL angegeben (BERGMANN 1983, FAGERIA *et al.* 1997, PLANQUAERT o. J., PLANK & KISSEL o.J.) (Abb. 20 bis 32).

Tab. 59: Präferenzbereich, Mittelwert, Spanne und CNL der untersuchten Nährstoffe aller gemessenen Blattproben zu Beginn (bis Mitte) Blüte aus 2009 und 2010 mit Ausnahme des Gefäß- und Zwischenfruchtversuchs (BERGMANN 1983, MARSCHNER 1995, FAGERIA *et al.* 1997, PLANQUAERT o.J., PLANK & KISSEL o.J.)

Merkmal	Optimale Versorgung	Mittel <sup>a</sup>	Minimalwert <sup>a</sup>	Maximalwert <sup>a</sup>	Spanne aus Literatur	Spanne Höchstertrag	CNL
Ertrag (dt/ha 86 % TM)		31,2	7,0	72,0	-	54 – 72	
C (g/kg)	> 400	434	321	511	-	382 – 473	?
N (g/kg)	> 50	50,5	21,5	67,8	30 – 54	39,5 – 56,5	28 – 40
K (g/kg)	22 – 39 (> 18)0	25,2	10,4	40,5	15 – 35	18 – 34	10 – 15
Ca (g/kg)	10 – 20	12,0	6,2	35,1	10 – 25	8,2 – 16	6
P (g/kg)	3,4 – 5,2	4,08	2,22	6,70	2,5 – 6	2,8 – 4,7	2,5
Mg (g/kg)	2,8 – 3,8	2,85	1,65	4,78	2,5 – 8	1,7 – 3,6	1,7 - 2
S (g/kg)	3 – 4	2,7	1,5	4,5	2 – 6	1,9 – 3,2	2
Fe (mg/kg)	120 – 270	208,6	68,7	440,0	100 – 300	112 – 307	< 50
Mn (mg/kg)	45 – 300	84,0	18,6	349,2	40 – 400	38 – 130	< 38
Zn (mg/kg)	40 – 80	71,1	15,7	376,7	30 – 100	30 – 78	20 – 25
Cu (mg/kg)	10 – 15	14,2	4,67	23,43	7 – 15	7,9 – 17,5	3 – 7
B (mg/kg)	20 – 40	19,67	5,07	36,69	10 – 80	15 – 30	10 – 15
Mo (mg/kg)	1 – 3	2,92 <sup>b</sup>	< 0,25	19,15	0,4 – 1	<0,25 – 1,78	< 0,1-1

<sup>a</sup>Mittel, Minimalwert und Maximalwert der Hauptnährstoffe (in g/kg TM) von 416 Proben deutschlandweit und der Spurenelemente (in mg/kg TM) von 248 Proben.

<sup>b</sup>Das Mittel der Mo-Werte ist zu hoch, weil alle Werte unter der Nachweisgrenze (< 0,25) nicht inbegriffen sind. Erst ab 1,5 mg Mo/kg ist die Messung zuverlässig. Wenn für < 0,25 0,1 eingesetzt wird, liegt das Mittel bei 1,7 mg Mo/kg.

LOL ist die Abkürzung für Lowest Optimal Level und zeigt an, wie hoch der Nährstoff-Gehalt für ein optimales Wachstum mindestens sein soll. Der CNL kann als untere Nährstoffgrenze für ein normales Wachstum betrachtet werden.

### *Kalium*

Eine optimale K-Versorgung der Ackerbohne ist gegeben, wenn 1 kg Blatttrockenmasse 22 – 39 g K enthält (Tab. 59). Die vorliegende Erhebung zeigte, dass bereits ab 18 g K/kg TM ein hoher Ertrag erzielt wird (Abb. 20). Unter 20 g K/kg TM gab es jedoch keine Spitzen-erträge über 55 dt/ha. Auch bei Betrieben, deren Böden sich in Versorgungsstufe D befanden, wurden kaum höhere K-Gehalte im Blatt als bei Versorgungsstufe C beobachtet (25 – 41 g K/kg TM). Im Durchschnitt aller Proben wurde ein K-Gehalt von 26,6 g K/kg TM ermittelt. In den beprobten Betrieben gab es nur selten Probleme mit der K-Versorgung (Abb. 20).

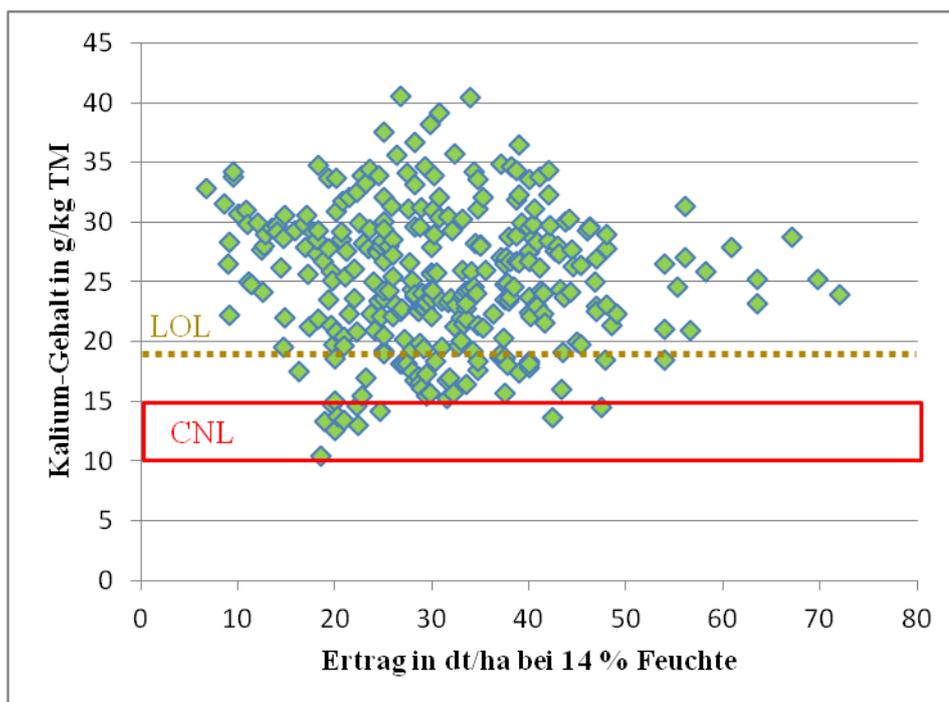


Abb. 20: Verteilung der K-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 313)

## Kalzium

Ackerbohnen sind optimal mit Kalzium versorgt, wenn 10 – 20 g Ca/kg TM im Blatt enthalten sind (Tab. 59). Etwa zwei Drittel der Proben lag im optimalen Bereich (Abb. 21). Allerdings lag auch ca. ein Drittel der Proben unterhalb einer optimalen Ca-Versorgung. Mit 8 g Ca/kg TM konnte auch noch ein hoher Ertrag erzielt werden. Der CNL für Ca im Ackerbohnenblatt wird mit 6 g Ca/kg TM angegeben. Aus der Erhebung hatten nur 4 Proben einen Ca-Gehalt von 6 – 7 g/kg TM. Das Gesamtmittel lag bei 11,4 g Ca/kg TM. Die Spanne wird in BERGMANN (1983) mit 10 – 25 g Ca/kg TM angegeben. Nur einzelne Proben hatten einen Ca-Gehalt, der oberhalb der Literaturspanne lag. Hier wurde nach Angaben der Betriebe vor der Saat gekalkt.

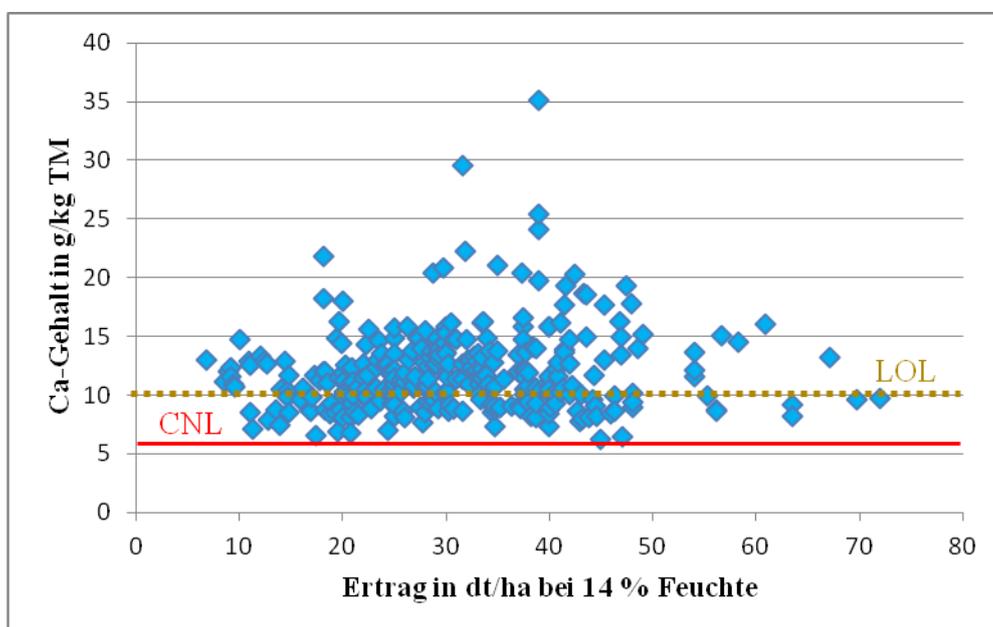


Abb. 21: Verteilung der Ca-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 310)

## Phosphor

An den meisten Standorten hatten die Ackerbohnen einen P-Gehalt von 3,4 – 5,2 g P/kg TM und lagen damit genau im anzustrebenden Bereich (Abb. 22, Tab. 59). Das Gesamtmittel lag bei 4,2 g P/kg TM. Vereinzelt waren die Ackerbohnen mit Phosphor übertersorgt (5,5 – 7,6 g P/kg TM) und auch einige waren schlecht versorgt (2,2 – 3,3 g P/kg TM). Ein absoluter P-Mangel mit 1,0 – 1,7 g P/kg TM wie in dem Gefäßversuch aus Kapitel 4.1 kam in keiner Probe vor. Bei den Ackerbohnen, die einen Kornertrag über 60 dt/ha erzielten, lag der P-Gehalt bei 3,0 – 3,9 g P/kg TM.

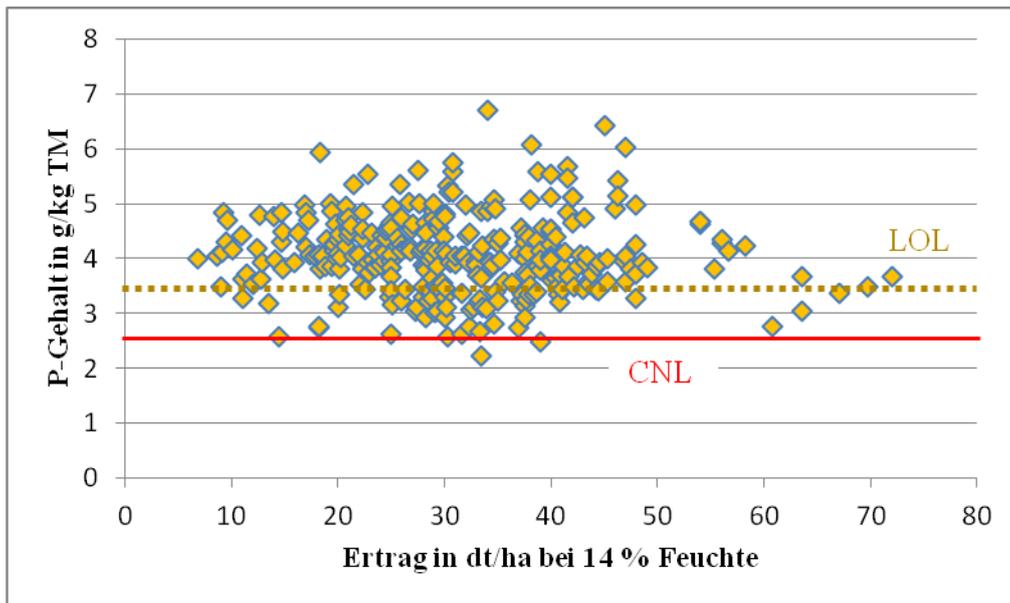


Abb. 22: Verteilung der P-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 313)

### Magnesium

Die Spanne der gemessenen Proben erstreckte sich von 1,7 – 4,8 g Mg/kg TM (Tab. 59).

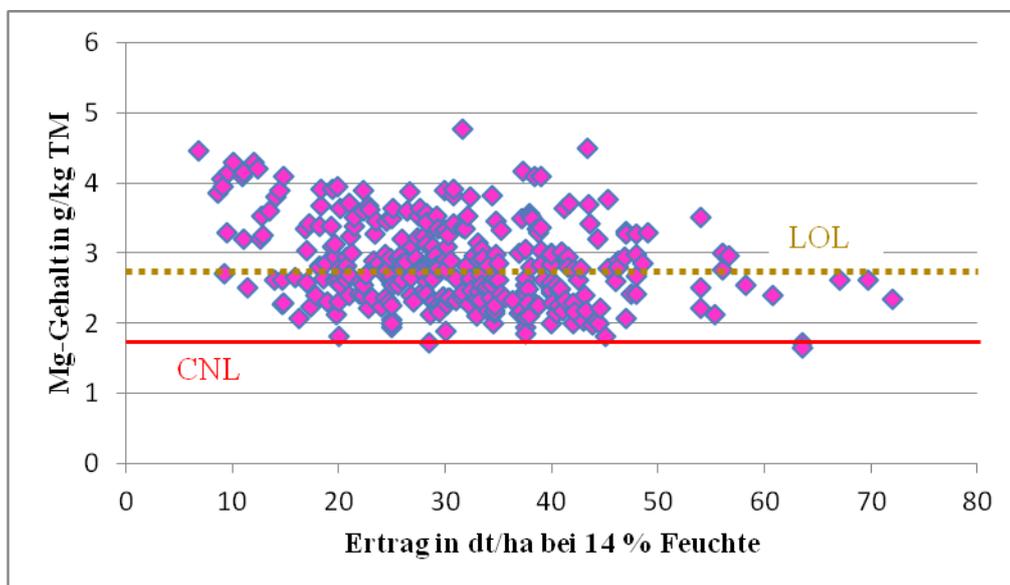


Abb. 23: Verteilung der Mg-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 313)

Das Gesamtmittel der Proben betrug 3,1 g Mg/kg TM. Somit waren die Ackerbohnen im Durchschnitt optimal mit Mg versorgt. Es lagen aber auch viele Mg-Gehalte unterhalb des

optimalen Bereichs von 2,8 – 3,8 g Mg/kg TM (Abb. 23). Nur wenige Ackerbohnen waren mit Mg luxusversorgt und hatten Mg-Gehalte über 4 g Mg/kg TM.

### **Schwefel**

Der durchschnittliche S-Gehalt lag bei 2,7 g/kg TM. So war ein großer Teil der Proben nicht optimal mit S versorgt (Abb. 24, Tab. 59). Die Spanne reichte von 1,5 - 4,5 g S/kg TM. Ein deutlicher S-Mangel wurde jedoch nur bei sehr wenigen Betrieben festgestellt.

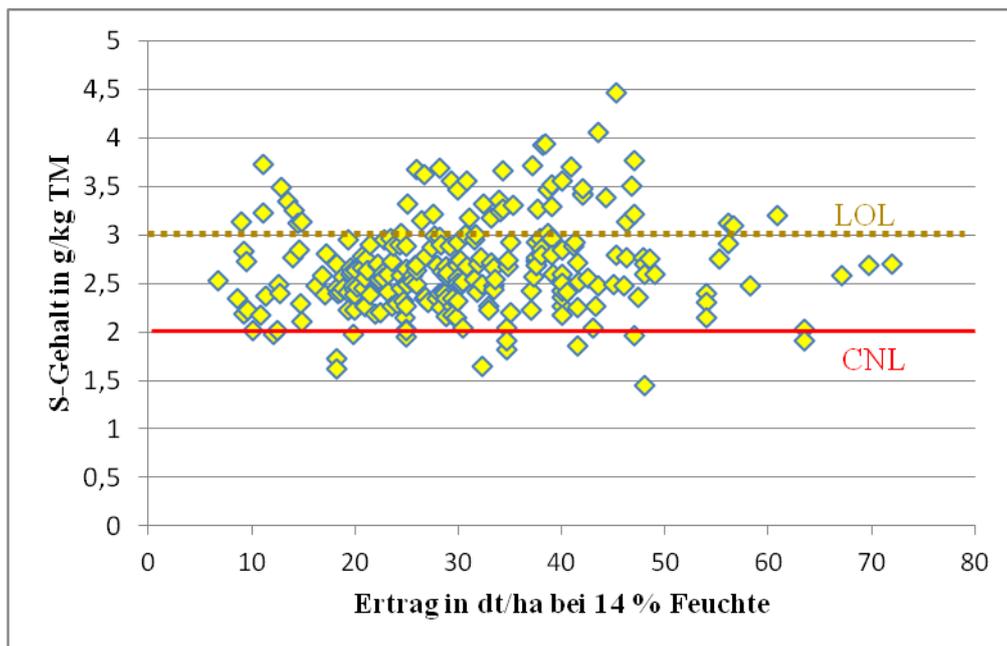


Abb. 24: Verteilung der S-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 254)

### **Stickstoff**

Im Durchschnitt lag der N-Gehalt bei 51 g/kg TM (Tab. 59). Die Spanne belief sich auf 21,5 - 67,8 g N/kg TM. Ein N-Mangel wurde nur bei wenigen Betrieben vorgefunden (Abb. 25).

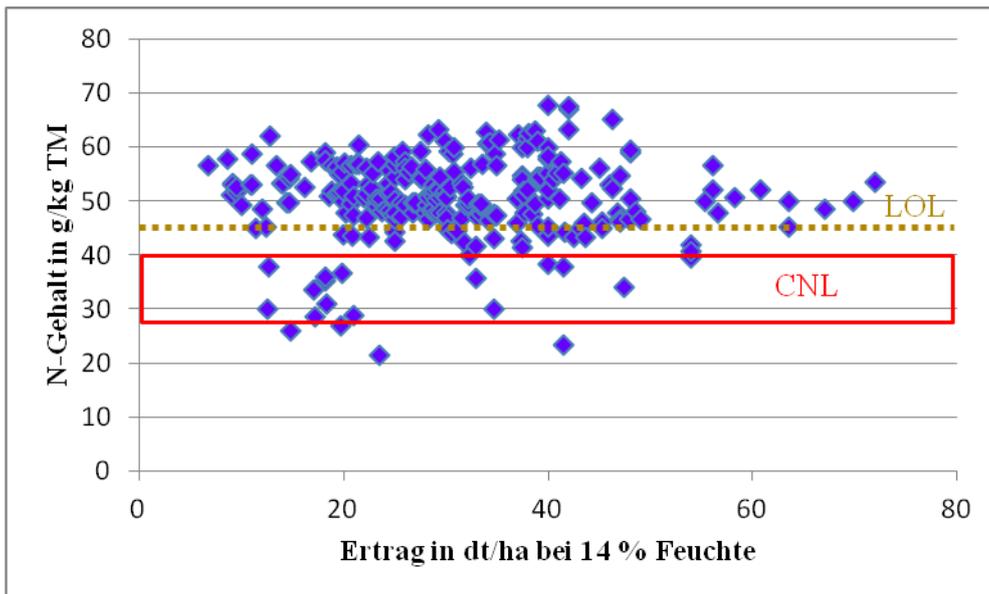


Abb. 25: Verteilung der N-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 254)

### *Kohlenstoff*

Im Durchschnitt lag der C-Gehalt bei 434 g/kg TM und die Spanne erstreckte sich über 321 bis 511 g C/kg TM (Abb. 26 und Tab. 59).

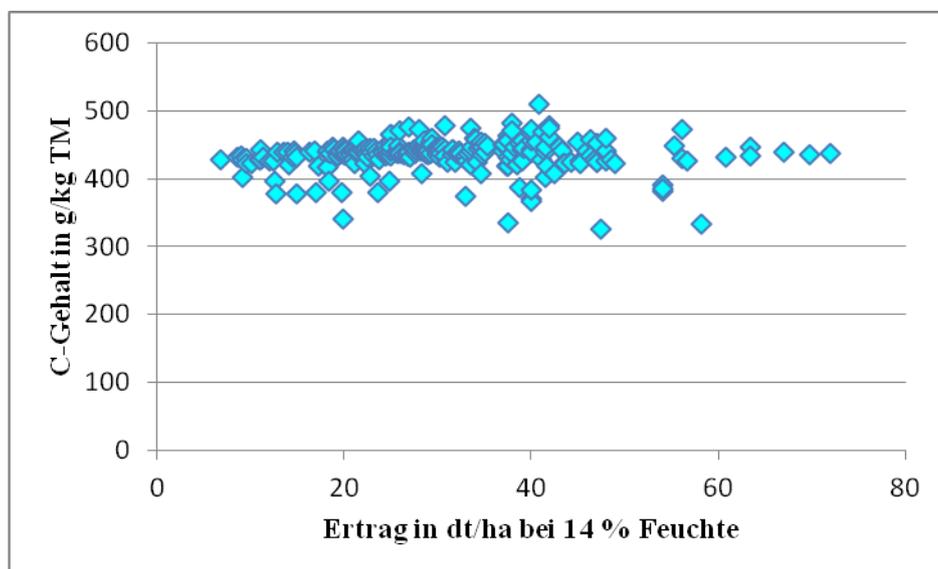


Abb. 26: Verteilung der C-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 254)

## Eisen

Im Mittel lag der Fe-Gehalt bei 209 mg/kg TM (Tab. 59). Die Spanne ging von 69 – 440 mg/kg TM. Drei Proben hatten einen übermäßig hohen, unphysiologischen Fe-Gehalt von 1005, 1491 und 2909 mg/kg TM und wurden daher nicht in Abb. 27 einbezogen (nicht dargestellt). Die Werte sind nicht physiologisch und müssen durch Verunreinigung mit Erde hervorgerufen worden sein. Kein Wert lag im Mangelbereich und fast alle Proben waren optimal mit Eisen versorgt (Abb. 27).

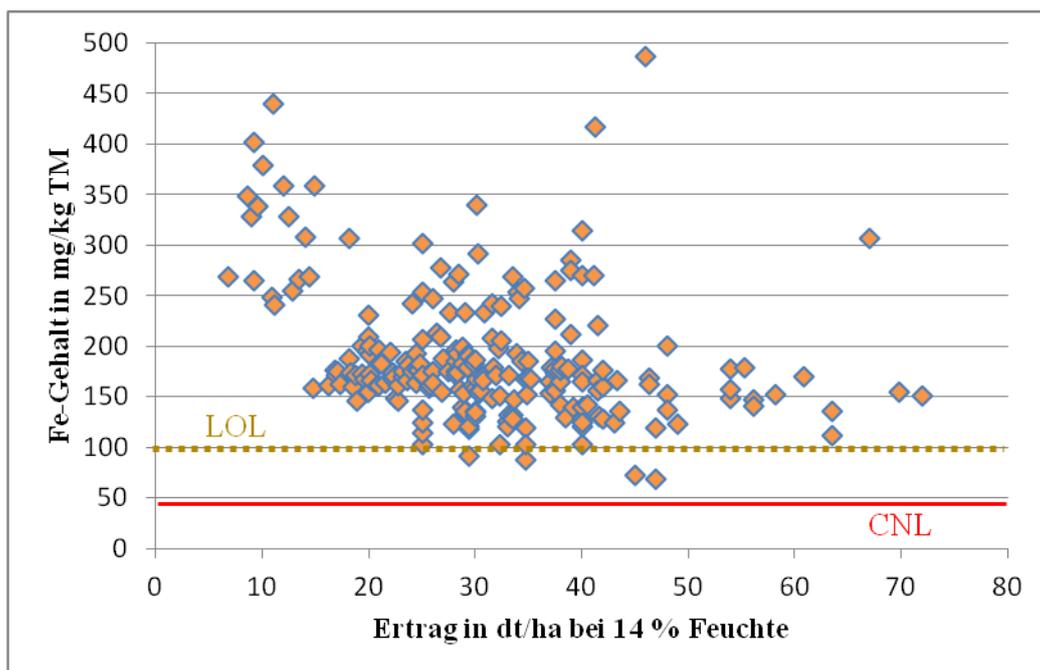


Abb. 27: Verteilung der Fe-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 224)

## Mangan

Im Durchschnitt war die Mn-Versorgung mit 84 mg Mn/kg TM optimal (Tab. 59). Die Spanne der Messwerte reichte von 19 – 349 mg Mn/kg TM. In Abb. 28 konnte der maximale Mn-Wert nicht aufgenommen werden, da hierfür keine Ertragsangabe vorlag. Nur in wenigen Fällen wurde ein Mn-Mangel festgestellt.

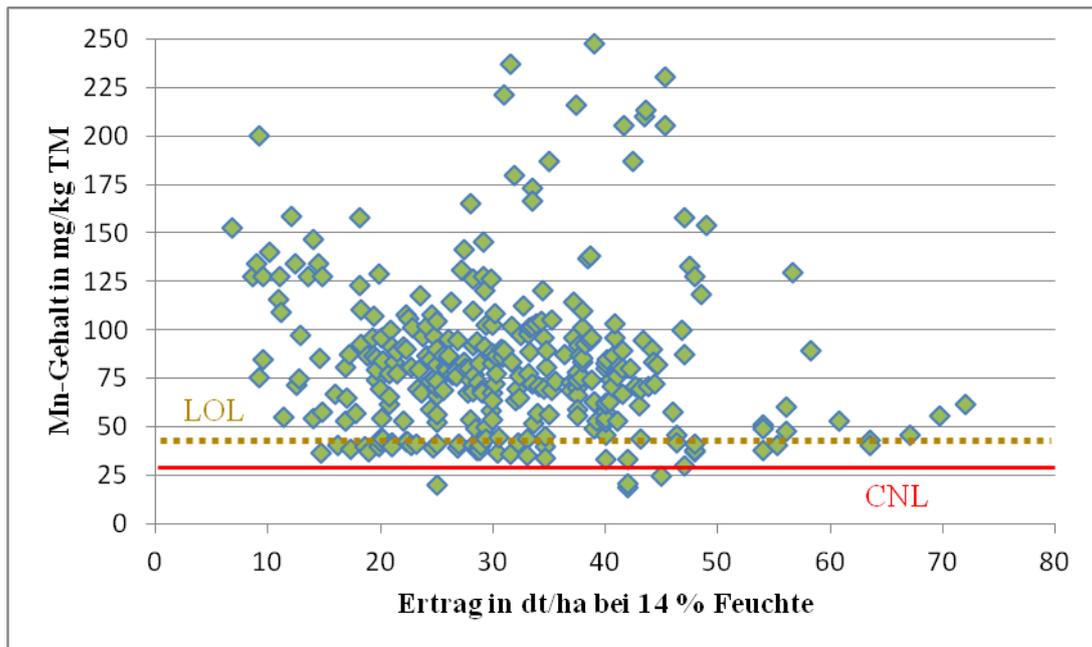


Abb. 28: Verteilung der Mn-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 312)

### Zink

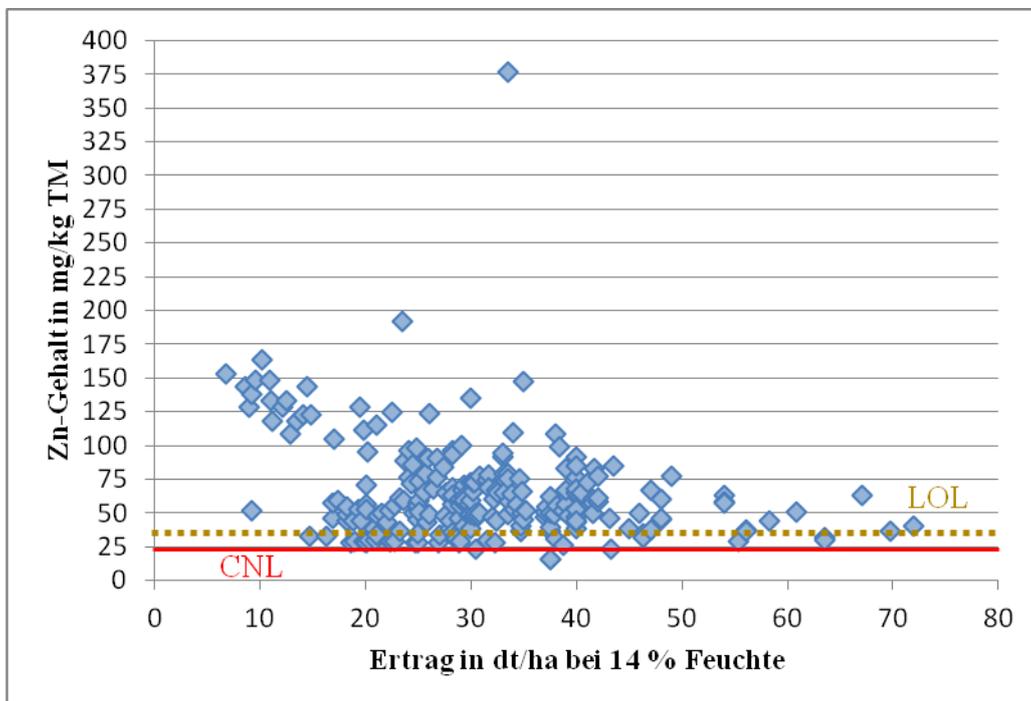


Abb. 29: Verteilung der Zn-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 227)

Im Mittel lag der Zn-Gehalt bei 71 mg Zn/kg TM und damit im Präferenzbereich (Tab. 59). Die Spanne reichte von 16 - 377 mg Zn/kg TM, wobei es sich bei dem Wert von 377 mg Zn/kg TM um einen Einzelfall handelte. So lagen alle anderen Werte im Bereich von 16 - 163 mg Zn/kg TM (Abb. 29). Besonders viehhaltende Betriebe hatten eine hohe Zn-Versorgung (nicht dargestellt).

### **Kupfer**

Im Durchschnitt lagen die Cu-Gehalte bei 14 mg/kg TM und die Spanne reichte von 4,7 - 23,4 mg/kg TM (Tab. 59). Die Proben mit Cu-Mangel stammten zum größten Teil von sandigen Böden. Aus Abb. 30 geht hervor, dass ab etwa 8 mg Cu/kg TM ein hoher Ertrag erzielt wurde.

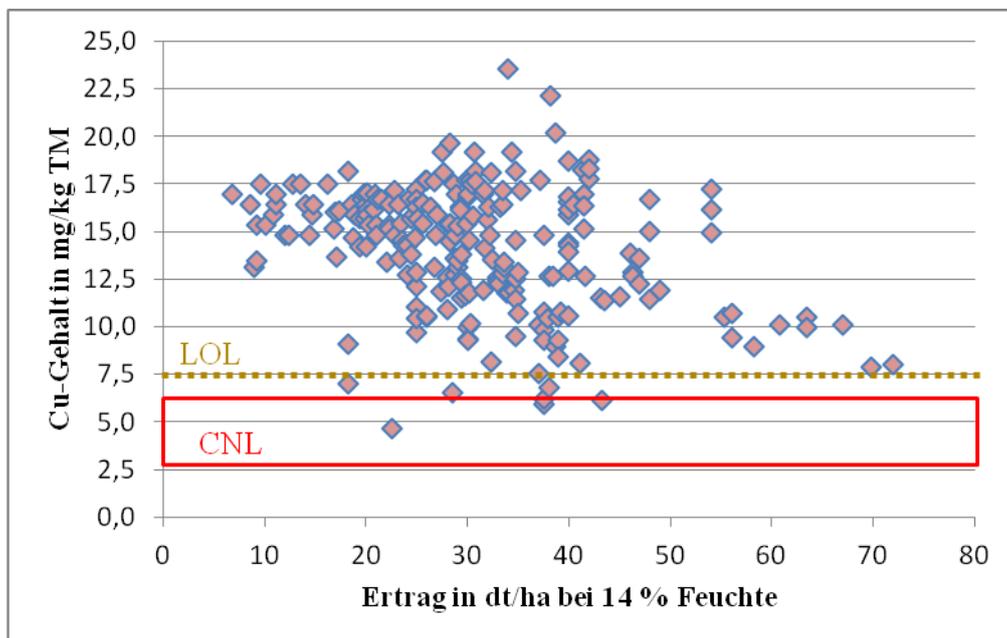


Abb. 30: Verteilung der Cu-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 227)

### **Bor**

Bei einigen Betrieben war die Bor-Versorgung sehr schlecht (Abb. 31). Der höchste Wert betrug 37 mg B/kg TM (Tab. 59). Im Mittel erreichte der B-Gehalt 19,7 mg/kg TM.

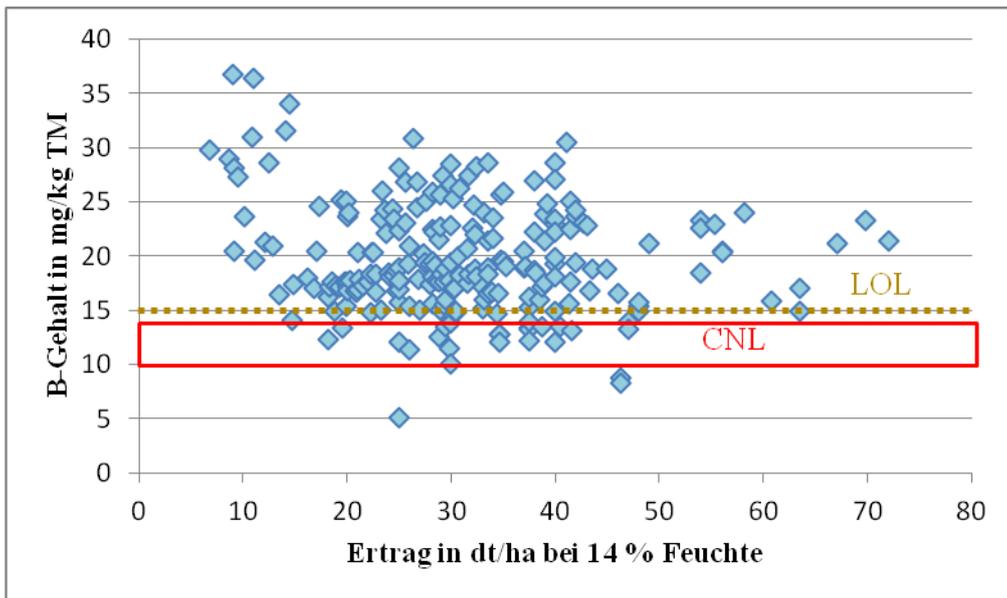


Abb. 31: Verteilung der B-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 227)

### Molybdän

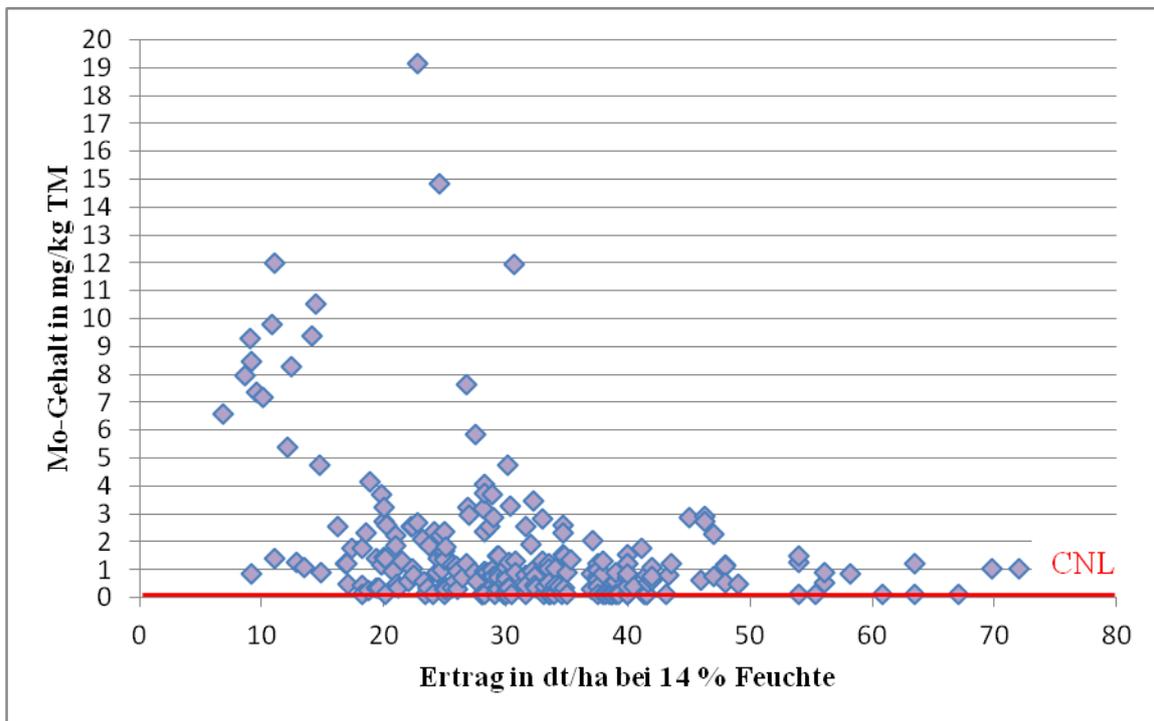


Abb. 32: Verteilung der Mo-Gehalte in Ackerbohnenblättern zum BBCH 61 bis 65 bezogen auf den Kornertrag (n = 227)

Der durchschnittliche Mo-Gehalt betrug 1,7 mg Mo/kg TM. Dabei lagen viele Werte unterhalb der Nachweisgrenze von 0,25 mg/kg (Abb. 32). Ohne vorherige Mo-Düngung wurden maximal 9 mg Mo/kg TM vorgefunden.

Ähnlich wie Tab. 59 gibt Tab. 60 eine Übersicht über die gemessenen Werte. Tab. 60 bezieht sich ausschließlich auf die Proben der landwirtschaftlichen Praxisbetriebe, die an der Erhebung teilgenommen haben.

Tab. 60: Übersicht der Nährstoffgehalte des jüngsten, ausgewachsenen Blattes zu Beginn der Blüte auf den Praxisbetrieben 2009 (n = 105)

<b>Merkmal</b>	<b>Median</b>	<b>Mittel</b>	<b>Minimalwert</b>	<b>Maximalwert</b>
<b>Ertrag</b> bei 86 % TM (dt/ha)	37,8	38,5	9,2	72,0
<b>C</b> (g/kg)	442,1	435,5	321,0	481,8
<b>N</b> (g/kg)	50,4	50,1	23,3	67,8
<b>K</b> (g/kg)	24,6	24,6	15,5	40,5
<b>Ca</b> (g/kg)	12,1	13,0	6,2	35,1
<b>P</b> (g/kg)	4,1	4,1	2,2	06,7
<b>Mg</b> (g/kg)	2,6	2,6	1,7	04,8
<b>S</b> (g/kg)	2,5	2,5	1,5	03,6
<b>Fe</b> (mg/kg)	162,6	211,3	68,7	439,8
<b>Mn</b> (mg/kg)	55,7	65,6	18,6	237,2
<b>Zn</b> (mg/kg)	49,7	55,0	15,7	147,6
<b>Cu</b> (mg/kg)	12,1	12,3	4,7	23,6
<b>B</b> (mg/kg)	18,2	18,2	5,1	30,5
<b>Mo</b> (mg/kg)	0,92	1,13	< 0,25	02,9

### **Nährstoffversorgung auf den Versuchsstandorten aus der Erhebung im Jahr 2009 und 2010**

Tab. 61 und 62 geben die mittlere Nährstoffversorgung der Ackerbohnen auf den eigenen Versuchsstandorten und den Standorten der Projektpartner wieder. Die Nährstoffkonzentrationen in den Blättern der Versuchsflächen lagen in einem vergleichbaren Bereich wie die der Praxisbetriebe.

Tab. 61: Übersicht der mittleren Nährstoffgehalte des jüngsten, ausgewachsenen Blattes zu Beginn der Blüte auf den Versuchsflächen 2009

Standort	Auweiler 1 (n = 15)	Auweiler 2 (n = 42)	WG 1 (n = 52)	WG 2 (n = 40)	WG 3 (n = 15)	Dresden (n = 24)	Göttingen (n = 24)
<b>Ertrag<sup>a</sup></b>	19,9	23,2	34,3	n. a.	n. a.	42,5	30,3
<b>C (g/kg)</b>	439,2	413,6	n. a.	n. a.	407,2	423,0	438,4
<b>N (g/kg)</b>	52,4	43,6	n. a.	n. a.	43,5	45,8	49,0
<b>K (g/kg)</b>	27,7	24,3	24,8	26,1	28,2	21,0	23,6
<b>Ca (g/kg)</b>	8,8	11,7	11,2	11,0	11,6	16,1	14,5
<b>P (g/kg)</b>	4,2	4,2	3,4	n. a.	n. a.	3,8	4,9
<b>Mg (g/kg)</b>	2,6	3,1	2,5	2,6	2,7	3,2	2,9
<b>S (g/kg)</b>	2,8	2,6	n. a.	n. a.	2,2	3,1	2,6
<b>Fe (mg/kg)</b>	180,5	200,2	249,6	184,4	483,9	128,3	139,0
<b>Mn (mg/kg)</b>	65,2	88,9	93,4	89,5	165,6	155,8	67,2
<b>Zn (mg/kg)</b>	69,9	116,8	73,7	79,6	126,8	81,9	53,3
<b>Cu (mg/kg)</b>	16,3	14,3	12,3	12,1	12,4	12,2	15,8
<b>B (mg/kg)</b>	23,8	22,2	17,7	15,8	20,3	16,5	24,8
<b>Mo (mg/kg)</b>	1,5	1,1	0,5	0,5	0,5	0,7	1,0

n. a. = nicht analysiert;

<sup>a</sup>Kornertrag in dt/ha umgerechnet auf 86 % TM

Tab. 62: Übersicht der mittleren Nährstoffgehalte des jüngsten, ausgewachsenen Blattes zu Beginn bis Mitte der Blüte auf den Versuchsflächen 2010

Standort (n)	WG (20)	WG <sup>a</sup> (20)	WG <sup>b</sup> (20)	K-A (20)	W-A (16)	Dresden <sup>c</sup> (24)	Göttingen (24)
<b>Ertrag (dt/ha)<sup>d</sup></b>	28,0	28,0	28,0	30,1	11,5	32,6	20,4
<b>C (g/kg)</b>	443,9	425,7	428,3	438,5	429,7	429,5	438,6
<b>N (g/kg)</b>	58,6	41,9	49,9	51,8	53,5	37,3	51,1
<b>K (g/kg)</b>	32,5	34,0	26,7	31,9	29,5	26,1	15,7
<b>Ca (g/kg)</b>	8,8	8,6	7,1	12,4	11,6	16,8	10,3
<b>P (g/kg)</b>	4,9	2,7	3,4	4,2	3,8	2,1	4,3
<b>Mg (g/kg)</b>	3,4	2,3	2,5	3,3	4,0	3,0	2,4
<b>S (g/kg)</b>	2,9	1,9	2,1	3,0	2,7	2,2	2,5
<b>Fe (mg/kg)</b>	172,6	n. a.	n. a.	187,6	312,8	176,7	163,3
<b>Mn (mg/kg)</b>	93,1	n. a.	n. a.	80,2	135,1	125,2	40,1
<b>Zn (mg/kg)</b>	50,6	n. a.	n. a.	68,6	134,5	65,4	30,1
<b>Cu (mg/kg)</b>	17,4	n. a.	n. a.	16,0	16,0	12,4	16,0
<b>B (mg/kg)</b>	17,6	17,9	16,1	26,0	27,0	16,6	17,0
<b>Mo (mg/kg)</b>	3,1	1,7	2,1	2,9	6,7	0,4	2,9

<sup>a</sup>BBCH 31 bis 33;

<sup>b</sup>BBCH 67 bis 70;

<sup>c</sup>BBCH 79

n. a. = nicht analysiert

<sup>d</sup>bei 86 % TM

## 4.4.2 DRIS Evaluierung

In der Gesamtpopulation der Proben war nur K normalverteilt – erkennbar in *Tab. 63* an der Schiefe, die gleich Null ist. Besonders die Nährelemente Fe, Zn und Mn wiesen eine große Spanne auf. Dementsprechend waren auch die Varianzen groß. Die Spannbreite der Gehalte ist zum Teil extrem; bei Zn z. B. reicht sie bis zum 20-fachen. Andererseits ist die Spannbreite aber auch gering bzw. nur 3- bis 4-fach wie z. B. bei S oder K. In der Hohertragspopulation, die zur Aufstellung der DRIS-Norm herangezogen wurde, wurden nur die Quotienten ausgewählt, die normalverteilt sind.

*Tab. 63:* Statistische Auswertung der Analysewerte zu DRIS

Merkmal	n <sup>a</sup>	Mittel	Varianz	Standardabweichung	Koef. Var.	Schiefe	Kurtosis	Min.	Max.
Ertrag	313	31,2	130,6	11,43	36,64	0,50**	0,62*	6,81	72,00
C	254	434,0	744,1	27,28	6,29	-2,94**	17,33**	218,61	510,60
N	254	50,5	57,4	7,58	14,99	-0,94**	2,01**	21,49	67,82
K	313	25,2	32,1	5,67	22,46	<b>0,00</b>	-0,33	10,40	40,50
Ca	308	12,0	12,7	3,56	29,73	2,01**	7,81**	6,19	35,11
P	313	4,1	0,5	0,72	17,52	0,38**	0,60*	2,22	6,70
Mg	313	2,9	0,4	0,60	20,90	0,57**	-0,16	1,65	4,78
S	254	2,7	0,2	0,47	17,64	0,67**	0,80**	1,45	4,47
Fe	227	209,8	46931,6	216,64	103,27	9,80**	112,93**	68,70	2909,26
Mn	312	84,2	1593,0	39,91	47,40	1,45**	2,85**	18,63	248,00
Zn	227	64,9	1408,4	37,53	57,80	3,25**	20,79**	15,65	376,74
Cu	227	14,2	10,4	3,22	22,73	-0,46**	0,02	4,67	23,56
B	227	19,7	25,4	5,04	25,61	0,53**	0,60*	5,07	36,69
Mo	227	1,7	6,7	2,59	148,56	3,40**	14,26**	0,10	19,15

\*\* signifikant verschieden von Null bei P = 1 %

\* signifikant verschieden von Null bei P = 5 %

<sup>a</sup> einige Werte aus Versuchen waren bereits gemittelt

Der S-, P- und Cu-Gehalt waren signifikant mit dem N-Gehalt in den Blättern korreliert (*Tab. 64*). Weiterhin traten hohe Mg-Gehalte häufig gemeinsam mit hohen Ca-Gehalten auf. Auch Fe, Mn und Zn waren oft vergesellschaftet. P und Zn dagegen waren negativ miteinander korreliert.

Tab.64: Korrelationskoeffizienten der Blattnährstoffgehalte aller Proben für DRIS

	B	Zn	Mo	Fe	Cu	Mn	S	C	N	P	Mg	Ca	K
Ertrag	0,17**	0,30**	0,38**	-0,06	0,33**	-0,09	0,13*	0,05	0,03	-0,05	0,30**	0,10	-0,06
K	0,30**	0,26**	0,11	0,10	0,23**	0,06	0,37**	0,12	0,37**	0,22**	0,37**	0,18**	
Ca	0,12	0,18**	-0,14	0,09	0,33**	0,41**	0,03	0,20**	0,25**	0,30**	0,30**		
Mg	0,43**	0,45**	0,33**	0,15*	0,24**	0,56**	0,31**	-0,10	0,10	0,10			
P	0,03	-0,17**	0,14*	-0,09	0,56**	-0,31**	0,07	0,15*	0,28**				
N	0,09	-0,02	0,07	0,01	0,35**	-0,12	0,45**	0,61**					
C	-0,01	-0,10	-0,06	-0,14*	0,14*	-0,19**	0,23**						
S	0,27	0,11	0,00	0,11	0,30**	0,27**							
Mn	0,25**	0,57**	0,16*	0,28**	-0,01								
Cu	0,20	0,13**	0,24**	-0,07									
Fe	0,01	0,21**	0,02										
Mo	0,28**	0,21**											
Zn	0,40												

In Tab. 65 sind einige wichtige Nährstoffverhältnisse gezeigt, die bei den Höchsterträgen vorgefunden wurden.

Tab. 65: Nährstoffverhältnisse bei einem Ertrag über 50 dt/ha (86 % TM)

Verhältnis	Mittel	Min.	Max.	Verhältnis	Mittel	Min.	Max.
Mn/Zn	1,12	0,65	1,68	Ca/Mn**	220,3	115,7	363,8
Ca/P	2,97	1,97	5,80	Ca/Cu**	1002,0	673,3	1581,2
Cu/Mo**	10,31	7,71	> 70	Ca/Mo**	55021	7541	160000
Fe/Mn	3,09	0,95	6,75	Ca/Zn**	251,6	183,8	335,8
S/Cu**	0,24	0,13	0,36	Mg/Mo**	11792	1404	35100
Ca/Mg**	4,6	2,86	6,67	Mg/Zn*	57,6	38,3	81,4
K/Mg**	10,33	5,26	14,71	P/Cu**	354,8	272,1	462,8
Mg/S**	0,99	0,75	1,47	P/Mo**	17232	3013	46800
P/Mg**	1,56	1,06	2,15	P/Zn**	92,2	53,3	129,3
N/Mg**	19,72	11,93	29,15	N/Cu**	4619	2435	6643
C/Mg**	174,88	108,72	262,37	N/Mo**	228835	27664	521400
Mn/Mo*	208,91	25,53	531,00	N/Zn**	1185	665	1697
Mn/B*	2,41	1,66	3,36	C/Cu**	40537	22186	54957
Zn/Mo*	208,39	26,19	634,03	C/Mo**	2043579	261591	4478800
Zn/B**	2,25	1,28	3,23	C/Zn**	10457	6056	15201
B/Mo**	88,37	13,94	233,4	S/Mn**	50,8	23,8	68,3
K/Cu**	2404,6	1073,0	3333,0	S/Mo**	12303	1453	32000
K/Mo**	118326	14307	287507	S/Zn**	61,8	37,1	93,3
K/Zn**	613,7	292,9	848,8	S/B*	129	95	202

\*signifikant mit dem Ertrag korreliert (P = 5 %)

\*\*hochsignifikant mit dem Ertrag korreliert (P = 1 %)

Zur Festlegung der DRIS-Norm für die Ackerbohne wurde mit drei verschiedenen Grenzen zwischen der Restpopulation (= „low-yielding population“) und der Hohertragspopulation/Normpopulation (= high-yielding population) gerechnet. Grund hierfür war die geringe Menge an Proben aus Hohertragspopulationen, die fast ausschließlich aus konventionellen Betrieben stammten. Die DRIS-Normen, die sich aus der Normpopulation (NP) ergeben, werden in Tab. 66 bis 68 dargestellt. Wie in Material und Methoden beschrieben wird, wurden die Nährstoffindizes der einzelnen Proben aus den Mittelwerten ( $\bar{x}$ ) der Normpopulation und den Variationskoeffizienten (CV %) der Normpopulation berechnet. Dabei wurde beachtet, dass ein Nährstoffindex erst aus 3 Nährstoff-Quotienten gebildet werden kann. Alle hier aufgeführten DRIS-Normen wurden nach dem Testniveau

1 nach Beaufils erstellt (DRECHSEL 1994). Das heißt, dass der Quotient in der NP eine signifikant niedrigere Varianz ( $p \leq 0,050$ ) als der Quotient in der Restpopulation besitzt. Die Normen in den *Tab. 66 bis 68* erfüllen folgende Bedingungen: F-Verteilung für  $(1 - \alpha) = 0,95$ ; F-Wert > Signifikanzschranke = F-Verteilung; Standardabweichung (SD) Restpopulation > SD Normpopulation. Jeweils die Nährstoff-Quotienten mit dem größeren F-Wert wurden gewählt, also entweder K/N oder N/K übrig blieb. Die Nährstoff-Quotienten, die als DRIS-Norm ausgewählt wurden sind in den ersten Spalten der *Tab. 66 bis 68* aufgelistet. In *Tab. 67* können aufgrund von weniger als 3 Quotienten die Nährstoffindizes für K, S, P, Fe, B, Cu und Mn nicht gebildet werden. Dementsprechend entfällt bei den DRIS-Normen in *Tab. 68* der Mn-Index. Eine ausreichende Anzahl von Quotienten bei einer Kornertragsgrenze von 48,3 dt/ha ist vorhanden für (*Tab. 68*):

- C: C/K, Mg/C, C/B, Zn/C und Mo/C
- N: N/K, N/Mn, N/B, Ca/N, S/N, Zn/N und Mo/N
- K: C/K, N/K, K/B, Ca/K, S/K und Mo/K
- Ca: Ca/N, Ca/K, Ca/S, P/Ca, Fe/Ca, Zn/Ca, Cu/Ca und Mo/Ca
- Mg: Mg/C, Mg/P, Mg/B, Zn/Mg und Mo/Mg
- P: Mg/P, P/Ca, P/B, Zn/P und Mo/P
- S: Ca/S, S/N, S/K, Zn/S, B/S und Mo/S
- Fe: Fe/Ca, Fe/Zn und Mo/Fe
- Zn: Fe/Zn, Zn/C, Zn/N, Zn/K, Zn/Ca, Zn/Mg, Zn/P, Zn/S, Zn/Cu, Zn/B und Mo/Zn
- Cu: Zn/Cu, Cu/Ca, Cu/B und Mo/Cu
- B: C/B, N/B, K/B, Mg/B, P/B, Cu/B, Zn/B, B/S und Mo/B
- Mo: Mo/C, Mo/N, Mo/K, Mo/Ca, Mo/Mg, Mo/P, Mo/S, Mo/Fe, Mo/Mn, Mo/Zn, Mo/Cu und Mo/B.

Bei einer Restpopulation mit einem Ertrag bis  $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ , also einer Ertragsgrenze von 48,3 dt/ha zwischen der Norm- und der Restpopulation, kann die Bedingung, dass die Normpopulation 10 - 30 % der Restpopulation ausmacht, nicht erfüllt werden (*Tab. 68*). Dennoch wurden die DRIS-Indizes (*Abb. 33 bis 45*) mit Ausnahme von Mn und Fe aus *Tab. 68* abgeleitet, weil Erträge von 45 dt/ha nicht weit über dem Durchschnitt liegen.

Tab. 66: DRIS-Normen bezüglich der Nährstoffverhältnisse im Ackerbohnenblatt in der Normpopulation (NP) (> 42,5 dt/ha) und Restpopulation (RP) (< 42,5 dt/ha) bei **19 gestrichenen Werten** zur Erlangung einer Normalverteilung und statistische Parameter (Schiefe, Mittelwert, Standardabweichung [SD], F-Wert [Quotient der Varianzen:  $SD^2_{NP}/SD^2_{RP}$ ], und Variationskoeffizient [CV])

Nährstoff-Quotient/ Norm	Schiefe <sub>NP</sub> <sup>a</sup>	n <sub>NP</sub>	n <sub>RP</sub>	Mittel <sub>NP</sub> Norm <sup>b</sup>	Größe Mittel <sub>NP</sub>	SD <sub>RP</sub>	SD <sub>NP</sub>	F-Wert ( $SD^2_{NP}/SD^2_{RP}$ )	F-Ver- teilung für 0,95	CV <sub>NP</sub> (%)
C/N	-0,46	33	218	8,761		1,576	0,683	5,324	1,685	7,80
K/N	-0,12	36	218	0,492		0,147	0,079	3,462	1,653	16,00
K/C	-0,30	33	218	0,057		0,015	0,008	3,516	1,685	14,89
Mg/C	0,29	33	218	0,006		0,002	0,001	4,000	1,685	22,81
Mg/Ca	0,01	43	265	0,241		0,072	0,055	1,714	1,587	22,74
P/N	0,79+	33	218	0,083		0,022	0,015	2,151	1,685	18,11
P/C	0,43	30	218	0,009		0,002	0,001	4,000	1,725	15,22
P/Fe	-0,06	21	201	27,435		8,570	4,765	3,235	1,898	17,37
Fe/Ca	0,1	24	201	13,609	x 10 <sup>-3</sup>	16,571	3,660	20,499	1,838	26,89
Fe/Mg	0,3	24	201	55,820	x 10 <sup>-3</sup>	69,383	15,084	21,158	1,838	27,02
Fe/N	-0,58	24	184	2,875	x 10 <sup>-3</sup>	4,446	0,676	43,256	1,842	23,52
Fe/S	0,15	24	184	58,506	x 10 <sup>-3</sup>	74,802	14,456	26,775	1,842	24,71
Fe/Mn	-0,12	20	201	3,131		1,844	0,926	3,966	1,928	29,58
Fe/Zn	0,74	24	201	3,463		7,779	1,415	30,000	1,838	40,86
Mn/Ca	0,24	35	265	6,060	x 10 <sup>-3</sup>	2,811	1,937	2,106	1,649	31,96
Mn/P	0,74+	34	269	17,544	x 10 <sup>-3</sup>	12,243	7,619	2,582	1,659	43,43
Zn/Ca	-0,34	26	201	4,376	x 10 <sup>-3</sup>	3,252	1,164	7,805	1,798	26,60
Zn/Mg	-0,62	26	201	17,982	x 10 <sup>-3</sup>	11,485	4,833	5,647	1,798	26,87
Zn/P	0,92+	23	201	12,251	x 10 <sup>-3</sup>	11,343	4,829	5,517	1,838	39,42
Zn/N	0,82+	26	184	0,958	x 10 <sup>-3</sup>	0,855	0,394	4,709	1,802	41,19
Zn/C	0,88+	24	184	0,107	x 10 <sup>-3</sup>	0,096	0,040	5,760	1,842	36,87
Zn/B	0,48	26	200	2,718		2,002	0,980	4,173	1,798	36,06
Cu/Mo	1,13+	15	201	1,052		47,928	1,212	1563,772	2,178	115,24
Cu/Zn	0	26	201	0,266		0,131	0,076	3,000	1,798	28,39
B/P	-0,77	24	200	4,757	x 10 <sup>-3</sup>	1,607	1,155	1,936	1,838	24,29
Mo/K	0,93+	23	201	0,032	x 10 <sup>-3</sup>	0,097	0,025	15,054	1,838	77,12
Mo/P	-0,01	22	201	0,176	x 10 <sup>-3</sup>	0,657	0,118	31,000	1,868	66,69
Mo/N	0,59	23	184	0,016	x 10 <sup>-3</sup>	0,053	0,012	19,507	1,838	73,54
Mo/C	0,53	21	184	0,002	x 10 <sup>-3</sup>	0,007	0,001	49,000	1,900	70,61
Mo/Mn	0,74	20	201	0,014		0,033	0,012	7,563	1,928	82,51

<sup>a</sup>Nährstoffquotienten mit rechtsschiefen Verteilungen (positive Werte mit \* oder \*\*) oder linksschiefen Verteilungen (negative Werte mit \* oder \*\*) sind nicht dargestellt, da sie nicht für DRIS-Norm verwendbar sind; ein Quotient mit einer Schiefe ohne \* ist normal verteilt; wobei Nährstoffgehalte in der Restpopulation fast nie normal verteilt waren (nicht dargestellt); eine mit + gekennzeichnete Schiefe eines Quotienten ist nahezu normal verteilt bei P = 10 %.

<sup>b</sup>Spurenelemente in mg/kg und Hauptnährstoffe in g/kg; Spurenelemente wurden für die Bildung der Quotienten in g/kg umgerechnet.

Tab. 67: DRIS-Normen bezüglich der Nährstoffverhältnisse im Ackerbohnenblatt in der Normpopulation (NP) (> **42,5 dt/ha**) und Restpopulation (RP) (< 42,5 dt/ha) und statistische Parameter (Schiefe, Mittelwert, Standardabweichung [SD], F-Wert [Quotient der Varianzen:  $SD^2_{NP}/SD^2_{RP}$ ], und Variationskoeffizient [CV])

Nährstoff-Quotient / Norm	Schiefe NP <sup>a</sup>	n <sub>NP</sub>	n <sub>RP</sub>	Mittel <sub>NP</sub> Norm <sup>b</sup>	Größe Mittel <sub>NP</sub>	SD <sub>RP</sub>	SD <sub>NP</sub>	F-Wert <sup>c</sup> ( $SD^2_{NP}/SD^2_{RP}$ )	F-Verteilung für 0,95	CV <sub>NP</sub> (%)
K/N	-0,12	36	218	0,49		0,147	0,079	3,462	1,653	16,00
K/C	0,07	36	218	0,06		0,015	0,009	2,778	1,653	16,17
Ca/Mn	0,61+	43	265	171,80		87,919	68,915	1,628	1,587	40,11
Mg/C	0,17	36	218	0,01		0,002	0,001	4,000	1,653	22,77
Mg/Ca	0,01	43	265	0,24		0,072	0,055	1,714	1,587	22,74
P/N	0,66+	36	218	0,09		0,022	0,016	1,891	1,653	18,75
Zn/Ca	-0,34	26	201	4,38	x 10 <sup>-3</sup>	3,252	1,164	7,805	1,798	26,60
Zn/Mg	-0,62	26	201	17,98	x 10 <sup>-3</sup>	11,485	4,833	5,647	1,798	26,87
Zn/N	0,82+	26	184	0,96	x 10 <sup>-3</sup>	0,855	0,394	4,709	1,802	41,19
Zn/C	0,66	26	184	0,11	x 10 <sup>-3</sup>	0,096	0,040	5,760	1,802	36,07
Zn/B	0,48	26	200	2,72		2,002	0,980	4,173	1,798	36,06
Cu/Zn	0	26	201	0,27		0,131	0,076	2,971	1,798	28,39
Mo/P	0,38	26	201	0,22	x 10 <sup>-3</sup>	0,657	0,156	17,737	1,798	70,09
Mo/N	0,77+	26	184	0,02	x 10 <sup>-3</sup>	0,053	0,015	12,484	1,802	79,06
Mo/S	0,88+	26	184	0,42	x 10 <sup>-3</sup>	1,084	0,349	9,647	1,802	83,99
Mo/Cu	0,79+	26	201	0,09		0,167	0,070	5,692	1,798	79,21

<sup>a</sup>Nährstoffquotienten mit rechtsschiefen Verteilungen (positive Werte mit \* oder \*\*) oder linksschiefen Verteilungen (negative Werte mit \* oder \*\*) sind nicht dargestellt, da sie nicht für DRIS-Norm verwendbar sind; ein Quotient mit einer Schiefe ohne \* ist normal verteilt; wobei Nährstoffgehalte in der Restpopulation fast nie normal verteilt waren (nicht dargestellt); eine mit + gekennzeichnete Schiefe eines Quotienten ist nahezu normal verteilt bei P = 10 %.

<sup>b</sup>Spurenelemente in mg/kg und Hauptnährstoffe in g/kg; Spurenelemente wurden für die Bildung der Quotienten in g/kg umgerechnet.

Tab. 68: DRIS-Normen bezüglich der Nährstoffverhältnisse im Ackerbohnenblatt in der Normpopulation (NP) (> 48,3 dt/ha) und Restpopulation (RP) (< 48,3 dt/ha) und statistische Parameter (Schiefe, Mittelwert, Standardabweichung [SD], F-Wert [Quotient der Varianzen:  $SD^2_{NP}/SD^2_{RP}$ ], und Variationskoeffizient [CV])

Nährstoff-Quotient / Norm	Schiefe NP <sup>a</sup>	n <sub>NP</sub>	n <sub>RP</sub>	Mittel <sub>NP</sub> Norm <sup>b</sup>	Größe Mittel <sub>NP</sub>	SD <sub>RP</sub>	SD <sub>NP</sub>	F-Wert ( $SD^2_{NP}/SD^2_{RP}$ )	F-Verteilung für 0,95	CV <sub>NP</sub> (%)
C/B	0,4	14	196	21035,6		8042,952	4230,583	3,614	2,2505	20,11
C/K	-0,5	16	238	17,4		5,288	2,339	5,111	2,1063	13,46
N/Mn	-0,78	16	238	857,3		439,929	296,811	2,197	2,1063	34,62
N/B	0,55	14	196	2410,2		919,132	456,111	4,061	2,2505	18,92
N/K	-0,64	16	238	2,0		0,610	0,227	7,221	2,1063	11,45
K/B	0,15	14	213	1255,4		483,380	277,503	3,034	2,2488	22,10
Ca/N	-0,15	16	234	0,25		0,105	0,065	2,609	2,1067	26,26
Ca/S	-0,2	16	234	4,6		1,716	1,050	2,671	2,1067	22,83
Ca/K	0,16	16	292	0,49		0,230	0,143	2,587	2,1009	29,02
Mg/P	0	16	297	0,66		0,200	0,126	2,520	2,1006	18,94
Mg/C	0,22	16	238	0,006		0,002	0,001	4,000	2,1063	22,93
Mg/B	0,17	14	213	123,6		46,625	22,078	4,460	2,2488	17,87
P/B	0,47	14	213	191,4		83,246	27,589	9,104	2,2488	14,41
P/Ca	-0,03	16	292	0,35		0,134	0,088	2,319	2,1009	25,29
S/K	0,53	16	238	0,11		0,031	0,018	2,966	2,1063	17,15
S/N	-0,6	16	238	0,05		0,011	0,006	3,361	2,1063	11,90
Fe/Ca	0,56	14	213	14,5	10 <sup>-3</sup>	16,392	3,804	18,569	2,2488	26,26
Fe/Zn	0,36	14	213	3,6		7,578	1,084	48,871	2,2488	29,74
Zn/K	1,09+	14	213	1,9	10 <sup>-3</sup>	1,447	0,788	3,372	2,2488	40,75
Zn/Ca	0,15	14	213	4,1	10 <sup>-3</sup>	3,185	0,776	16,846	2,2488	18,96
Zn/Mg	0,2	14	213	18,7	10 <sup>-3</sup>	11,297	4,453	6,436	2,2488	23,84
Zn/P	1,01+	14	213	12,2	10 <sup>-3</sup>	11,192	4,131	7,340	2,2488	33,74
Zn/N	0,6	14	196	1,0	10 <sup>-3</sup>	0,840	0,389	4,663	2,2505	38,95
Zn/C	0,34	14	196	0,11	10 <sup>-3</sup>	0,094	0,040	5,523	2,2505	35,26
Zn/S	0,52	14	196	18,7	10 <sup>-3</sup>	16,300	6,462	6,363	2,2505	34,47
Zn/Cu	0,7	14	213	4,3		3,059	1,180	6,720	2,2488	27,58
Zn/B	0,52	14	212	2,3		1,960	0,729	7,229	2,2489	31,45
Cu/Ca	0,02	14	213	1,0	10 <sup>-3</sup>	0,486	0,263	3,415	2,2488	26,14
Cu/B	0,17	14	212	0,55		0,240	0,148	2,630	2,2489	26,73
B/S	-0,53	14	196	8,1	10 <sup>-3</sup>	2,111	1,404	2,261	2,2505	17,24

Tab. 68 Fortsetzung

Nährstoff-Quotient / Norm	Schiefe NP <sup>a</sup>	n <sub>NP</sub>	n <sub>RP</sub>	Mittel <sub>NP</sub> Norm <sup>b</sup>	Größe Mittel <sub>NP</sub>	SD <sub>RP</sub>	SD <sub>NP</sub>	F-Wert (SD <sub>NP</sub> <sup>2</sup> /SD <sub>RP</sub> <sup>2</sup> )	F-Verteilung für 0,95	CV <sub>NP</sub> (%)
Mo/K	0,49	14	213	0,03	10 <sup>-3</sup>	0,095	0,021	20,465	2,2488	80,55
Mo/Ca	0,07	14	213	0,06	10 <sup>-3</sup>	0,257	0,048	28,667	2,2488	78,42
Mo/Mg	0,6	14	213	0,28	10 <sup>-3</sup>	0,742	0,238	9,720	2,2488	85,89
Mo/P	0,08	14	213	0,16	10 <sup>-3</sup>	0,640	0,122	27,519	2,2488	74,46
Mo/N	0,57	14	196	0,01	10 <sup>-3</sup>	0,052	0,012	18,778	2,2505	83,36
Mo/C	0,24	14	196	0,002	10 <sup>-3</sup>	0,006	0,001	36,000	2,2505	79,26
Mo/S	0,54	14	196	0,27	10 <sup>-3</sup>	1,056	0,228	21,452	2,2505	84,39
Mo/Mn	0,92	14	213	0,01		0,033	0,012	7,563	2,2488	93,95
Mo/Cu	0,08	14	213	0,06		0,164	0,048	11,674	2,2488	77,60
Mo/Fe	0,04	14	213	0,004		0,014	0,003	21,778	2,2488	77,04
Mo/Zn	0,28	14	213	0,02		0,046	0,012	14,694	2,2488	80,42
Mo/B	0,31	14	212	0,03		0,128	0,025	26,214	2,2489	78,76

<sup>a</sup>Nährstoffquotienten mit rechtsschiefen Verteilungen (positive Werte mit \* oder \*\*) oder linksschiefen Verteilungen (negative Werte mit \* oder \*\*) sind nicht dargestellt, da sie nicht für DRIS-Norm verwendbar sind; ein Quotient mit einer Schiefe ohne \* ist normal verteilt; wobei Nährstoffgehalte in der Restpopulation fast nie normal verteilt waren (nicht dargestellt); eine mit + gekennzeichnete Schiefe eines Quotienten ist nahezu normal verteilt bei P = 10 %.

<sup>b</sup>Spurenelemente in mg/kg und Hauptnährstoffe in g/kg; Spurenelemente wurden für die Bildung der Quotienten in g/kg umgerechnet.

Anhand der DRIS-Indizes für die Proben aus der Erhebung und der Mittelwerte der Versuchsflächen lässt sich erkennen, wie gut die DRIS-Indizes den wirklichen Versorgungszustand wiedergeben. Die Abb. 33 bis 45 zeigen den jeweiligen Nährstoff-Index in Bezug auf den tatsächlichen Nährstoffgehalt im Blatt. Dabei wird davon ausgegangen, dass die DRIS-Indizes oberhalb 25 einen Überschuss darstellen und unterhalb -25 einen Mangel (DRECHSEL 1994). In den Abb. 33 bis 45 ist die Grenze zum Mangel bzw. Überschuss durch horizontale, gestrichelte Linien gekennzeichnet. Der DRIS-Index stimmt nicht immer mit dem CNL überein. Das heißt, dass die Punkte unterhalb eines Indexes von -25 liegen, aber nicht links der Linie, die den CNL darstellt. Auch Werte/Nährstoffgehalte, die im normalen Referenzbereich liegen, können DRIS-Indizes über 25 haben – also fälschlicherweise als Überschuss diagnostiziert werden. Proben mit gleich hohen Nährstoffgehalten

haben oft unterschiedliche DRIS-Indizes. Z. B. reichen die K-Indizes für einen K-Gehalt von 30 g/kg TM von 0 bis 20.

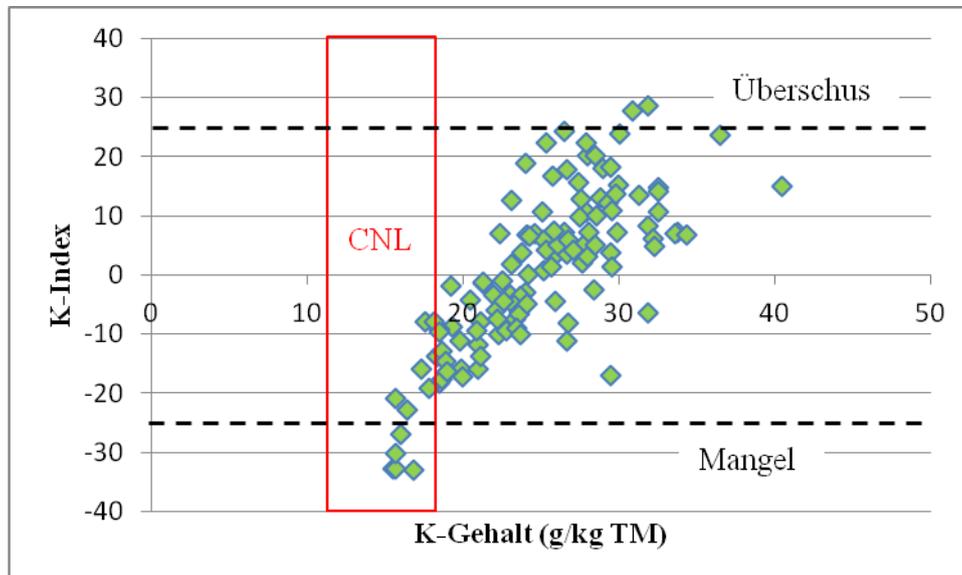


Abb. 33: K-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit vom K-Gehalt

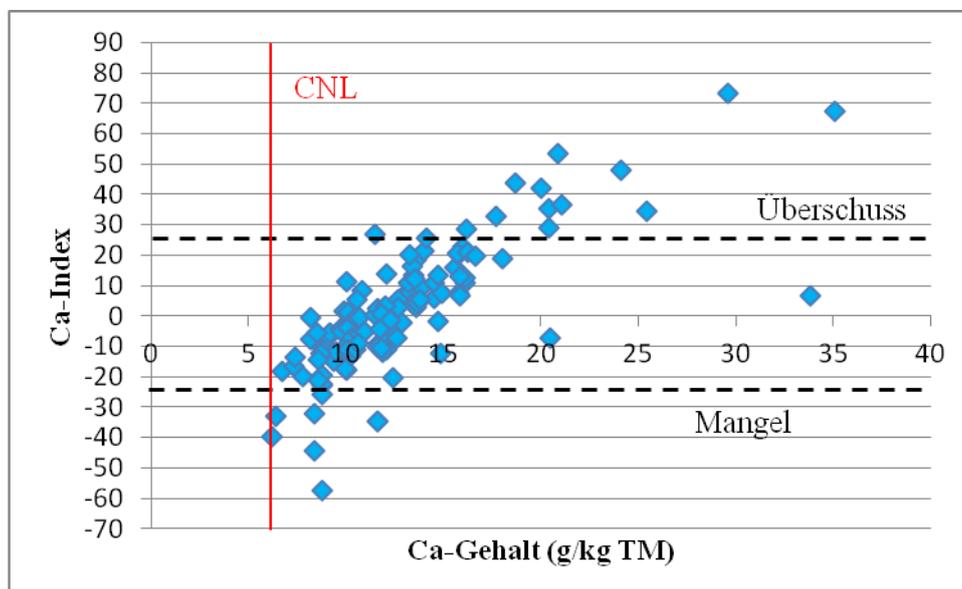


Abb. 34: Ca-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum Ca-Gehalt

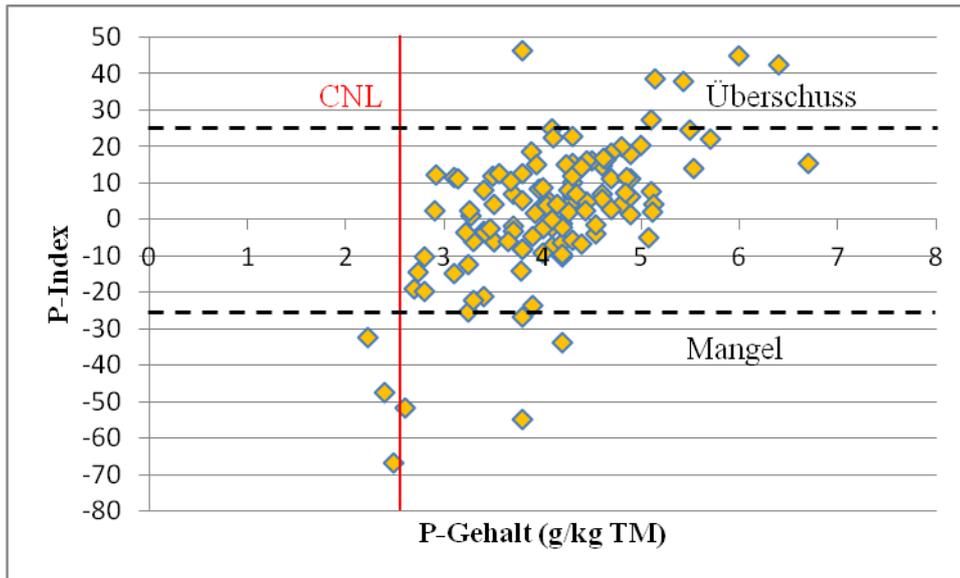


Abb. 35: P-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum P-Gehalt

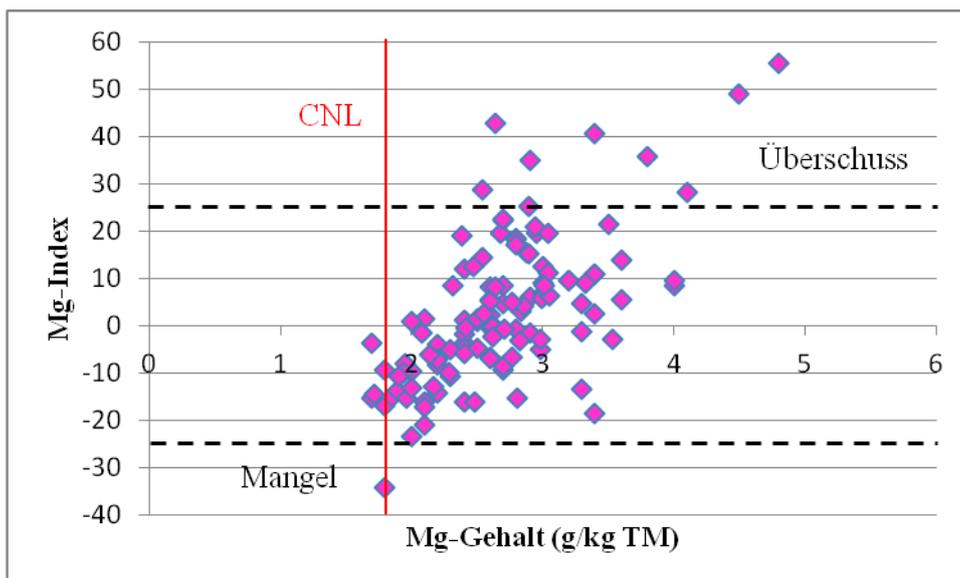


Abb. 36: Mg-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum Mg-Gehalt

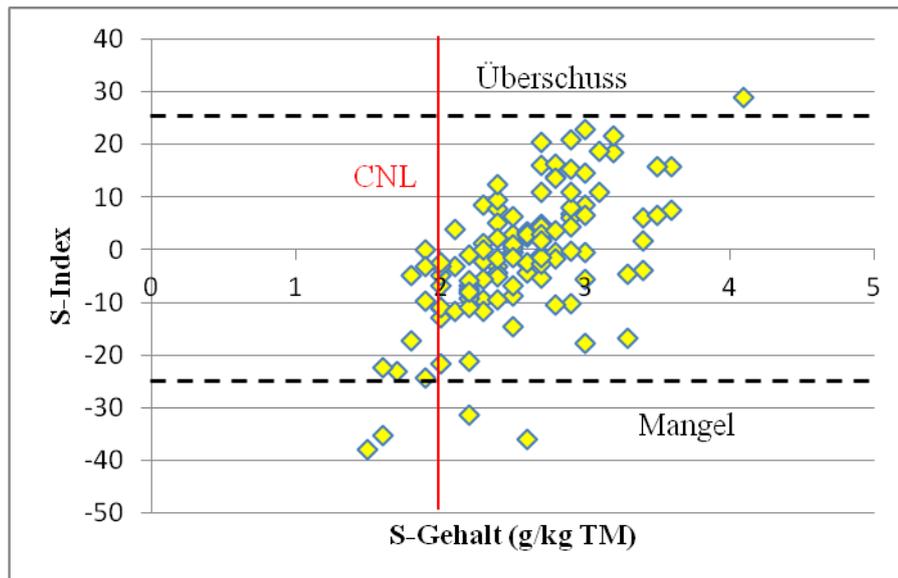


Abb. 37: S-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum S-Gehalt

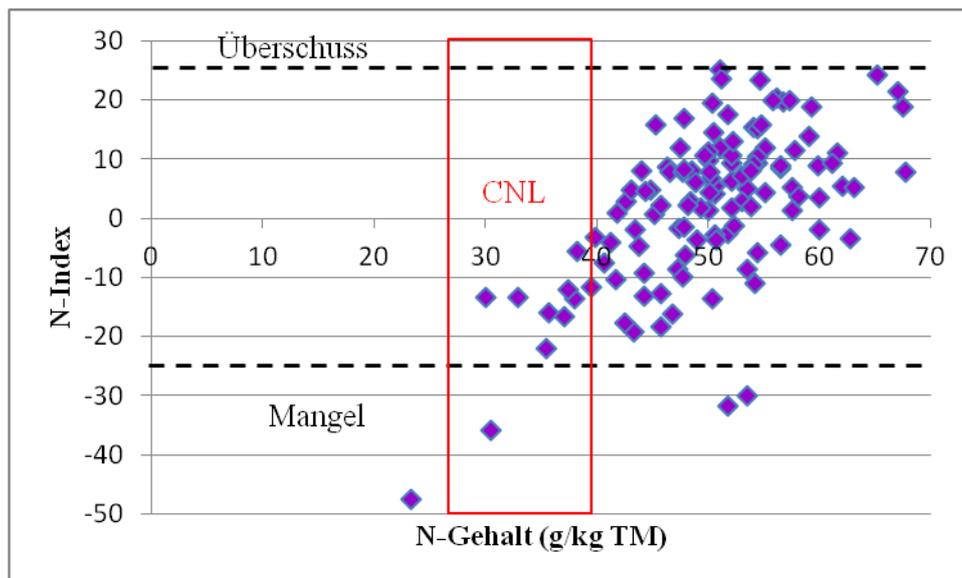


Abb. 38: N-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum N-Gehalt

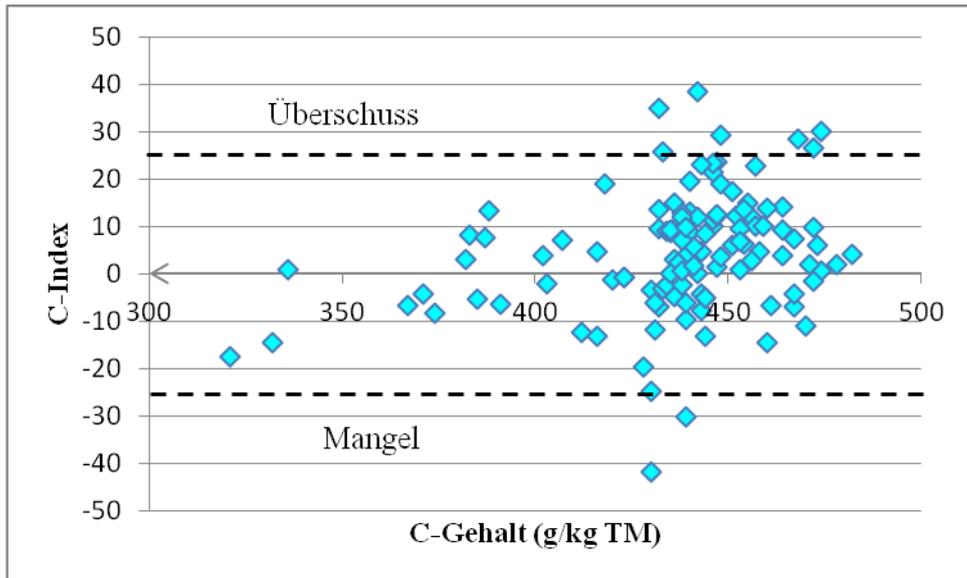


Abb. 39: C-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum C-Gehalt

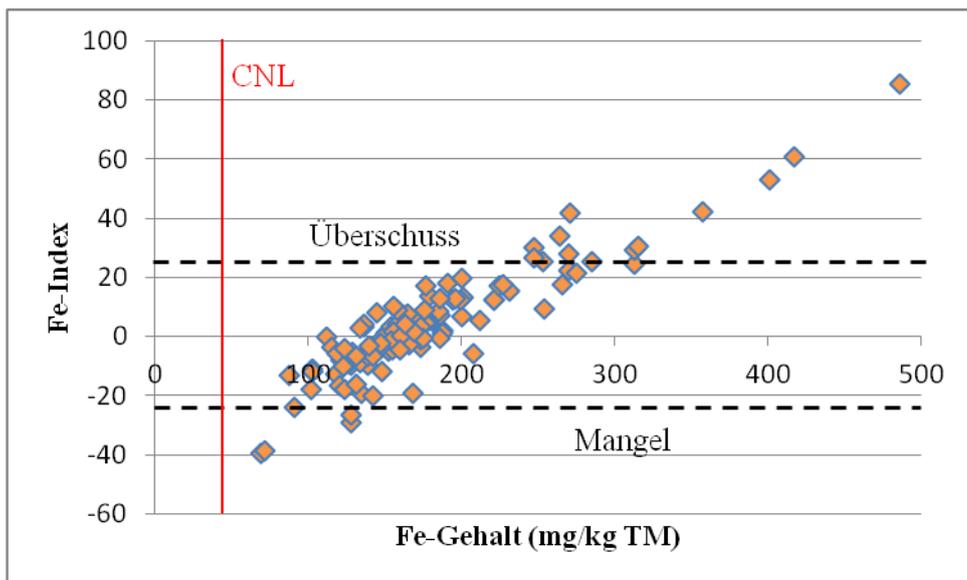


Abb. 40: Fe-Indizes ( $\bar{x} + 1 \text{ SD} = 42,4 \text{ dt/ha}$ , 19 Werte gestrichen) der verschiedenen Standorte ( $n = 117$ ) in Abhängigkeit zum Fe-Gehalt

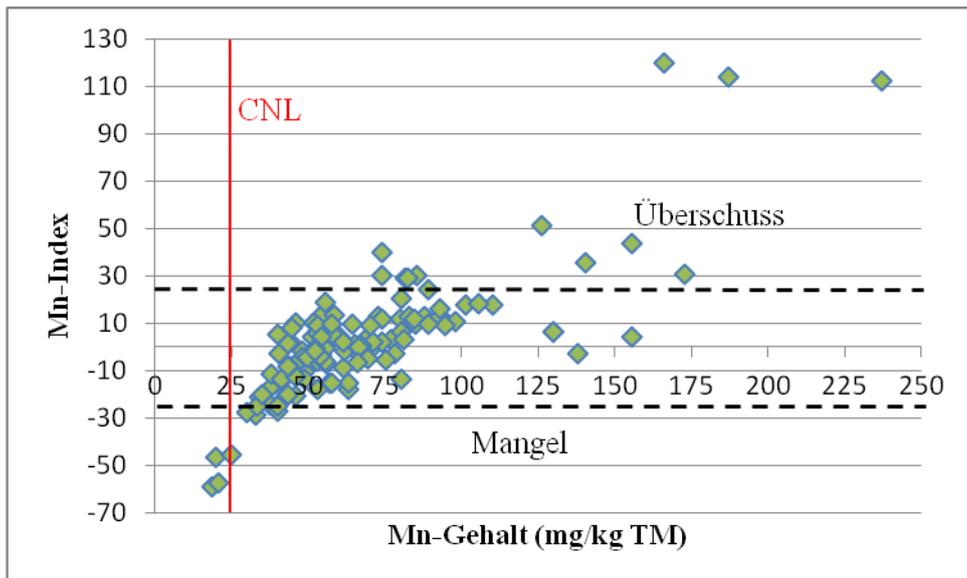


Abb. 41: Mn-Indizes ( $\bar{x} + 1 \text{ SD} = 42,4 \text{ dt/ha}$ , 19 Werte gestrichen) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum Mn-Gehalt

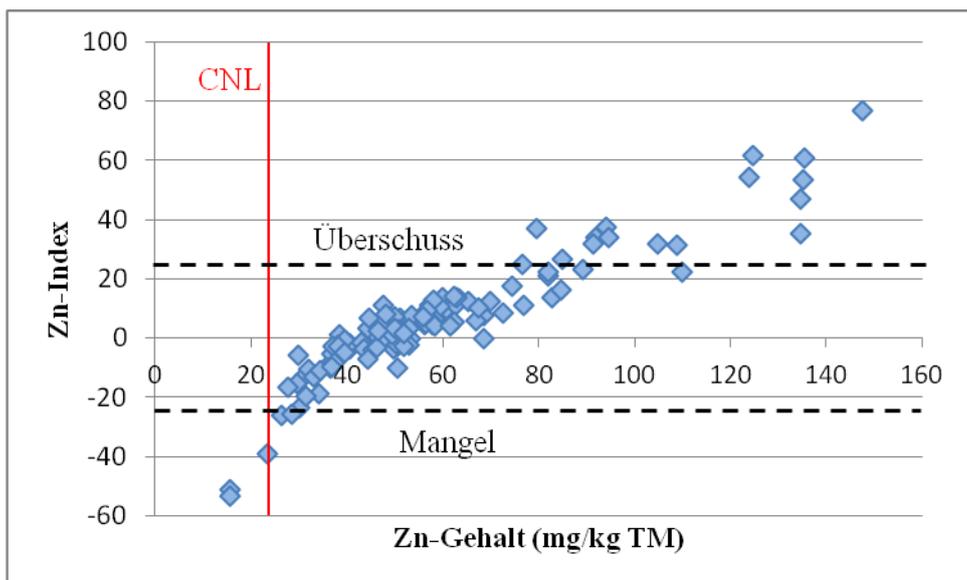


Abb. 42: Zn-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 118$ ) in Abhängigkeit zum Zn-Gehalt

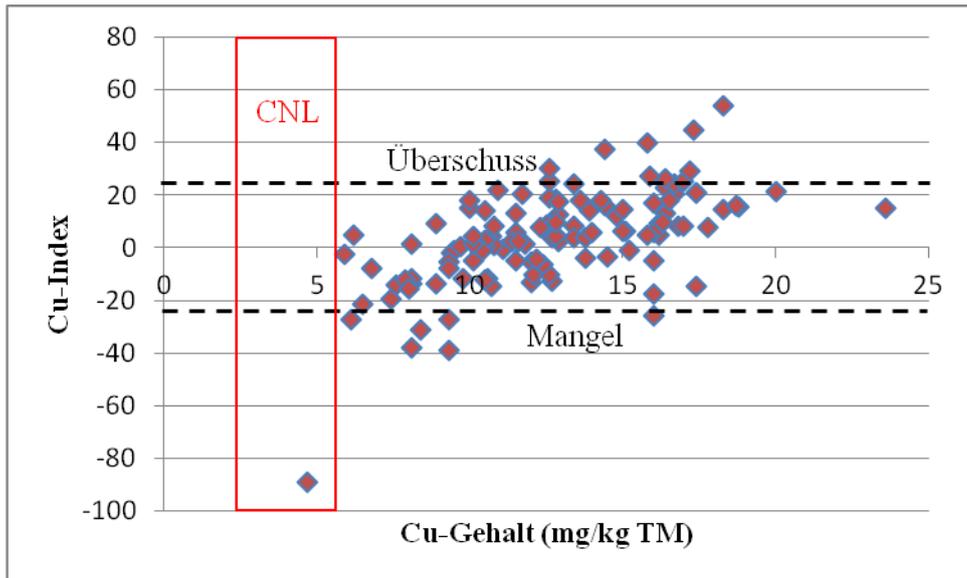


Abb. 43: Cu-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum Cu-Gehalt

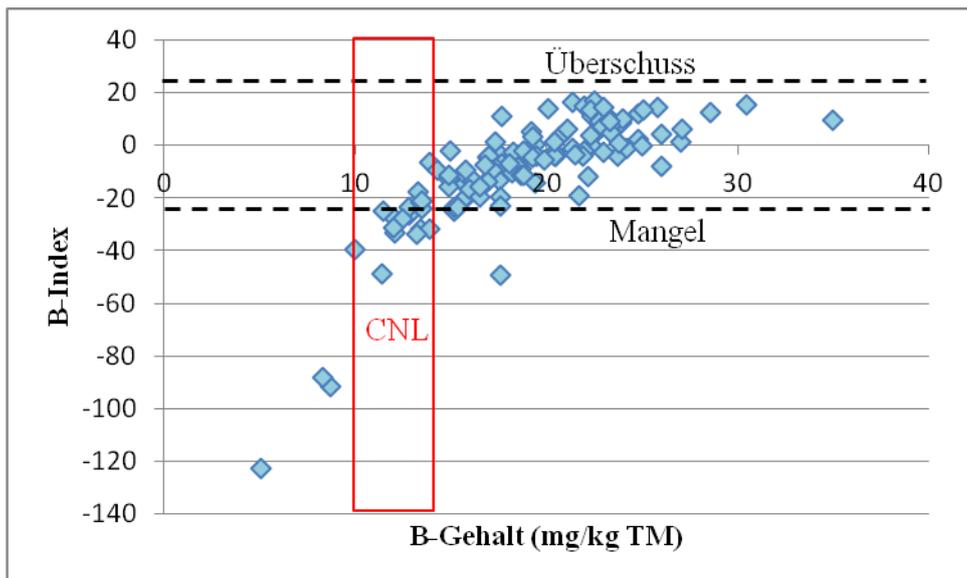


Abb. 44: B-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum B-Gehalt

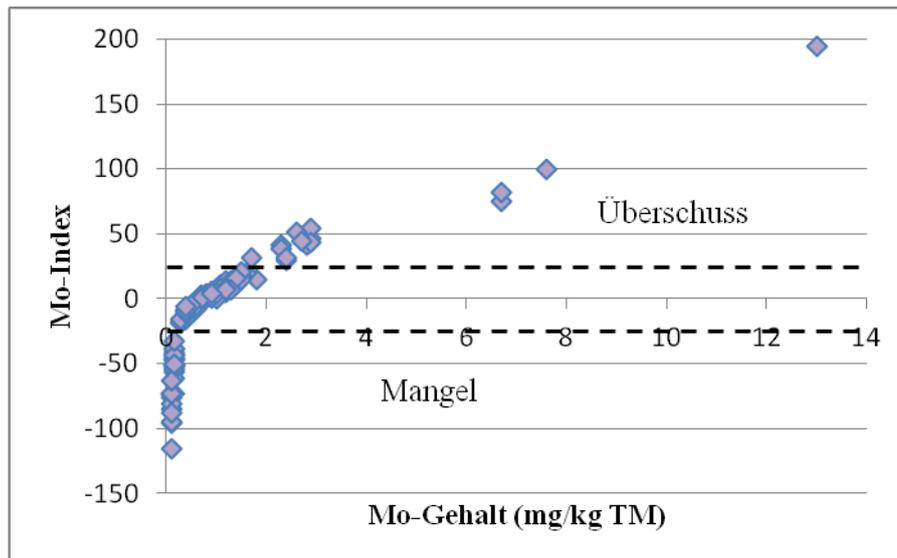


Abb. 45: Mo-Indizes ( $\bar{x} + 1,5 \text{ SD} = 48,3 \text{ dt/ha}$ ) der verschiedenen Standorte ( $n = 119$ ) in Abhängigkeit zum Mo-Gehalt

In Tab. 69 wird auf den NBI (Nutrient balance index bzw. Indexsumme) und die DRIS-Indizes der drei Versuchsstandorte eingegangen. Auf dem Wiesengut wurde mittels DRIS-Indizes kein Mangel diagnostiziert und der NBI war mäßig erhöht. Nach DRIS war die Versorgung mit Ca und B am schlechtesten (Tab. 69). Im Versuch wurde jedoch S-Mangel festgestellt. In Klein-Altendorf gibt der NBI eine recht ausgeglichene Nährstoffversorgung an. Auch die DRIS-Indizes liegen alle nahe Null (Tab. 69). In Willich-Anrath ist der NBI deutlich erhöht, aber die DRIS-Indizes weisen nur auf einen S- und P-Mangel hin. Gleichzeitig liegt ein Überschuss an Mo, Zn und Fe vor (Tab. 69).

Tab. 69: DRIS-Indizes und NBI (Nutrient balance index) der Kontrollvarianten dreier Standorte des Feldversuchs

Ort	K	Ca	P	Mg	S	N	C	Fe	Mn	Zn	Cu	B	Mo	NBI
WG	14,8	-22,2	11,1	10,8	-2,7	5,2	-5,0	-0,8	12,7	-1,4	20,9	-19,6	5,2	132,4
K-A	8,3	-5,3	-6,3	4,7	-0,5	-2,6	-9,5	2,0	6,5	7,8	5,8	4,0	-5,2	68,6
W-A	3,7	-21,1	-26,9	9,5	-31,3	-8,5	-24,8	29,4	6,6	47,2	-5,0	-0,1	81,8	295,8

Nach den DRIS-Indizes war die Nährstoffversorgung in Auweiler 1 mehr oder weniger ausgeglichen. Eventuell lag ein leichter Ca-Mangel vor (Tab. 70). In Auweiler 2 war die Nährstoffversorgung nicht ganz so ausbalanciert. Obwohl kein Index einen Mangel anzeigte, lag der NBI bei 133,2, weil mehrere DRIS-Indizes negativ waren und eine

Überversorgung mit Zn vorlag (Tab. 70). Die drei Flächen des Wiesenguts (WG 1 bis 3) waren nach den Indizes alle ausreichend versorgt (Tab. 70). Die Indizes zeigten keinen Mangel auf. Am Standort WG 3 wurde sogar ein Überschuss an Fe und Zn festgestellt, weshalb der NBI erhöht war. Auch in Dresden zeigten die Indizes mit Ausnahme eines Mn-Überschusses eine ausbalancierte Nährstoffversorgung an. Für den Standort Dresden 2010 konnte keine Auswertung über DRIS erfolgen, da das BBCH-Stadium nicht übereinstimmend war. In Göttingen lag der NBI 2009 deutlich niedriger als 2010. Ein Jahresvergleich ist jedoch nicht möglich, weil es sich um verschiedene Schläge handelt. Entsprechend der Imbalance, den der NBI aus dem Jahr 2010 angab, wiesen die Indizes auf einen K-Mangel und einen eventuellen Mn- sowie Zn-Mangel hin. Aufgrund des hohen Mo-Indexes, der jedoch keine Überversorgung widerspiegelte, war der NBI nochmal höher. Hieraus wird deutlich, dass Nährelemente mit einer weiten Referenzspanne den NBI verzerren können.

Tab. 70: Nährstoffindizes und NBI (Nutrient balance index) der Versuchsstandorte der Projektpartner 2009 und 2010

Versuchsjahr 2009														
Ort	K	Ca	P	Mg	S	N	C	Fe	Mn	Zn	Cu	B	Mo	NBI
Auweiler 1	2,1	-23,0	-2,2	-7,0	-0,6	-1,3	-6	5,4	1,1	12,3	9,5	0,8	7,3	78,4
Auweiler 2	-8,3	-12,0	-10,3	-4,4	-6,3	-14,7	-12,3	4,7	6,9	40,0	-5,4	-3,3	4,6	133,2
WG 1	-0,1	-10,7	-6,5	-1,5	n. a.	n. a.	n. a.	21	12,5	18,7	1,3	-7,8	-7,4	87,6
WG 2	2,8	-10,3	n. a.	-1,0	n. a.	n. a.	n. a.	-2,8	15,5	25,0	1,2	-16,4	-7,3	82,4
WG 3	6,8	-22,1	n. a.	-12,2	-16,6	-20,1	-12,7	79,0	29,6	48,0	-9,3	-5,8	-13,5	275,6
Dresden	-11,7	12,7	-8,2	9,5	6,1	-12,7	-0,7	-26,3	44,0	22,3	-4,3	-15,7	-5,1	179,1
Göttingen	-6,5	5,9	1,3	-1,4	-4,4	-3,7	-2,4	-9,6	0,3	-0,1	4,7	2,4	3,5	46,1
Versuchsjahr 2010														
Göttingen	-32,8	-7,4	4,8	-5,7	0,8	12,0	10,2	7,3	-24,8	-23,3	17,1	-13,9	46,0	206,1

## 5. Diskussion

### 5.1 Gefäßversuch

Die Ackerbohnen in dem P-armen Boden konnten sowohl in der Kontrolle als auch in der Roh-Phosphat-Variante nicht genug P aufnehmen, um gut zu wachsen und einen normalen Ertrag zu produzieren. Vergleichbar wie bei den Ackerbohnen aus dem vorliegenden Versuch befand sich in den Blättern gut mit P versorgter Sojapflanzen 3,8 g P/kg TM. Besonders hoch waren die P-Konzentrationen in den Wurzeln (bis 7,6 g P/kg TM) und Knöllchen (6,2 g P/kg TM) (ISRAEL 1987). Der positive Effekt der P-Gabe zeigte sich außerdem durch eine Erhöhung der Knöllchenfrischmasse (von 0,2 g/Pflanze auf 6,1 g/Pflanze), der Knöllchenanzahl je Pflanze (von 58 auf 629), der Wurzeltrockenmasse, des Verhältnisses von Knöllchentrockenmasse zu Ganzpflanzrockenmasse und der Nitrogenase-Aktivität von 1,2 auf 89,9  $\mu\text{mol C}_2\text{H}_4/\text{h}$  und Pflanze (ISRAEL 1987). Selbst bei P-Mangel behalten die Wurzelknöllchen von Leguminosen hohe Konzentrationen an P und S (O'HARA *et al.* 1988a). Dabei scheinen die Bakterioiden Zugang zu diesen Nährstoffen zu haben, weil sie die Peribacterioid-Membran passieren können (DILWORTH 1985). Die vorliegenden Versuchsergebnisse deuten darauf hin, dass P bei einer Düngung mit Roh-Phosphat, auch wenn es unter den Samen appliziert wird, bei den pH-Verhältnissen ackerbaulicher Böden nur sehr geringfügig aufnehmbar ist. Die Ansäuerung der Rhizosphäre aufgrund der Stoffaustauschvorgänge der Ackerbohnenwurzeln reicht nicht aus, das Roh-Phosphat in Lösung zu bringen und für die Ackerbohnen verfügbar zu machen. Nach WERNER & TRIMBORN (2008) ist Roh-Phosphat erst bei einem Boden-pH von 4,5 ausreichend pflanzenverfügbar. Da die Düngung von Fleischknochenmehl (FKM) zu höheren P-Gehalten in den Ackerbohnen-Blättern führte als Roh-Phosphat, war die P-Aufnahme höher als bei Roh-Phosphat, aber nicht so gut wie bei aufgeschlossenem Super-Phosphat. So stellt FKM im ökologischen Landbau eine bessere Alternative zu Roh-Phosphat dar. Erhöhte man die Aufwandmenge, so kann möglicherweise eine optimale P-Versorgung und ein voller Ertrag durch Düngung mit FKM erzielt werden. Andere SeRo-Dünger wie Kompost und Gärrückstand variieren in ihrer Zusammensetzung und daher auch in ihrer Düngewirkung. Es gibt Komposte mit unterschiedlich hohen Mo-Konzentrationen. Im Gefäßversuch erzielte die Kompost-Düngung deutlich höhere Mo-Gehalte im Blatt als die ungedüngte Kontrolle. Beim Feld-Versuch in Klein-Altendorf dagegen zeigte die Kompost-Düngung im Gegensatz zu

der Na-Molybdat-Düngung keinen Effekt auf den Mo-Gehalt im Blatt. Alle SeRo-Dünger auf pflanzlicher Basis eignen sich zudem als K-Dünger.

Der niedrige Kornertrag (umgerechnet etwa 14 dt/ha), auch bei den gut versorgten Ackerbohnen, wurde möglicherweise durch eine Spritzung gegen Mehltau verursacht, von der sich die Ackerbohnenpflanzen nicht mehr vollständig erholten. Dies ist vermutlich auch die Ursache für den niedrigen Ertrag der FKM-Variante. Da der P-Gehalt im Blatt bei Düngung mit veraschtem FKM und unbehandeltem FKM kaum voneinander abwich, kann der signifikante Ertragsunterschied nicht daher rühren. Es wird davon ausgegangen, dass eine Veraschung des FKM nicht nötig ist, um die P-Verfügbarkeit zu erhöhen. Gerade bei mehrjährigem Einsatz von FKM ist anzunehmen, dass durch den mikrobiellen Abbau im Boden eine bessere Pflanzenverfügbarkeit des bereits im Vorjahr gedüngten Phosphors erreicht wird und ergänzend zur aktuellen Düngegabe wirkt.

## 5.2 Zwischenfrucht-Feldversuch

Die Na-Molybdat-Düngung von 3 kg Mo/ha erhöhte den Mo-Gehalt von rund 1 mg/kg TM in der Kontrolle auf 102 mg/kg TM. Aus verschiedenen Versuchen geht hervor, dass selbst solch hohe Mo-Gehalte noch einen positiven Einfluss auf den Kornertrag bestimmter Leguminosen haben können (MARSCHNER 1995). Im Zwischenfrucht-Feldversuch konnte jedoch kein positiver Einfluss eines höheren Mo-Gehaltes festgestellt werden. Der Biomasse- sowie der Kornertrag blieben durch eine Mo-Zufuhr und Mo-Aufnahme unbeeinflusst. Eine pflanzentoxische Wirkung wird ab 1000 mg Mo/kg TM erreicht (MARSCHNER 1995). Im Vergleich zu Molybdän ist die Verträglichkeitsspanne für Pflanzen bei anderen Mikronährstoffen deutlich geringer. Für die Tierernährung stellen hohe Mo-Gehalte in Pflanzen allerdings ein Gefahrenpotential dar. Bei Rindern kann schon eine Aufnahme von Futter mit 5 mg Mo/kg TM pro Tag die Cu-Aufnahme stören und somit toxisch auf den Stoffwechsel wirken (NRC 2005). Somit muss bei 50 – 100 mg Mo/kg TM sicher mit einer Mo-Vergiftung gerechnet werden. Ausschlaggebend ist das Verhältnis von Cu zu Mo im Futter (JEROCH *et al.* 2008) – es darf nicht enger sein als 5 – 10 : 1. Auch in Pflanzen wurde eine Wechselwirkung zwischen Cu und Mo gefunden (MILLS & JONES, JR 1996 in PLANK & KISSEL o.J.). Zur sicheren Futterproduktion sollte daher – entsprechend der allgemeinen Empfehlungen von 0,5 - 1,5 kg Mo/ha - generell deutlich weniger als 3 kg Mo/ha gedüngt werden. Im Gegensatz zu Mo reagieren auf Cu meist die Pflanzen

empfindlicher als die Tiere. Der hohe durchschnittliche Cu-Gehalt von 24 mg Cu/kg TM am Standort Wiesengut lässt sich durch den angereicherten Auenboden, der regelmäßig von der Sieg überschwemmt wird, erklären. Vermutlich wurden auch weitere, nicht gemessene Schwermetalle in höheren Konzentrationen aufgenommen. Mit Ausnahme des Cu-belasteten Teilstücks, wo Cu-Gehalte im Blatt von 40 – 95 mg Cu/kg TM gemessen wurden, liegen die Verhältnisse der gemessenen Nährstoffe im Referenzbereich. Die phytotoxische Grenze von Kupfer wird allgemein mit 20 - 30 mg Cu/kg TM angegeben (MARSCHNER 1995, PLANK & KISSEL o.J.). Es wird vermutet, dass die Ackerbohne etwas toleranter auf eine hohe Cu-Versorgung reagiert als andere Kulturen wie Reis oder Gras. In einem Gefäßversuch mit *Vigna mungo* (Linsenbohne) z. B. zeigten sich Auswirkungen von Cu-Toxizität erst ab etwa 67 mg Cu/kg Blatt-TM (KALYANARAMAN & SIVAGURUNATHAN 1993). Daher kann nicht ausgeschlossen werden, dass die Ackerbohnen teils unter Cu-Toxizität gelitten haben. Die Symptome beginnen oft an den Wurzeln - eingeschränktes Wachstum sowie veränderte Form - und schreiten später an den Blättern fort: Chlorose der Interkostalfelder, nekrotische Blattspitzen, Welke und manchmal rot-lila-Verfärbung. Hohe  $\text{Cu}^{2+}$ -Konzentrationen von größer gleich 2,5 mM bei Hydroponic-Kulturen wirken außerdem genotoxisch auf die Wurzeln von Ackerbohnen (SOUGUIR *et al.* 2008). In manchen Fällen bzw. bei ungünstigem Fe:Zn:Cu-Verhältnis kann Cu-Toxizität im Boden auch zu Fe- oder Zn-Mangel führen, was im vorliegenden Fall nicht zutrifft. Der mittlere Fe-Gehalt lag nämlich bei 300 mg Fe/kg TM und entsprach so den Höchstwerten aus BERGMANN (1983). Zur Beurteilung des Fe-Gehaltes sollte auch der Mn-Gehalt herangezogen werden, der hier aber nicht gemessen wurde. Die Proben, die die erhöhten Cu-Gehalte aufwiesen, wurden mittels ICP-OES analysiert. Innerhalb desselben Durchlaufs wurden Fe, Zn und Mo bestimmt. Die Gehalte an Fe, Zn und Mo lagen im gleichen Bereich wie die der Proben der anderen Parzellen. Daher wird ein Messfehler ausgeschlossen. Auch die Zn-Gehalte lagen sehr hoch. Keine andere Blattprobe aus der vorliegenden Erhebung hatte ansonsten einen Zn-Gehalt über 150 mg/kg TM. Nach PLANK & KISSEL o.J. wirkt Zink ab Gehalten von 110 – 300 mg Zn/kg TM je nach Pflanzenart und Ca:Zn-Verhältnis phytotoxisch. Da am Versuchsstandort das Ca:Zn-Verhältnis im Blatt bei 77:1 lag und somit oberhalb der Grenze von 45 – 50:1, wird angenommen, dass keine Zn-Toxizität aufgetreten ist. Zn und P sind Antagonisten bei der Wurzel Aufnahme und auch im Stoffwechsel (MARSCHNER 1995). So kann die P-Aufnahme durch hohe Zn-Gehalte im Boden gesenkt werden und *vice versa* (PISSAREK 2004). Aufgrund anderer Messungen am Wiesengut kann mit einer guten P-Versorgung des Bodens gerechnet werden.

Weshalb das Ackerbohnenwachstum stark vermindert war, kann nicht genau gesagt werden. Wahrscheinlich lag es mehr an dem konkurrenzstarken Unkraut als an der punktuellen Cu-Übersorgung. Eine Kalkung führt bekanntlich zur Senkung der Verfügbarkeit von Spurenelementen und Schwermetallen außer Mo. Die Dolomit-Gabe in Variante 3 war allerdings mit 4 kg  $\text{CaCO}_3$ /ha deutlich zu gering, um den Ca-Gehalt der Ackerbohnen oder das Wachstum zu beeinflussen. Auch die anderen Düngevarianten ließen keinen Effekt in Bezug auf das Ackerbohnenwachstum erkennen. Aufgrund des schlechten Wachstums wurden neben den Blattproben keine weiteren Proben genommen und auch kein Ertrag bestimmt.

## **5.3 Feldversuch**

### **5.3.1 Pflanzenverfügbare Nährstoffe im Boden**

Zur ersten  $N_{\min}$ -Probenahme, aber besonders zur Probenahme nach der Ernte war der Boden sehr trocken. Der  $N_{\min}$ -Gehalt hängt nicht nur vom totalen N-Gehalt des Bodens ab, sondern auch von der Bodenfeuchte. Deshalb spiegelt der  $N_{\min}$ -Gehalt nicht den potentiellen verfügbaren N-Pool im Boden wieder, sondern dient lediglich als aktuelle Größe, die eine angemessene Düngung der Kultur ermöglicht. Auch ohne den Einfluss der Kultur ändert sich der  $N_{\min}$ -Gehalt im Laufe der Vegetationsperiode. Die ermittelten  $N_{\min}$ -Werte dürfen daher nicht als absolute Werte betrachtet werden, sondern gelten nur für Trockenperioden mit herabgesetzter Mineralisierung. So können die niedrigen  $N_{\min}$ -Werte nach der Ernte in 0 - 90 cm Tiefe mit durchschnittlich 27 kg N/ha durch die N-Festlegung aufgrund der Trockenheit erklärt werden. Der wirkliche N-Gehalt wurde also vermutlich unterschätzt. Auch wenn die  $N_{\min}$ -Werte vor der Kultur und nach der Ernte in den Ergebnistabellen miteinander verglichen werden, so ist das nicht korrekt, weil die Bodenfeuchtigkeit, die zwar je Probe ermittelt wurde, unterschiedlich war. Auch die Ergebnisse von  $N_{\min}$ -Messungen der Landwirtschaftskammer Nordrhein-Westfalen lagen im Juni und Juli meist bei nur etwa 30 kg/ha in 0 - 90 cm Tiefe viel niedriger als in vorherigen Jahren (REMMERSMANN 2010). Derzeit erreichten die Bodentemperaturen in einer Tiefe von 20 cm bis 24 °C und die Bodenfeuchte lag unter 20 % der nutzbaren Feldkapazität. Von einer Auswaschung in tiefere Bodenschichten ist nicht auszugehen. Wahrscheinlich gelangte der fixierte N nicht tiefer als bis 30 cm. Die Knöllchen an den Wurzeln wurden nur bis zu einer Tiefe von

20 cm gefunden. In den Jahren 2001/2002 lag nach WICHMANN (2004) der  $N_{\min}$ -Gehalt der Versuchsflächen nach der Kornernte von Ackerbohnen bei 65 kg/ha.

Bei Trockenheit kommt einerseits die Mineralisation des Stickstoffes im Boden zum Erliegen und andererseits wirkt die Trockenheit direkt auf die Regulationsmechanismen des symbiotischen Systems. So kann Trockenheit ein Einsaugen von Wasser in die interzellularen Räume hervorrufen. Knöllchen mit hoher Aktivität brauchen aber mit Luft gefüllte interzelluläre Räume. Durch die Wasserfüllung fehlt es dem Leghämoglobin im Cytosol der Pflanze an Sauerstoff und folglich wird die  $O_2$ -Versorgung zu den Bakterioiden limitiert (MARSCHNER 1995). Desweiteren ist die Wasserversorgung der Knöllchen mit dem Import über das Phloem gekoppelt. Der Turgordruck in den Knöllchen wird bei jeglicher Einschränkung dieses Imports herabgesetzt und mit ihm auch indirekt die Permeabilität der Knöllchen für  $O_2$  (HUNT & LAYZELL 1993). Wassermangel senkt womöglich auch den Transport von Photosyntheseprodukten zu den Knöllchen (SPRENT 1972). Die  $N_2$ -Fixierungsleistung kann außerdem durch die Einschränkung des Transportes von reduziertem N von den Knöllchen ins Xylem gesenkt werden (MARSCHNER 1995). Da es zu Beginn der Vegetationsperiode auch wenig geregnet hatte, konnten nicht so viele Rhizobien (147 Knöllchen pro Pflanze am Standort Wiesengut am 07.07.2010) zu den Wurzeln wandern. Unter günstigen Umständen ist mit über 500 Knöllchen pro Ackerbohne zu rechnen (SPRENT 1972). Die Etablierung der Knöllchen geschah außerdem erst zu Beginn der Blüte. In der Arbeit von WICHMANN (2004) dagegen setzte die  $N_2$ -Fixierungsleistung etwa 30 Tage nach Feldaufgang ein – also rund einen Monat früher und hatte während der Blüte die höchsten  $N_2$ -Fixierungsraten. Das Ende der Symbiose setzte im vorliegenden Versuch früh ein, da die Ackerbohnen in die Notreife übergingen. Somit dauerte die Lebensspanne der Knöllchen nur etwa vom 01.06.2010 bis zum 15.07.2010. In den Versuchen von COUSIN (1997) (Acetylen Reduktionstest an Erbsen) und WICHMANN (2004) (Feldversuch mit Ackerbohnen) dauerten die positiven  $N_2$ -Fixierungsraten länger an; sie wurden über einen Zeitraum von 52 – 85 Tagen gemessen. Daraus ergibt sich eine niedrige  $N_2$ -Fixierungsleistung für das trockene Jahr 2010. Auch eine verspätete Saat hat eine Reduzierung der Fixierungsdauer zur Folge. Jedoch steigt die  $N_2$ -Fixierungsaktivität - zusammen mit dem aufholenden Pflanzenwachstum - schneller an als bei früh gesäten Ackerbohnen mit langsamer Jugendentwicklung (COUSIN 1997). Trotz des begrenzten Wasserangebots führte die  $K_2SO_4$ -Düngung am Wiesengut zu einer signifikanten (bei  $P = 5\%$ ) Erhöhung sowie am Standort Willich-Anrath zu einer tendenziellen Erhöhung des  $N_{\min}$ -Gehaltes in

0 – 90 cm Tiefe. Daraus folgt u. a., dass S der limitierende Nährstoff war. Der CNL-Wert für S aus der Literatur (ANONYM 2008) stimmt mit dieser Beobachtung überein. Wenn in den jüngsten ausgewachsenen Ackerbohnenblättern oder im Spross während des frühen Wachstums (im Versuch BBCH 31 bis 33) weniger oder gleich 2 g S/kg TM sind, dann besteht S-Mangel.

Wie auch bei allen anderen Methoden zur Messung der N<sub>2</sub>-Fixierung treten bei der Differenzmethode Probleme auf, die zur Ungenauigkeit der Schätzung der N<sub>2</sub>-Fixierung führen. Die Wahl der Referenzpflanze ist bei allen Methoden von besonderer Bedeutung. Am günstigsten sind Leguminosen der gleichen Art, aber ohne Knöllchenausbildung (non-nod-Mutanten). Der Sommerweizen (SW) wurde ausgewählt, weil er eine vergleichbare N-Menge aus dem Boden erschließt. Auch in anderen Arbeiten wurde Sommergetreide als Referenz gewählt. So verwendete WICHMANN (2004) Sommergerste und Hafer für seine Feldversuche. Es schien, als wären Sommergerste und Hafer gleichermaßen gut als Referenz geeignet. Die Höhe der geschätzten N<sub>2</sub>-Fixierung wurde durch die unterschiedliche Referenzwahl nur gering und nicht signifikant beeinflusst. Jedoch sind der Wuchshabitus und das Wurzelsystem grundsätzlich von den Ackerbohnen verschieden. Auch der Zeitpunkt der Getreide-Abreife tritt früher ein als bei Ackerbohnen, die im August oder September geerntet werden. Viel stärker wirkt sich der Jahreseinfluss auf die N<sub>2</sub>-Fixierung aus. So lag die N<sub>2</sub>-Fixierung bei WICHMANN (2004) im Jahr 2001 mit 246 – 347 kg/ha rund doppelt so hoch wie im Jahr 2002 mit 107 – 175 kg/ha. In der vorliegenden Arbeit stellte der Unkrautbesatz ein Problem dar, denn er entzog dem Boden N. Der N im Unkraut wurde nicht berücksichtigt. Um die N<sub>min</sub>-Gehalte im Boden nach Anbau von Ackerbohnen und Sommerweizen richtig miteinander vergleichen zu können, hätten die N<sub>min</sub>-Proben erst im Frühjahr 2011 nach Schwarzbrache gezogen werden dürfen. So wären die nicht geerntete Biomasse der Kulturarten und des Unkrauts (v. a. Weißer Gänsefuß) abgebaut gewesen und deren N mineralisiert. Der Unterschied zwischen den beiden Kulturarten wäre dann wahrscheinlich größer gewesen. Möglicherweise hätten die N<sub>min</sub>-Proben auch gezielt in den Reihen oder zwischen den Reihen der Ackerbohnen gezogen werden müssen, um genauere Werte zu liefern. In den Reihen können die N<sub>min</sub>-Gehalte höher liegen als dazwischen, was zum Teil sicherlich zurückzuführen ist auf: den N-Verbrauch des Unkrauts, die Nähe zu den Knöllchen und den Abbau der Ackerbohnenwurzel, der zur physiologischen Reife, also vor der eigentlichen Ernte, einsetzt.

Eine andere Möglichkeit wäre gewesen, die Gleichung für die fixierte N-Menge mit Einbeziehung der Biomasse aufzustellen (STÜLPNAGEL 1982). Die N-Konzentration im Blatt ist nur eine relative Größe, wohingegen die N-Menge im Pflanzenaufwuchs pro Hektar eine absolute Größe ist. Allerdings kommen durch Einbezug weiterer Parameter auch weitere Fehlerquellen mit in die Schätzung. So hätte außerdem der  $N_{\min}$ -Gehalt im Boden (dabei kommt es zum gleichen Ergebnis, ob der  $N_{\min}$ -Wert oder der Nitrat-N-Gehalt in die Gleichung eingeht) mit in die Gleichung einfließen können:

$$N_{2\text{fix}} \text{ (kg/ha)} \approx \\
[\text{N-Gehalt}_{\text{AB}} \text{ (g/kg)} \cdot \text{TM}_{\text{AB}} \text{ (kg/ha)}] - [\text{N-Gehalt}_{\text{SW}} \text{ (g/kg)} \cdot \text{TM}_{\text{SW}} \text{ (kg/ha)}] / 1000 \\
+ [\text{N}_{\min\text{AB}} \text{ (kg/ha)} - \text{N}_{\min\text{SW}} \text{ (kg/ha)}]$$

Doch für diese erweiterte Differenzmethode hätte die Ganzpflanze geerntet werden müssen und aus einer gehäckselten Mischprobe der N-Gehalt in der Trockenmasse bestimmt werden müssen. Der Zeitpunkt der Pflanzenernte hätte hierfür zeitgleich mit der Blattprobenahme erfolgen müssen. Bei diesem Versuch war das aufgrund des Mäuse- und Hasenfraßes am Weizen am Standort Wiesengut und Willich-Anrath nicht möglich. Angenommen, der Weizen hat wirklich gleich viel N in den Blättern wie Ackerbohnen, dann ist das Einrechnen der  $N_{\min}$ -Gehalte nicht korrekt, da die Knöllchen auch N an die Rhizosphäre verlieren, wovon z. B. ein Kleeergrasgemenge profitiert. Nach RUSSELL & FILLERY (1996) liegt die Rhizodeposition bei Lupine - bestehend aus Aminosäuren, Enzymen, Hormonen, Mucigel und abgestoßenen Wurzelzellen - im Bereich von 12 % bis 16 % des Gesamt-N-Gehaltes der Pflanze. Nach CLAYTON & LAMBERTON (1964) beläuft sich der N-Verlust aus N-haltigen Rhizodepositionen aber nur auf 0,5 % des Gesamt-N-Gehaltes der Pflanze. In Gefäßversuchen mit Ackerbohnen wurde mittels  $^{15}\text{N}$ -Markierung eine N-Rhizodeposition von 11 – 30 % ermittelt (KHAN *et al.* 2002 in SCHMIDTKE 2008). Um die  $\text{N}_2$ -Fixierung möglichst genau schätzen zu können, benutzte KÖPKE (1987) die vollständig erweiterte Differenzmethode, in die zusätzlich der N im Bestandesabfall, der N in den Knöllchen und in den Wurzeln einfließt. Jedoch wurde die aufwändige Wurzelbeprobung nicht empfohlen, da sie mit Fehlern aufgrund der Reinigung und Erfassung der Feinwurzelmasse verbunden ist.

Addierte man den Stickstoff aus der Luft ( $N_{\text{dfa}}$ ) mit dem  $N_{\min}$ , den die Ackerbohnen nicht aus dem Boden aufgenommen haben (N-Spar-Effekt), erhalte man einen überhöhten Wert. Schwierig bei der Einbeziehung der  $N_{\min}$ -Gehalte ist auch, dass die Ackerböden nicht so homogen sind wie ein angelegter Gefäßversuch. Trotz der Schwierigkeiten bei der

Berechnung der N-Flüsse wurde hierzu ein Kalkulationsprogramm entwickelt (JOST & SCHMIDTKE 2008).

Das zweite Problem ist, dass der Sommerweizen bei guten Wachstumsbedingungen ein umfangreicheres Wurzelsystem ausbildet und so dem Boden - auch aus tieferen Schichten - besser N entziehen kann, wogegen die Ackerbohne nicht sehr viel tiefer als 30 cm wurzelt. So beprobte WICHMANN 2004 auch nur Wurzeln bis zu einer Tiefe von 30 cm. Daher kommen die unterschiedlichen  $N_{\min}$ -Gehalte vor Blattfall/Rückführung der Biomasse in den Boden zustande. Das dritte Problem ist, dass während eines großen Teils der Vegetationsperiode (bis Mai/Juni) der N-Gehalt in kg/ha des Weizens über dem der Ackerbohne liegt, wodurch die derzeitige fixierte N-Menge ohne Einbeziehung des  $N_{\min}$ -Gehaltes im Boden negativ wird, was der Logik und der Realität widerspricht (STÜLPNAGEL 1982). Bei STÜLPNAGEL (1982) wurde das Pflanzenalter sowie die Pflanzdichte nicht berücksichtigt. Weizen ist nicht zu jedem Entwicklungsstadium als Referenz geeignet, da dessen N-Konzentration im Laufe der Pflanzenentwicklung variiert. Das nächste Problem ist der unterschiedliche Biomasseaufwuchs von Weizen und Ackerbohne. Es wäre zu überlegen, ob man nicht die Pflanzen pro Fläche vergleicht, sondern eine bestimmte Anzahl Pflanzen oder besser noch eine bestimmte Trockenmasse an Pflanzen, denn Weizen wird dichter gesät. – Mehr Pflanzen haben mehr Wurzeln und nehmen mehr N auf als die weniger dicht gesäten Ackerbohnen und bilden eventuell mehr Biomasse pro Flächeneinheit.

In Klein-Altendorf wurden nach der Kompost-Düngung sowie nach der FKM-Düngung tendenziell höhere  $N_{\min}$ -Gehalte ermittelt als in den restlichen Varianten. Der Grund hierfür wird in der durch den Kompost zugeführten N-Menge gesehen und nicht etwa in einem veränderten Ackerbohnenwachstum oder  $N_2$ -Fixierung. Der höhere  $N_{\min}$ -Gehalt in der Variante FKM kommt dadurch zustande, dass der  $N_{\min}$ -Gehalt dieser Parzellen bereits zur Saatzeit höher lag als das Mittel. Somit hatte vermutlich keine der Düngevarianten am Standort Klein-Altendorf einen Einfluss auf die  $N_2$ -Fixierung. Nur auf dem Wiesengut wurde der  $N_{\min}$ -Gehalt durch eine S-Gabe mittels  $K_2SO_4$  erhöht. Als Ursache wird eine gesteigerte  $N_2$ -Fixierungsleistung aufgrund der Beseitigung eines S-Mangels angesehen. In Willich-Anrath wurde durch S-Düngung eine tendenzielle Erhöhung der  $N_{\min}$ -Gehalte erreicht. S-Mangel wirkt sich direkt und indirekt auf die  $N_2$ -Fixierung aus (PACYNA 2005). Einerseits sinkt die Leghämoglobin-Synthese mit der Folge eines Anstiegs des freien Sauerstoffgehaltes in den Symbionten. Als Resultat sinkt die Nitrogenase-Aktivität (SCHERER

*et al.* 2008). Zusätzlich mangelt es an Ferredoxin, das für den Elektronen-Transport benötigt wird (PACYNA 2005). Weiterhin führt ein Cystein- und Methionin-Mangel zu einer gestörten Proteinsynthese und folglich zu einem Chlorophyll-Mangel, wodurch die Photosynthese beeinträchtigt wird. Schließlich treten Versorgungslücken mit Kohlenhydraten - Saccharose und Glucose - auf, so dass die Symbionten ein Energiedefizit erleiden und ein Mangel an C-Skeletten als Bausteinen auftritt. Hierdurch wird erneut die Nitrogenase gehemmt, weil aufgrund des reduzierten O<sub>2</sub>-Verbrauchs bei verminderter Dissimilation in den Knöllchen der freie Sauerstoff ansteigt (SCHERER *et al.* 2008). In Niederkrüchten besteht die starke Vermutung, dass der Ackerschlag sehr inhomogen war, da im späteren Verlauf die Ackerbohnen in der Kontrollvariante besonders üppig gewachsen sind. Die Kontrolle stand der „Volldüngung“ nicht nach. Am Ende des Versuchs gab es keinen signifikanten Unterschied zwischen den N<sub>min</sub>-Gehalten der einzelnen Varianten. Aufgrund dessen und wegen Problemen beim Auflaufen der Ackerbohnen aufgrund von Bodenverdichtungen in einem Teil der Parzellen wurde der Versuch am Standort Niederkrüchten nicht weiter bearbeitet, da eine eindeutige Auswertung ohnehin nicht möglich gewesen wäre.

Im Nachhinein wäre es für die Interpretation der Ergebnisse positiv gewesen, die S<sub>min</sub>-Werte (SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>), die von der Mineralisationsrate der Thiobakterien abhängen, zu ermitteln. Als Faustzahl gilt eine jährliche Mineralisation von 10 - 20 kg S<sub>min</sub>/ha. Nach LEISEN *et al.* (2011) und FISCHINGER *et al.* (2011) liegen die S<sub>min</sub>-Werte ökologisch bewirtschafteter Flächen zwischen nicht nachweisbar und 23 kg/ha in 0 – 60 cm Tiefe. Das C:S-Verhältnis im Boden scheint nicht geeignet zu sein, um S-Mangel in Klee gras zu diagnostizieren (LEISEN *et al.* 2011), denn trotz vorgefundenen S-Mangels lag das C:S-Verhältnis unterhalb der Grenze von 200:1.

### 5.3.2 Nährstoffgehalte in den Blättern

Aufgrund der gut mit pflanzenverfügbarem K und P versorgten Böden (Versorgungsstufe C bzw. D) konnte auf keinem Standort eine Wirkung des K- und P-Düngers festgestellt werden. Düngeversuche auf nicht optimal bzw. überversorgten Böden zeigen deutlich die positiven Effekte einer K- und P-Gabe. Der Versuch von MENGEL *et al.* (1974) zeigte, dass eine K-Gabe die Bildung von reduziertem N (NH<sub>3</sub>) begünstigte, da die Zucker-Konzentration bei gleichzeitiger Zunahme der Aminosäuren-Konzentration kaum anstieg. Unter Berücksichtigung eines Verdünnungseffektes aufgrund des gesteigerten Pflanzenwachs-

tums kann angenommen werden, dass höhere Gehalte an markiertem N in verschiedenen Pflanzenteilen durch einen verbesserten N-Turnover in den Wurzelknöllchen mittels einer K-Düngung erreicht werden. So fanden auch HEHL & MENGEL (1972) höhere Stärke- und Zuckergehalte in den Wurzeln von Luzerne und Rotklee, die höhere K-Gaben erhielten. Vermutlich wird die ATP-Synthese zum Teil durch K positiv beeinflusst (MENGEL *et al.* 1974). So verbessert  $K^+$  z. B. die Photophosphorylation der Chloroplasten (PFLÜGER & MENGEL 1972). Die Versorgung mit Elektronen der Nitrogenase hängt von dem Turnover der organischen Säuren im Tricarbonsäurezyklus ab (MENGEL *et al.* 1974). Wird der Turnover bei steigender Kohlenhydrat-Versorgung der Wurzelknöllchen beschleunigt, werden die Bedingungen für die  $N_2$ -Reduktion verbessert. Letztendlich begünstigt eine gute  $K^+$ -Versorgung wohl die Nitrogenase-Aktivität durch einen erhöhten Elektronen- und ATP-Zustrom (MENGEL *et al.* 1974). HERDINA & SILSBURY (1990) beobachteten in ihrem Versuch, dass die spezifische Aktivität der verbliebenen Knöllchen anstieg, wenn die Hälfte der Knöllchen an den Ackerbohnenwurzeln entfernt wurde. Aufgrund dessen ist zu vermuten, dass die  $N_2$ -Fixierung durch eine suboptimale Versorgung der Symbionten begrenzt wurde. Es gilt also, die limitierenden Nährstoffe des jeweiligen Standortes herauszufinden.

### ***Wiesengut***

Die direkt gesäten Ackerbohnen hatten im Blatt nicht niedrigere Nährstoffgehalte als die Ackerbohnen, die in gepflügten Boden gesät wurden. Deshalb wird darauf geschlossen, dass das Wurzelwachstum im nicht aufgelockerten Boden ausreichend war, um gleich viele Nährstoffe aufzunehmen wie bei einer vorherigen Saatbettbereitung (*Tab. 44*). Ebenfalls beim Spurenelement Mangan, das in verdichteten und sauerstoffarmen (feuchten) Böden besser aufgenommen wird (MARSCHNER 1995), bestand kein wesentlicher Unterschied zwischen Direktsaat- und Pflugvariante. Die beiden mit Kaliumsulfat gedüngten Varianten hatten signifikant höhere Gehalte an Fe, Mn und Zn als alle anderen Varianten. Vielleicht hat das Kaliumsulfat den Boden leicht angesäuert, wobei aber der Boden-pH nicht verändert wurde, so dass die Verfügbarkeit anstieg oder die Parzellen waren nicht homogen genug. Warum der K- und Mg-Gehalt in der Pflugvariante niedriger lag als in den anderen Varianten, kann nicht gesagt werden. Generell fiel auf, dass die Ackerbohnen in der Pflugvariante ohne Düngung ziemlich schlecht gewachsen sind. Es stellt sich die Frage, ob der Oberboden durch das Pflügen stärker ausgetrocknet ist als unter dem Mulch in der Direktsaatvariante. So kann für das schlechte Wachstum möglicherweise ein stärkerer Wassermangel in den trockenen Monaten verantwortlich gewesen sein.

Es fällt auf, dass in den Ackerbohnenblättern trotz eines Boden pH-Wertes von 6,3 wenig Ca mit 8,8 g/kg im Gesamtmittel war. Bei einem pH von 6,3 in Auenlehm Boden wird eine Erhaltungskalkung von 1,7 t CaO/ha empfohlen (WENDLAND et al. 2008, ANONYM 2011). Der CNL liegt bei 6 g Ca/kg in der Blatt-TM. Der P-Gehalt im Blatt war trotz der gut versorgten Böden aller Standorte nur ganz knapp oberhalb des oberen CNL-Wertes. Da der trockenste Standort Willich-Anrath war und im Gesamtmittel mit 3,8 g P/kg TM unter der oberen Grenze des CNLs mit 2 - 4 lag, obwohl dort der Boden mit P überversorgt war, könnten sich die relativ niedrigen P-Gehalte in den Blättern durch die Trockenheit oder die hohe Zn-Versorgung erklären lassen. Da aber auch die Proben des Jahres 2009 aus ganz Deutschland im Mittel nur 4,2 g P/kg TM hatten, muss der CNL-Bereich für Ackerbohnen auf dem Feld kritisch hinterfragt werden. Selbst bei einem P-Gehalt von 3 g/kg TM im Blatt wurde noch ein Höchstertag erzielt. Aufgrund dieser Ergebnisse und derer des Topfversuchs muss davon ausgegangen werden, dass der CNL zum Zeitpunkt Beginn bis Mitte Blüte bei 2,5 g P/kg TM liegt. Für eine effektive N<sub>2</sub>-Fixierung sollte aber eine P-Versorgung angestrebt werden, die 4 g P/kg TM im Blatt erzielt.

Nicht nur am Wiesengut, sondern an allen Versuchsstandorten waren die Cu-Gehalte im Jahr 2010 (16,5 mg Cu/kg) etwas höher als bei der Erhebung in 2009 (12,5 mg Cu/kg). Es stellt sich die Frage, ob der Grund hierfür der Wechsel des Messverfahrens ist. 2009 wurde Cu mittels ICP-OES bestimmt und 2010 mittels AAS. Somit wurde die Spanne aus der Literatur von 7 – 15 mg Cu/kg TM (BERGMANN 1983) im Jahr 2010 überschritten.

Die Bor-Düngung führte nicht zu einer signifikanten Erhöhung der B-Gehalte in den Ackerbohnenblättern. Ein Variantenvergleich am Standort Wiesengut zeigt zwar signifikante Unterschiede beim B-Gehalt, aber diese belaufen sich nur auf 1 mg und sind bedingt durch den Blockeffekt. Es stellt sich die Frage, warum bei der B-Düngung auf dem Wiesengut (17,1 mg B/kg TM) etwa 10 mg weniger B in den Blättern war als bei den Kontrollen in Klein-Altendorf (25,5 mg B/kg TM) und Willich-Anrath (29,2 mg B/kg) (Tab. 58). Es wird vermutet, dass B bevorzugt in die Wurzelknöllchen transportiert wurde und den Gehalt dieser erhöht hat, aber nicht den B-Blattgehalt. Aufgrund der schwierigen Reinigung der Wurzeln und Knöllchen wurde B darin nicht gemessen. Es scheint, als wäre am Wiesengut eine B-Düngung von mindestens 2 kg/ha angebracht gewesen.

Bei Molybdän liegen die Mengen, die für ein gutes Wachstum bzw. einen hohen Kornertrag ausreichen, bereits unter der Nachweisgrenze von 0,25 mg/kg TM des Messverfahrens an der ICP nach dem Säuredruckaufschluss. Nach Auswertung aller gemessenen Proben der vorliegenden Arbeit scheint der CNL zwischen 0,1 und 1 mg Mo/kg Blatt TM zu liegen. Probleme mit der Mo-Versorgung sind eher auf sauren Böden zu erwarten, da die Pflanzenverfügbarkeit dort gering ist. Auch Böden, die nur mit Mineraldünger (NPK) gedüngt werden, können über die Zeit an Mo verarmen. So konnte bei einer Erhebung des Mo-Versorgungszustandes deutscher Böden im Allgemeinen ein geringer Mo-Gehalt festgestellt werden. - Zumeist war der Gehalt nicht messbar, da er zu niedrig lag (SCHMIDT 2010). In Kombination mit den anderen Düngern als Volldüngevariante: Roh-Phosphat (40 kg P/ha), Kaliumsulfat (80 kg K/ha und 35 kg S/ha) und Borax (1 kg B/ha) wurde der Mo-Gehalt bei weitem nicht so erhöht wie bei alleiniger Ausbringung von Natrium-Molybdat (1 kg Mo/ha). Dieses Phänomen ist u. a. in Lehrbüchern (MARSCHNER 1995) beschrieben. Molybdat ( $\text{MoO}_4^{2-}$ ) und Sulfat ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) ähneln sich in der Struktur und konkurrieren bei der Wurzel Aufnahme (STOUT *et al* 1951, PASRICHA *et al.* 1977). Als Resultat unterdrückte Sulfat die Aufnahme von Molybdat beträchtlich. Eine Auswirkung auf das Wachstum oder den Ertrag war jedoch nicht zu vermerken.

Am Standort Wiesengut lag der S-Gehalt zu allen drei beprobten Entwicklungsstadien in der Kaliumsulfat-Variante höher als in den anderen Varianten. Parallel dazu war auch der N-Gehalt um ca. 10 % erhöht. Bereits in einem Düngeversuch an *Phaseolus vulgaris* zeigte sich, dass der N-Gehalt der Pflanze durch P-, K- und S-Gabe ansteigt (TSAI *et al.* 1993a). In jenem Versuch erhöhte sich der N-Gehalt sogar um knapp 50 % von 127 mg/Pflanze auf 259 mg/Pflanze. Auch im Gefäßversuch von PACYNA (2005) lagen die N-Gehalte in Spross, Wurzeln und Knöllchen der optimal versorgten Ackerbohnen signifikant höher als in der S-Mangel-Variante (Tab. 71). Die S-Gabe erhöhte natürlich auch die S-Gehalte in den Körnern und der Biomasse. Die höchsten S-Gehalte aber wurden in den Knöllchen gefunden (PACYNA 2005). Bei S-Mangel wurden die Glucose-Bildung und besonders die Saccharose-Synthese im Spross gesenkt (PACYNA 2005), was durch einen Abfall der Photosynthese zu erklären ist. In den Wurzeln jedoch häufte sich die Saccharose bei S-Mangel-Pflanzen an. Dabei ist zu berücksichtigen, dass die Verteilung der Zucker in Pflanzen sehr vom Entwicklungsstadium und Source-Sink-Sog abhängt. So sinkt z. B. der Saccharose-Anteil in den Knöllchen mit fortschreitender generativer Entwicklung, steigt aber im Spross (PACYNA 2005). Die Ackerbohnen der Varianten am Wiesengut, die keinen

S-haltigen Dünger erhielten, zeigten Wachstumsminde- rung und gelblich-aufgehellte Blätter, was typisch für einen S-Mangel ist. Der CNL im frühen Wachstum liegt bei 2 g S/kg Spross TM (PLANCQUAERT o.J.) und im Ackerbohnenblatt befand sich 1,6 g S. Dabei ist darauf hinzuweisen, dass Blätter höhere Nährstoff-Gehalte enthalten als ganze Pflanzen oder insbesondere Stiele. Bradyrhizobien in Chemostat-Kultur z. B. werden unterhalb von 20  $\mu\text{M}$  S in ihrem Wachstum eingeschränkt (O'HARA *et al.* 1988a). Die S-Düngung führte an den Standorten Wiesengut und Willich-Anrath zu einem verbesserten Wachstum und zu einer Ertragserhöhung. Die positiven Auswirkungen einer S-Düngung auf Ertrag und Proteingehalt wurde auch an Luzerne-Klee gras (FISCHINGER *et al.* 2011) sowie Winterwicken (LEISEN *et al.* 2011) festgestellt. Die Ertragseinbußen bei S-Mangel lassen sich nicht nur durch eine ineffiziente Photosynthese erklären, sondern auch anhand eines ATP-Mangels in Spross, Wurzeln, Bakteroiden und Mitochondrien (PACYNA 2005) (Tab. 71). An Ferredoxin mangelt es erst zu Beginn der Blütezeit. So war trotz erhöhter PsLb5-10-Transkripte (eine von 5 möglichen Iso-Leghämoglobinen) in Erbsenknöllchen die Leghämoglobin-Synthese vermindert (PACYNA 2005).

Nach LEISEN *et al.* (2011) kann das N:S-Verhältnis als Indikator für einen S-Mangel herangezogen werden. Im vorliegenden Versuch blieb das N:S-Verhältnis der Ackerbohnen aber stets über der Schwelle von 15, weshalb die Diagnose eines S-Mangels nicht allein auf dem N:S-Verhältnis basieren kann. Vermutlich ist es angebracht, die Schwelle bei einem N:S-Verhältnis von 20:1 anzusetzen, da alle Varianten mit S-Mangel oberhalb dieses Verhältnisses lagen und die normal versorgten darunter. Die Ackerschläge auf dem Wiesengut und in Willich-Anrath, wo sich die Parzellen befanden, wurden gut mit Wirtschaftsdünger aus betriebseigener Viehhaltung versorgt. Der ausgebrachte Wirtschaftsdünger war somit alleine nicht ausreichend, um einem S-Mangel vorzubeugen. Gülle enthält 0,1 – 0,6 kg S/m<sup>3</sup>, wobei S hauptsächlich organisch gebunden ist und erst nach Mineralisation pflanzenverfügbar wird (LAD 2002). Rinder- oder Schweinemist kann immerhin die doppelte Menge an S enthalten. Nach Angaben der Landwirtschaftskammer Nordrhein-Westfalen enthält Stallmist durchschnittlich 9 kg S/100 dt. In Kombination mit Wirtschaftsdüngern ist aber Kaliumsulfat nicht empfehlenswert. Stattdessen sollte auf Ca-Sulfat oder elementaren S zurückgegriffen werden, um keine K-Übersorgung zu provozieren.

Tab. 71: Auswirkungen einer S-Düngung auf den N-Gehalt, den S-Gehalt, die ATP-, die ADP-, die AMP-Konzentration und den Ferredoxin-Gehalt bei der Ackerbohnen-Sorte Condor zum Zeitpunkt der beginnenden Blüte (linke Spalte) und zum Fruchtansatz (rechte Spalte) (aus PACYNA 2005)

Pflanzen- teil	S- Gabe (mg/ Ge- fäß)	S-Gehalt (mg/g TM)		N-Gehalt (mg/g TM)		ATP (nmol/kg FM)		ADP (nmol/kg FM)		AMP (nmol/kg FM)		Ferredoxin (µg/g FM)	
		n. n.	0,4 <sup>a</sup>	30 <sup>a</sup>	30 <sup>a</sup>	14,2 <sup>a</sup>	61,2 <sup>a</sup>	3337 <sup>a</sup>	16166 <sup>a</sup>	4830 <sup>a</sup>	3885 <sup>a</sup>		
Spross	0	n. n.	0,4 <sup>a</sup>	30 <sup>a</sup>	30 <sup>a</sup>	14,2 <sup>a</sup>	61,2 <sup>a</sup>	3337 <sup>a</sup>	16166 <sup>a</sup>	4830 <sup>a</sup>	3885 <sup>a</sup>		
	20	0,9 <sup>b</sup>	0,4 <sup>a</sup>	35 <sup>b</sup>	31 <sup>a</sup>	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.
	200	2,1 <sup>c</sup>	1,4 <sup>b</sup>	48 <sup>c</sup>	40 <sup>b</sup>	62,6 <sup>b</sup>	67,9 <sup>a</sup>	18457 <sup>b</sup>	7443 <sup>b</sup>	8956 <sup>a</sup>	15427 <sup>b</sup>		
Wur- zel	0	0,4 <sup>a</sup>	0,4 <sup>a</sup>	24 <sup>a</sup>	22 <sup>a</sup>	2,0 <sup>a</sup>	3,6 <sup>a</sup>	59 <sup>a</sup>	104 <sup>a</sup>	29 <sup>a</sup>	16 <sup>a</sup>		
	20	0,8 <sup>b</sup>	0,5 <sup>b</sup>	26 <sup>a</sup>	25 <sup>ab</sup>	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.
	200	4,1 <sup>c</sup>	2,5 <sup>c</sup>	29 <sup>b</sup>	27 <sup>b</sup>	2,2 <sup>a</sup>	7,3 <sup>b</sup>	27 <sup>b</sup>	102 <sup>a</sup>	36 <sup>a</sup>	52 <sup>a</sup>		
Knöll- chen	0	2,1 <sup>a</sup>	2,3 <sup>b</sup>	42 <sup>a</sup>	40 <sup>a</sup>								
	20	1,4 <sup>a</sup>	1,1 <sup>a</sup>	41 <sup>a</sup>	45 <sup>a</sup>	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.
	200	6,0 <sup>b</sup>	3,6 <sup>c</sup>	65 <sup>b</sup>	56 <sup>b</sup>								
#Bak- terioide	0		k.	k.		18,7 <sup>a</sup>	7,4 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	33 <sup>a</sup>	14 <sup>a</sup>	8 <sup>a</sup>	237 <sup>b</sup>	175 <sup>a</sup>
	20	k. A.	A.	A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.
	200					24,4 <sup>a</sup>	44,9 <sup>b</sup>	94 <sup>a</sup>	206 <sup>b</sup>	12 <sup>a</sup>	5 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	240 <sup>b</sup>
#Mito- chon- drien	0		k.	k.		20,7 <sup>a</sup>	20,6 <sup>a</sup>	34 <sup>b</sup>	57 <sup>a</sup>	1 <sup>a</sup>	12 <sup>a</sup>		
	20	k. A.	A.	A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.	k. A.
	200					7,2 <sup>b</sup>	65,8 <sup>b</sup>	16 <sup>a</sup>	115 <sup>b</sup>	9 <sup>b</sup>	19 <sup>a</sup>		

AMP = Adenosinmonophosphat

ADP = Adenosindiphosphat

ATP = Adenosintriphosphat

k. A. = keine Angabe

n. n. = nicht nachweisbar

a, b, c geben die Signifikanzklassen an (Werte mit a, b und c unterscheiden sich signifikant)

#Bakterioide und Mitochondrien in den Knöllchen

Ausschlaggebend für einen hohen Knöllchenbesatz ist ein feuchter Boden als Transportmedium für die Rhizobien und weniger die Art oder Menge des Düngers. Nicht zu vernachlässigen ist aber die Anwesenheit von ausreichend Ca, da Ca eine Rolle bei der Signaltransduktion zwischen Rhizobien und Wurzeln nachgesagt wird (MARSCHNER 1995).

Andere Nährstoffe wie Bor beeinflussen die Größe und Aktivität der Knöllchen. In Einklang damit wurden auf dem Wiesengut in der „Volldüngervariante“ zwar nicht mehr Knöllchen pro Wurzelsystem gezählt, aber die Knöllchen-Trockenmasse lag signifikant oberhalb

der in der ungedüngten Kontrolle. Im Gegensatz hierzu wurde bei TSAI *et al.* (1993a) durch eine Steigerung der P-, K- und S-Düngung die Anzahl der Knöllchen signifikant von 66 pro *Phaseolus*-Bohne in der ungedüngten Variante auf 168 in der mäßig gedüngten Variante und auf 222 Knöllchen pro Pflanze in der stark gedüngten Variante erhöht. Gleichzeitig nahm die Masse der Knöllchen je Pflanze von 39 mg auf 111 bzw. 108 mg zu. Auch die Trockenmasse der Pflanzen nahm zu. Weiterhin wurde die Acetylen-Reduktions-Aktivität (ARA) signifikant erhöht, und zwar von 6,4  $\mu\text{Mol C}_2\text{H}_4 \text{ h}^{-1}$  und pro Pflanze auf 14,5 bzw. 17,5  $\mu\text{Mol C}_2\text{H}_4 \text{ h}^{-1}$  und pro Pflanze. Selbst eine zusätzliche N-Düngung (60 mg N/kg Boden und mehr) förderte das Knöllchenwachstum und die  $\text{N}_2$ -Fixierung. Solch ein synergetischer, die  $\text{N}_2$ -Fixierung stimulierender Effekt tritt wohl dann ein, wenn eine Nährstoffbalance erreicht wurde (TSAI *et al.* 1993a). Dabei scheint das Zusammenspiel von P und S im Verhältnis zu N von Bedeutung zu sein (GATES & MULLER 1979). Auch in Versuchen an Klee (ANDERSON & SPENCER 1950 b) und an Luzerne (COLLINS *et al.* 1986) erhöhte eine gute S-Versorgung die Knöllchenmasse und die Anzahl der Knöllchen bis zu 47 %. MENGEL *et al.* (1974) zählten in ihrem Gefäßversuch 200 – 300 Knöllchen pro Ackerbohne, wobei eine K-Düngung sowohl die Anzahl der Knöllchen an den 4 Wochen alten Ackerbohnen erhöhte als auch das Gewicht der Knöllchen an 6 Wochen alten Pflanzen. Im Vergleich dazu wurden im vorliegenden Versuch im Mittel nur 147 Knöllchen gezählt. Obwohl der Saattermin am 18.03.2010 war, zeigten sich die fertigen Knöllchen erst ab dem 01.06.2010.

### ***Klein-Altendorf***

In Klein-Altendorf zeigte die S-Düngung keinen Effekt. Zum einem war der Boden vor der Saat ausreichend mit S versorgt und zum anderen haben selbst die mit S gedüngten Ackerbohnen nicht so viel S aufgenommen wie die an den anderen Standorten. Sicherlich hatte die späte Saat einen Einfluss darauf. Auch der Lössboden mit seiner hohen Nährstoffhaltekapazität kann einen Effekt auf die Nährstoffaufnahme gehabt haben.

Alle K-haltigen Dünger erhöhten den K-Gehalt signifikant, obwohl bereits die Ackerbohnen in der Kontrolle optimal versorgt waren. Offensichtlich bestand eine Luxusversorgung mit K. So zeigten auch die SeRo-Dünger, die besonders reich an K waren, keinen Effekt bezüglich des Pflanzenwachstums. Nach SABH & SHALLAN (2008) kann eine Düngung mit Algen (*Enteomorpha*, *Sargassum*, *Asparagopsis*, *Gellidium* und *Corallina*) die Wuchshöhe, die Blattfläche und die Wurzeltrockenmasse von Ackerbohnen erhöhen. Die

Düngung mit *Sargassum* sp. (0,13 % P in TM) führte zu doppelt so hohen N-, P- und K-Konzentrationen wie die mit Ammoniumsulfat und Calcium-Superphosphat gedüngte Kontrolle. Möglicherweise hängt die Wirkung der Algendüngung mit den in Algen enthaltenden Pflanzenwachstum stimulierenden Stoffen wie Phytohormonen zusammen. Am stärksten vertreten waren Abscisinsäure (ABA), Gibberellinsäure ( $GA_3$ ) und Indol-Essigsäure (IAA) (SABH & SHALLAN 2008).

Vergleichbar wie am Wiesengut steigerte die Na-Molybdat-Düngung in Klein-Alten-dorf den Mo-Gehalt signifikant. Die Na-Molybdat-Düngung in Kombination mit Kaliumsulfat dagegen erhöhte den Mo-Gehalt nur halb so stark. Als Ursache ist die antagonistische Wirkung zwischen Sulfat und Molybdat zu sehen.

### ***Willich-Anrath***

Die Kaliumsulfat-Gabe erhöhte den S-Gehalt im Blatt um 1 g/kg TM. Im Gegensatz zum Standort Wiesengut konnte der Kornertrag aber nur in der Kaliumsulfat-Variante und nicht in der „Volldüngewariante“ erhöht werden. Dies kann dem generell niedrigen Kornertrag aufgrund der Trockenheit zugeschrieben werden. Wäre die Witterung wachstumsfördernder gewesen, hätte sich vermutlich im Ertrag ein deutlich signifikanter Unterschied zwischen Sulfatdüngung und Kontrolle bemerkbar gemacht.

Die teils signifikant unterschiedlichen Nährstoffgehalte ungedüngter Elemente wie Zn, Cu, Ca (Tab. 49) liegen vermutlich an der betriebsüblichen Düngung von Schweinemist, der nicht ganz gleichmäßig auf dem Feld verteilt wurde. In der Kontrolle könnte das stark verzögerte Wachstum zu einer verminderten Verdünnung der Nährstoffe geführt haben. Wahrscheinlicher ist aber, dass aufgrund der schlecht wachsenden Ackerbohnenpflanzen in der Kontrolle und auch teils bei der Roh-Phosphat-Variante einige jüngere Blätter mit beprobt wurden, da ansonsten nicht ausreichend Probematerial zur Verfügung gestanden hätte. So lag z. B. der K-Gehalt in der Kontrolle deswegen höher als in den Düngewarianten. Das gleiche Problem ergab sich für den N-Gehalt. Auch dieser lag in der Kontrolle recht hoch, da wahrscheinlich wegen der Miternte der jüngeren Blätter mehr N gemessen wurde. Jedoch hat der höhere N-Gehalt nichts mit einem besseren Wachstum oder einer hohen  $N_2$ -Fixierung zu tun. Die Pflanzen in der Roh-Phosphat-Variante, die etwas besser im Wachstum standen als die der Kontrolle und genügend Probematerial lieferten, hatten einen signifikant niedrigeren N-Gehalt als die mit S gedüngten Ackerbohnen. Daher kann davon ausgegangen werden, dass die Kontrolle bei korrekter Probenahme

ungefähr 49 g N/kg TM gehabt hätte. Die Roh-Phosphat-Variante bot den Ackerbohnen vermutlich einen Vorteil aufgrund der Bodenauflockerung durch die Düngeschare. Wie auch an den Standorten Klein-Altendorf und Wiesengut führte die Na-Molybdat-Düngung in Kombination mit  $K_2SO_4$ , Roh-Phosphat und Bor zu einer signifikanten Erhöhung des Mo-Gehaltes von 7,6 auf 10,3 mg Mo/kg TM. In der  $K_2SO_4$ -Variante wurde außerdem wieder der Unterdrückungseffekt des Sulfats auf Molybdat beobachtet. So lag der Mo-Gehalt in der  $K_2SO_4$ -Variante mit 1,2 mg/kg TM signifikant niedriger als in der ungedüngten Kontrolle. Im Gegensatz zum Wiesengut steigerte die B-Düngung an diesem Standort den B-Gehalt signifikant von 29 mg/kg TM in der Kontrolle auf 35 mg/kg TM. Die Ursache für den niedrigen B-Gehalt von 19 mg/kg TM in der  $K_2SO_4$ -Variante ist unbekannt. Am Standort Wiesengut hatte die  $K_2SO_4$ -Düngung keinen Einfluss auf den B-Gehalt.

Auffällig sind die in Relation zur Versorgungsstufe E des Bodens niedrigen P-Gehalte. Da gleichzeitig hohe Zn-Gehalte vorgefunden wurden, wird vermutet, dass die P-Aufnahme und Verteilung negativ durch Zn als Antagonisten zu P beeinflusst wurde wie auch in PISSAREK (2004) für Mais beschrieben.

### 5.3.3 Kornertrag und Pflanzenwachstum

#### *Wiesengut*

Warum die Ackerbohnen in der Pflug-Variante schlecht gewachsen sind und nur einen niedrigen Kornertrag sowie eine niedrige Bestandeshöhe erreichten, kann nicht gesagt werden. Der signifikant höhere Kornertrag in der  $K_2SO_4$ - und „Volldüngevariante“ kam dadurch zustande, dass die Anzahl der Hülsen sowie die Anzahl der Körner durch die S-Düngung zunahmen. Das Gleiche wurde im geringeren Ausmaß für die Bor-Variante beobachtet. Das Tausendkorngewicht blieb unbeeinflusst von der Düngerzufuhr und hatte keinen Einfluss auf den Ertrag (*Tab. 50*). Allerdings führte die B-Düngung nicht so wie die S-Düngung mittels  $K_2SO_4$  zu einer Steigerung des Pflanzenwachstums bzw. der Bestandeshöhe. Auch die „Volldüngung“ zeigte keinen Vorteil bezüglich der Ertragsparameter im Vergleich zu der reinen  $K_2SO_4$ -Düngung. Daher war Schwefel limitierender als Bor. Gleichmaßen erhöhte auch bei TSAI *et al.* (1993a) eine P-, K- und S-Gabe den Biomasse-Ertrag bei *Phaseolus vulgaris* von 6,1 g/Pflanze auf 10,7 g/Pflanze. In Versuchen der Landwirtschaftskammer Schleswig-Holstein mit der Ackerbohnenorte Fuego zeigte sich kein

Effekt durch eine Düngung von 3 kg Nutribor/ha, das zusammen mit dem Insektizid Folicur während der Vollblüte ausgebracht wurde (SAUERMAN 2007). Nährstoffbezogen entspricht die Ausbringmenge im Versuch von SAUERMAN (2007) 240 g B/ha; weiterhin sind in Nutribor noch weitere Nährstoffe in geringfügigen, unbedeutenden Mengen enthalten. Es stellt sich die Frage, ob die B-Gabe zu einem früheren Zeitpunkt einen positiven Effekt erzielt hätte. Schließlich sollte genug B für die Etablierung der Knöllchen vorhanden sein, die zur Vollblüte bereits den Maximalpunkt der N<sub>2</sub>-Fixierung aufweisen. Der Parzellenertrag am Wiesengut lag weiterhin bei der Roh-Phosphat-Variante und der Na-Molybdat-Variante leicht höher als in der Kontrolle. Da jedoch der Ertrag aus der Handernernte (40 Pflanzen) in diesen beiden Varianten keinen signifikanten Unterschied zur Kontrolle aufwies, sollte der Parzellenertrag nicht überinterpretiert werden. Wahrscheinlich ist die Ertragsbestimmung aus der Handernernte zuverlässiger, da Einflussfaktoren wie Ausfallkörner und ungleichmäßiges Auflaufen hier keine Rolle spielen.

### *Klein-Altendorf*

Der Apfeltrester, der in Reihe appliziert wurde, schädigte die jungen Ackerbohnen so stark, dass der Ertrag um 5 dt/ha geringer als im Durchschnitt war. Vermutlich lag das Problem an der alkoholischen Gärung. Tatsächlich wurden die Pflänzchen teils blau. Die normal grüne Farbe erlangten sie nach 1 bis 2 Wochen zurück. Die breitflächige Düngung des Apfeltresters schädigte die Ackerbohnen weniger stark und führte am Ende nicht zu Ertragsverlusten. So scheint durch die Reihendüngung eine höhere Menge Alkohol in die Pflänzchen übergegangen zu sein. Im Gefäßversuch wurde kompostierter Trester verwendet, der kein Alkohol enthielt und die Bohnenpflanzen nicht schädigte. Der Einsatz von Trester sollte sich also auf ganz frischen Trester oder aber kompostierten Trester begrenzen.

Der Sommerweizen (SW) blieb von den verschiedenen Düngungen unbeeinflusst. Es ist anzunehmen, dass für ihn N der limitierende Nährstoff war. Nur SW-Parzellen ohne Unkraut hatten mit ca. 40 dt/ha einen höheren Ertrag als der Durchschnitt. Das Unkraut bestand zum Ende des Versuchs im Wesentlichen aus Weißem Gänsefuß und Ackerkratzdisteln, die Nesterweise auftraten. Daher kamen auch die blockweisen Ertragsunterschiede bzw. die Ertragsunterschiede in den Parzellen zustande, die durch den Blockeffekt aber nicht signifikant verschieden waren.

### ***Willich-Anrath***

Im Gegensatz zum Wiesengut wurde in Willich-Anrath das Tausendkorngewicht durch die S-Düngung über  $K_2SO_4$  im Mittel um 31 g gesenkt und lag somit signifikant niedriger als in der Kontrolle. Gegenläufig hierzu erhöhte die bessere S-Versorgung die Anzahl der Hülsen und der Körner je Pflanze. In der Kontrolle waren so wenig Hülsen (3 pro Pflanze), dass vermutlich ein relativer „Sink“-Überschuss vorlag und die Körner deshalb etwas schwerer wurden. Wie auch am Wiesengut wurde die Bestandeshöhe positiv und signifikant durch die  $K_2SO_4$ -Gabe beeinflusst. Auch an diesem Standort konnte kein zusätzlicher positiver Effekt bei der „Volldüngung“ gegenüber einer reinen  $K_2SO_4$ -Düngung festgestellt werden. Trotz des sichtbar besseren Wachstums in beiden Varianten wurde der Kornertrag nur in der  $K_2SO_4$ -Variante bei einer GD von 10 % signifikant erhöht, nicht aber in der „Voll-düngevariante“. Problematisch bei der Beurteilung des Kornertrages ist, dass der Ertrag generell sehr niedrig war, weil die periodische Trockenheit zu Notreife geführt hatte. Nur bei einer Beregnung hätte sich die Düngewirkung voll entfalten können und die Interpretation der Ergebnisse wäre eindeutig. Es ist anzunehmen, dass auch der Kornertrag in der „Voll-düngevariante“ bei einem angemessenen Wasserangebot signifikant oberhalb des Ertrages in der Kontrolle gelegen hätte. Tendenziell lag auch der Kornertrag in der Roh-Phosphat-Variante höher als in der Kontrolle. Allem Anschein nach wirkte die Bodenauflockerung bei der Saat durch die Düngeschare positiv auf das Pflanzenwachstum und die Knöllchen-ausbildung.

### **5.3.4 Schätzung der $N_2$ -Fixierung**

Für die Bestimmung der  $N_2$ -Fixierung können nur Schätzmethode angewandt werden, da es zu viele Einflussgrößen gibt. Ein Teil des frisch fixierten N wird z. B. an den Boden und die Pflanzen in der Nachbarschaft abgegeben, wie sich im Klee-gras-Gemenge beobachten lässt. Für den vorliegenden Versuch wurde die kostengünstige Differenzmethode und zum Vergleich die Ertragsmethode gewählt. Letztere gibt nach Faustzahlen bzw. Erfahrungswerten mit Hilfe des Ertrages lediglich eine geschätzte Größenordnung wieder. Die Ergebnisqualität der Differenzmethode hängt von der Eignung der Referenzpflanze ab. Hierin besteht gleichzeitig das Hauptproblem der Differenzmethode: es wird angenommen, dass die Referenzpflanze gleich viel N enthält bzw. aufnimmt wie die Leguminose. Da der hier gewählte Sommerweizen trotz der Standortunterschiede relativ stabile Blatt-N-Gehalte auf-

wies, schien er auch im Nachhinein als Referenzpflanze geeignet zu sein. Dabei ist es wichtig, das richtige Entwicklungsstadium zu wählen, weil mit dem Pflanzenalter der N-Gehalt variiert. Auch der TM-Gehalt ist vom Entwicklungsstadium abhängig. Zur Blüte hatte die Ackerbohne z. B. einen TM-Gehalt von etwa 14 % in den Blättern und 41 % in der Ganzpflanze. Bei vielen Arbeiten (z. B. ISRAEL 1987) wird leider nie das Pflanzenalter angegeben, sondern das Datum der Probenahme, was aber bedeutungslos ist, besonders wenn die Saatzeit fehlt. Welches Sommergetreide gewählt wird, scheint weniger von Bedeutung zu sein. So führte die Verwendung von Sommergerste als Referenz bei WICHMANN (2004) zu einer nach der erweiterten Differenzmethode geschätzten Fixiermenge von 200 kg N/ha und einer positiven N-Bilanz von 57 kg N/ha im Vergleich zu Hafer als Referenz mit 210 kg N/ha und 67 kg N/ha nur zu einem insignifikanten Unterschied. Die N-Bilanz gibt die N-Menge an, die nach der Ernte der Ackerbohnen auf dem Feld zurückbleibt. Aufgrund der unterschiedlichen Biomasse des Sommerweizens im Vergleich zu den Ackerbohnen und eines Schädlingsfraßproblems wurde in vorliegender Arbeit bewusst davon abgesehen, die Biomasse je Flächeneinheit in die Formel für die Differenzmethode mit einzubeziehen. Stattdessen wurde die Formel so vereinfacht, dass nur der N-Gehalt der Ackerbohnenblätter (*ABBlatt*) in Relation zum N-Gehalt der Sommerweizenblätter (*SWBlatt*) stand:  $N_{2\text{fix}} \text{ (g/kg TM)} \approx N_{\text{ABBlatt}} - N_{\text{SWBlatt}}$ . Somit weicht die Formel von der ursprünglichen Differenz-Methode ab. Nach RUSCHEL *et al.* (1979), LA RUE & PATTERSON (1981) und nach HAYSTEAD (1981) wird nämlich der N-Gehalt der Gesamtpflanze voneinander subtrahiert. Je nachdem kann dies auch nachteilig sein, da der N-Gehalt im Weizen abhängig vom Blatt:Halm-Verhältnis ist. Eine Erweiterung der Differenzmethode – wie sie u. a. in WICHMANN (2004) angewandt wurde - bezieht die Nitrat-Aufnahme aus dem Boden mit ein:  $N_{\text{fix}} = N_{\text{LeguminoseSpross}} - N_{\text{ReferenzSpross}} + (N_{\text{LeguminoseBoden}} - N_{\text{ReferenzBoden}})$  (STÜLPNAGEL 1982, HARDY & HOLSTEN 1977, LOGES 1998). Es ist trotzdem fragwürdig, ob es sinnvoll ist, den  $N_{\text{min}}$ -Wert mit in die Rechnung für die  $N_2$ -Fixierung einzubeziehen. Es kann schließlich nicht gesagt werden, ob der höhere Nitratgehalt im Boden unter der Leguminose aufgrund 1. des geringeren N-Entzuges/N-Spar-Effektes der Ackerbohne mit vergleichbar geringer Wurzeldichte, 2. der Teilverluste der  $N_2$ -Fixierung/Rhizodeposition der Ackerbohnenwurzeln oder 3. der witterungsbedingten schwankenden N-Mineralisation aus dem  $N_{\text{org}}$ -Bodenpool besteht. Handelte es sich um einen geringeren N-Entzug, so würde  $N_{\text{fix}}$  zu hoch geschätzt werden. Der Boden sollte für solche Versuche sehr homogen sein. Humusgehalt und Bodenfeuchte beeinflussen den Nitratgehalt und dürfen deshalb am Versuchsstandort nicht variieren. Bei der Probenahme zu

vorliegendem Versuch wurde nicht berücksichtigt, dass die Nitrat-N-Menge unter der Drillreihe niedriger sein kann als zwischen den Reihen. In der Arbeit von KÖPKE (1987) wurde vorgeschlagen, dies mit einem höheren Wassergehalt zwischen den Reihen zu begründen. Bei beginnender Reife der Körner setzt außerdem ein Bestandesabfall ein, der vor allem aus Blattabwurf besteht. Nach Mineralisation kann diese N-Rückführung bei der  $N_{\min}$ -Messung miterfasst werden. Nach JENSEN (1986) und KÖPKE (1987) beläuft sich die rückgeführte N-Menge auf 33 kg N/ha bzw. 22 – 34 kg N/ha. In ungünstigen Jahren, wie es in diesem Versuch der Fall war, liegt der gesamte  $N_{\min}$ -Gehalt nur bei etwa 30 kg N/ha zur Kornernte. Die Einbeziehung des  $N_{\min}$ -Gehaltes übt also einen nicht geringen Einfluss auf das Schätzergebnis aus. Aufgrund der Abhängigkeit von der Mineralisationsrate, der Bodenfeuchte, der Temperatur, des pH-Wertes, des Sauerstoffgehaltes und der Humusmenge sowie -verteilung kann dieser Einfluss sich auch ungünstig auf die Schätzung auswirken. Liegt das C:N-Verhältnis im Bereich von kleiner gleich 20 oder der N-Gehalt im Stroh bei 1,9 %, kann damit gerechnet werden, dass die Mineralisation sofort oder in der nächsten Woche einsetzt (JENKINSON 1981). Der N-Gehalt im Ackerbohnenstroh liegt etwa bei 1,6 % und wird deshalb relativ langsam mineralisiert (SENARATNE & HARDARSON 1988). Nach VALLIS (1983) kann es sogar sein, dass innerhalb der ersten beiden Folgejahre nur 25 % des N in den Leguminosenresten für die Folgefrucht verfügbar werden und das restliche N noch langsamer mineralisiert wird. Bei WICHMANN (2004) z. B. lag die  $N_2$ -Fixierung unter Berücksichtigung des  $N_{\min}$ -Gehaltes um 30 – 50 kg N/ha höher als in der einfachen Differenzmethode. Ausgedrückt in N g/m<sup>2</sup> betrug der Unterschied zwischen der einfachen Differenzmethode zur erweiterten Differenzmethode aber nur 2 g N/m<sup>2</sup>, was immerhin 20 kg N/ha sind. Ein Problem bei WICHMANN (2004) war, dass die Referenzfrucht aufgrund früherer Abreife auch früher geerntet wurde und die Proben für  $N_{\min}$  nicht zeitgleich mit denen unterhalb der Ackerbohnen genommen wurden. Alternativ kann auch die ganze Pflanze geerntet werden (HAUSER 1987). Bei Feldversuchen ist es jedoch nicht so einfach, die Wurzeln vollständig zu bergen und zu säubern (KÖPKE 1987). Die Feinwurzelmasse wird zumeist nicht miterfasst. Nach WICHMANN (2004) macht die Wurzelfraktion der Ackerbohne 11 % der Ernterückstandsmenge/N-Menge aus, wobei die Feinwurzeln aber unbeachtet blieben. So lag die Spross-TM der Ackerbohne im Mittel bei 824 g/m<sup>2</sup> und die oberirdische N-Menge zur Kornernte bei 24,7 g/m<sup>2</sup>. Die organische Masse der Wurzel war vergleichsweise deutlich geringer. Sie lag bei 72 g/m<sup>2</sup>. Demnach betrug die Wurzel-N-Menge zur Kornernte nur 1,1 g/m<sup>2</sup>. Nach WICHMANN (2004) kann bei Ackerbohnen, Erbsen oder Lupinen von einer Wurzel-N-Menge von 7 - 15 kg N/ha ausgegangen werden.

Im Gegensatz zu z. B. Rotklee im Dauergemenge haben annuelle Ackerbohnen also geringe Wurzel-N-Mengen, weshalb die erweiterten Schätzmethoden sich nicht immer in der  $N_2$ -Fixierung unterscheiden. - Im Falle von WICHMANN (2004) bestand ein Unterschied von 25 - 28 kg N/ha. In den Versuchen von KÖPKE (1987) jedoch führten die variierten Differenzmethoden zu deutlich unterschiedlichen Ergebnissen: Die vollständig erweiterte Differenzmethode lieferte den höchsten Schätzwert mit 222 kg  $N_{\text{fix}}$ /ha im Vergleich zu der erweiterten Differenzmethode (187 kg  $N_{\text{fix}}$ /ha) und der einfachen Differenzmethode (170 kg  $N_{\text{fix}}$ /ha). Ungeachtet dessen, bestand die Überlegung, ob die  $N_2$ -Fixierung nicht trotzdem unterschätzt wird. Einerseits wird die Schätzung der  $N_2$ -Fixierung genauer, aber je mehr Bezugsgrößen verwendet werden, desto mehr Fehler können auch mit in die Schätzung einfließen.

Im vorliegenden Versuch ist zu kritisieren, dass das Unkraut nicht regelmäßig entfernt wurde. Zur Schätzung der  $N_2$ -Fixierung sollten die Parzellen unkrautfrei gehalten werden. Die Biomasse der Ackerbohnen wurde erst in nachfolgenden Formeln verwendet, um die  $N_2$ -Fixierungsleistung pro Hektar zu schätzen. Offensichtlich fehlt in der Differenzmethode der fixierte N, der direkt von den Knöllchen in den Boden abgegeben wurde. Jedoch unterschätzte die Differenzmethode die  $N_2$ -Fixierung weniger stark als die Ertragsmethode, die hier nur zu etwa halb so hohen Fixierungsleistungen führte (Tab. 55 - 57). Die Unterschiede zwischen den Varianten sind auf die unterschiedlichen Blatt-N-Gehalte zurückzuführen. So konnte die S-Gabe mittels  $K_2SO_4$  über eine Erhöhung der  $N_2$ -Fixierung die Blatt-N-Gehalte erhöhen. Nur in Klein-Altendorf gab es keine signifikanten Unterschiede in der  $N_2$ -Fixierungsleistung. Sicherlich ist der Grund hierfür der höhere  $N_{\text{min}}$ -Gehalt im Boden als auf den ökologisch bewirtschafteten Flächen sowie die etwas bessere S-Versorgung in der ungedüngten Kontrolle. Die Werte der geschätzten  $N_2$ -Fixierung dienen eher zum relativen Vergleich zwischen den Varianten und sollten nicht als wahre, absolute Werte angesehen werden. In diesem Zusammenhang ist auffällig, dass die  $N_2$ -Fixierungsleistung von Ackerbohnen in verschiedenen Versuchen sehr unterschiedliche Werte annimmt (Tab. 72), wobei die Höchstwerte bis 600 kg N/ha reichen (SPRENT & BRADFORD 1977). Die eigenen ermittelten Werte der  $N_2$ -Fixierleistung liegen im selben Bereich wie die Literaturangaben. Nur die Maximalwerte in der Düngvariante mit  $K_2SO_4$  am Wiesengut mit 460 kg  $N_{2\text{fix}}$ /ha sind überdurchschnittlich. Bei *Phaseolus vulgaris* wurde eine  $N_2$ -Fixierleistung von 88 mg N/Pflanze in der ungedüngten Variante und eine  $N_2$ -Fixierleistung von 375 mg N/Pflanze in der mit P, K und S gedüngten Variante ermittelt (TSAI *et al.* 1993a,b). Zum besseren Vergleich wird hier einmal die Fixierleistung je

Hektar des vorliegenden Versuchs auf die Fixierleistung je Pflanze umgerechnet. So ergibt sich bei 24 (Willich-Anrath) bzw. 33 Pflanzen pro Quadratmeter (Wiesengut) eine Fixierleistung von 346 - 1394 mg N/Pflanze. Aufgrund der Höhe der Schätzwerte, insbesondere am Standort Wiesengut, kann nicht davon ausgegangen werden, dass die hier angewendete Differenzmethode die N<sub>2</sub>-Fixierung stark unterschätzt hat. Im Gegensatz dazu hat WICHMANN (2004) in seinem Versuch festgestellt, dass bei seinen vier verwendeten Methoden zur Schätzung der N<sub>2</sub>-Fixierung die Differenzmethode zu niedrigeren Werten führt als die Isotopen-Verdünnungsmethode, weshalb auf den Schätzwert der Differenzmethode bis zu 25 % dazu addiert werden können. Der Schwankungsbereich der N<sub>2</sub>-Fixierung über alle vier Methoden lag bei Ackerbohnen in Versuchen von WICHMANN (2004) zwischen 95 und 264 kg N/ha. Sehr ähnlich sind die Ergebnisse aus vorliegender Arbeit an den Standorten Klein-Altendorf und Willich-Anrath mit einer Fixiermenge von 83 – 269 kg N/ha. Im Gemenge steigt die N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung sogar noch an, wobei jedoch keine so hohen Hektarerträge erreicht werden (WICHMANN 2004). Folglich erzielen nach WICHMANN (2004) Reinsaat positive N-Bilanz-Salden von 20 - 100 kg N/ha, nicht aber die Gemenge (-10 bis -30 kg N/ha). Nach KILIAN *et al.* (2001) hinterlassen Ackerbohnen im günstigen Fall rund 100 kg N/ha auf dem Feld, wenn nur die Körner geerntet werden. Die Höhe der N-Bilanz unterliegt starken Jahresunterschieden. Diese machen nach DUC *et al.* (1988) ± 30 % aus. Der Jahreseinfluss bei den Versuchen von KÖPKE (1987) war noch deutlicher: Die N-Bilanz des durchschnittlichen Jahres betrug 16 – 82 kg/ha und das Trockenjahr führte zu einer Unterbilanz von 6 – 19 kg/ha jeweils im Falle der Referenz Hafer. Bei einem angenommenen Korn-Rohprotein-Gehalt von 27,5 %, wie er bei WICHMANN (2004) mittels Nah-Infrarot-Reflexionsspektroskopie gemessen wurde, und einem N-Gehalt von 16 % des Rohproteins, ergibt sich ein N-Bilanz-Saldo für den vorliegenden Versuch von 143 – 324 kg N/ha am Wiesengut der Varianten Kontrolle und K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, von 68 – 109 kg N/ha in Willich-Anrath und durchschnittlich 132 kg N/ha in Klein-Altendorf. Dabei liegt die N-Abfuhr durch die Kornernte bei 79 - 136 kg N/ha am WG, bei 35 – 51 kg N/ha in W-A und durchschnittlichen 114 kg N/ha in K-A.

Da Ertrag, Sprossmasse und N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung sehr eng positiv korreliert sind, können Gleichungen wie  $N_2\text{-Fixierungsleistung} = 1,5592 + 0,5645 \times \text{Kornertrag}$  aufgestellt werden (WICHMANN 2004). Setzt man die Kornerträge dieses Versuchs für x ein, so erhält man für die Standorte Wiesengut, Klein-Altendorf und Willich-Anrath folgende N<sub>2</sub>-Fixierungsleistungen: 117 – 179 kg N/ha, rund 160 kg N/ha bzw. 66 – 89 kg N/ha.

Tab. 72: N<sub>2</sub>-Fixierungsleistungen von Ackerbohnen aus verschiedenen Versuchen (verändert nach WICHMANN 2004)

Quelle	Methode	Standort	Ackerbohnen-Sorte	Referenz	Fixierung (kg N ha <sup>-1</sup> )
KÖPKE 1987	Differenzmethode	Deutschland	Minica, Kristall	Hafer, Sommerraps, Markstammkohl	148 – 344
HARTMANN & ALDAG 1989			Herz Freya	Gerste	200 – 330
WICHMANN 2004			Scirocco	Sommergerste, Hafer	186 – 210
„Vorliegender Versuch“			Fuego	Sommerweizen	83 – 460
DUC <i>et al.</i> 1988	<sup>15</sup> N-Isotopen-Verdünnungsmethode	Frankreich	Séville, Blankfila, Herz Freya, Deiniol, Ascott, Wierboon, PK, F1-Hybride (Ad23 x HG115), verschiedene Inzuchtlinien	Hafer, Weizen, non-nod-Ackerbohnen-Mutante, nicht nodulierende Kichererbse	16 – 253
HARDARSON <i>et al.</i> 1991		Österreich	Wieselburger	Gerste	> 90
CARRANCA <i>et al.</i> 1998		Portugal	Favel	Gerste	55 – 125
AMANUEL <i>et al.</i> 2000		Äthiopien	CS-20DK	Weizen (Halbzweig)	139 – 210
WICHMANN 2004		Deutschland	Scirocco	Sommergerste, Hafer	234 – 259
SCHWENKE <i>et al.</i> 1998	Natural Abundance-Methode	Australien	keine Angabe, da Felderhebung	Ackerbegleitflora (v. a. <i>Avena spp.</i> , <i>Rapistrum rugosum</i> ), Raps, nicht nodulierende Kichererbse	15 – 171
PEOPLES <i>et al.</i> 2001			keine Angabe	nicht legume Ackerbegleitflora	2 – 211
KILIAN <i>et al.</i> 2001		Deutschland	Albatross, Condor, Piccolo, Hedin, Ascott, Alfred	Dt. Weidelgras, Kohl, non-nod-Mutante ( <i>V. faba</i> F48), Kamille	200 – 360
WICHMANN 2004			Scirocco	Sommergerste, Hafer	197 – 222

Diese Schätzwerte liegen deutlich unter denen der angewendeten Differenzmethode, sind jedoch fast deckungsgleich mit denen der Ertragsmethode mit N-Gehaltsfaktor (*siehe Tab. 55 – 57*).

Der Kornertrag bei WICHMANN (2004) befand sich mit 32 dt TM/ha Ackerbohnen in der gleichen Größenordnung. Außerdem lag der Trockenmasse-Ertrag des Getreides als Referenz mit 31 dt/ha genauso hoch wie der Kornertrag in Klein-Altendorf. Demnach dürfte auch der N-Entzug der Referenz in einem Bereich von 46 – 51 kg/ha gelegen haben. Vermutlich lag der Rohprotein-Gehalt des Sommerweizens im gleichen Bereich wie bei WICHMANN 2004 (etwa 9,5 %). Die N-Rückführung über die Ernterückstände (Stroh + Stoppel), die bei WICHMANN (2004) eine durchschnittliche, organische Masse von 468 g/m<sup>2</sup> aufwiesen, können auf 40 - 150 kg N/ha geschätzt werden.

Alle in *Tab. 72* aufgeführten Methoden benötigen eine Referenzpflanze und sind daher nicht unfehlbar. Nach KÖPKE (1987) nehmen die Referenzpflanzen Einfluss auf das Ergebnis. Anhand der unterschiedlichen Wurzelmorphologie ist es offensichtlich, dass Weizen sowie andere Getreidearten (homorhizes Wurzelsystem) sich von der Ackerbohne (allo-rhizes Wurzelsystem) im Nährstoffaufnahmevermögen aus dem Boden unterscheiden. Unter Einbeziehung des N-Gehaltes der Wurzeln und des Boden-N-Pools werden die Schätzwerte genauer. Bei WICHMANN (2004) lag der Schätzwert der Isotopen-Verdünnungsmethode höher als der der Differenzmethode. Auch der Schätzwert der Natural Abundance-Methode lag ca. 40 kg N/ha über der Differenzmethode. Die einfache Isotopen-Verdünnungsmethode führte zu einem um 50 kg N/ha höheren Schätzwert als die erweiterte Isotopen-Verdünnungsmethode. Isotopen-Verdünnungsmethoden sind auf einen Boden mit einem ausgeglichenen <sup>15</sup>N-Verhältnis angewiesen, so dass der Unterschied zum <sup>15</sup>N-Gehalt der Luft groß genug ist. Im Gemenge stellt sich zusätzlich das Problem, dass die Referenzfrucht von der Leguminose fixierten N aufnimmt. So wird ein falsches <sup>15</sup>N:<sup>14</sup>N-Verhältnis vorgetäuscht. Bei WICHMANN (2004) war die Messmethode jedoch nicht sensitiv genug, um einen N-Transfer auf die Referenzfrucht festzustellen. Die Natural Abundance-Methode weist einige methodische Schwierigkeiten auf. So lag im Versuch WICHMANNNS (2004) der  $\delta^{15}\text{N}$ -Mittelwert der Gemengegerste über dem der Reinsaat. Rein rechnerisch ginge man nun von einem N-Transfer vom Getreide (im Gemenge) zur Körnerleguminose aus. Weiterhin zu bedenken ist, dass die Getreidewurzeln möglicherweise N aus tieferen Bodenschichten aufnehmen können. Viele Böden/Ackerschläge sind zu heterogen für die Natural Abundance-Methode. Weiterhin kann es vorkommen, dass sich der <sup>15</sup>N-Gehalt der

Leguminose und der Referenz nur wenig unterscheiden. Dann sind die Ergebnisse sehr vom gewählten  $\underline{B}$ -Wert abhängig. Wie in Kapitel 2.6 beschrieben, ist der  $\underline{B}$ -Wert kein unbeeinflusster, fester Parameter. Die  $^{15}\text{N}$ -Anreicherungs-methode schaltet zwar teils den Einfluss des  $\underline{B}$ -wertes aus, bereitet aber Schwierigkeiten bei der homogenen  $^{15}\text{N}$ -Anreicherung des Bodens. Nach WICHMANN (2004) sind die vier verwendeten Methoden alle indirekt und beruhen auf zahlreichen Annahmen mit potentiellen Fehlerquellen. Daher konnte nicht gesagt werden, welche Methode die genaueste Schätzung im Rahmen eines Feldversuches liefert. Trotzdem wurde anhand veröffentlichter Daten über die  $\text{N}_2$ -Fixierung von Ackerbohnen ein Software-Programm entwickelt, um die Menge an fixiertem N und Ndfa mit Hilfe verschiedener Parameter wie Bodeneigenschaften und Niederschlagsmenge zu schätzen (REINING 2005).

Der Ndfa-Anteil war in Klein-Altendorf mit 31 - 35 % am geringsten (*Tab. 56*). Der Grund dafür scheinen die hohen  $\text{N}_{\text{min}}$ -Gehalte zur Saatzeit zu sein, die an allen anderen Standorten deutlich niedriger lagen. Ackerbohnen fixieren bekanntlich bei guter N-Versorgung über Düngung verhältnismäßig weniger  $\text{N}_2$ , jedoch reagieren sie nicht so empfindlich wie z. B. Soja (HARDARSON *et al.* 1991). Nach VOISIN *et al.* (2002) wird die  $\text{N}_2$ -Fixierung von Erbsen ab einem Nitrat-Gehalt im Boden von 56 kg/ha zurückgefahren. Der durchschnittliche  $\text{NO}_3\text{-N}$ -Wert in Klein-Altendorf lag zur Saatzeit bei 90 kg/ha und war damit deutlich höher als die  $\text{NO}_3\text{-N}$ -Werte der ökologischen Versuchsflächen, die maximal 36 kg/ha erreichten. Weiterhin hatte die späte Saatzeit, die die Vegetationszeit verkürzte, wahrscheinlich einen ungünstigen Einfluss auf die  $\text{N}_2$ -Fixierungsleistung. So begründete u. a. auch KÖPKE (1987) die verminderte  $\text{N}_2$ -Fixierungsleistung im Trockenjahr 1983. Ebenfalls am Standort Wiesengut und am Bioland-Betrieb in Willich-Anrath waren die Ndfa-Anteile nur mäßig. Sie betragen 45 – 52 % am Wiesengut und 32 – 40 % am Praxisbetrieb. Dass generell nur knapp die Hälfte des Stickstoffs aus der Luft stammt, passt zu den Beobachtungen während der Vegetationszeit. Da die Knöllchen erst kurz vor Beginn der Blüte zu sehen waren, müssen die Ackerbohnen in der Zeit vor der  $\text{N}_2$ -Fixierung und nach Aufbrauchen der Vorräte im Samen N aus dem Boden aufgenommen haben. Die Lebensspanne der Knöllchen war in dem trockenen Jahr durch die verfrühte Reife begrenzt. Durchschnittliche Ndfa-Werte für Ackerbohnen, wie bereits in der Einleitung veranschaulicht wurde, liegen bei 69 %, ja sogar um 85 % (BOWEN & DANSO 1987, HARDARSON *et al.* 1991, HARDARSON 1993, KILIAN *et al.* 2001). Selbst bei einer N-Düngung von 20 kg/ha fiel der Ndfa-Wert nicht ab (HARDARSON *et al.* 1991). Der ermittelte Ndfa-Anteil in anderen

Versuchen fällt aber auch sehr unterschiedlich aus. So betrug nach DUC *et al.* (1988) der Ndfa in Samen 40 – 83 %, nach AMANUEL *et al.* (2000) der Ndfa 58 – 74 %, nach CARRANCA *et al.* (1998) der Ndfa in Stroh und Hülsen 44 – 91 %, wobei der Anteil in Hülsen höher lag. Besonders die Werte für Ndfa, die die Natural Abundance-Methode liefert, schwanken weitläufig. Der Ndfa aus den Messungen von SCHWENKE *et al.* (1998) und PEOPLES *et al.* (2001) reicht von 4 % bis 96 %. Entweder bestehen tatsächlich solch große Unterschiede im Anteil des fixierten N<sub>2</sub> oder die natürliche Begleitflora ist nicht als Referenz geeignet. Erstaunlicherweise lag der N-Blatt-Gehalt zur Blütezeit in der Arbeit von KILIAN *et al.* (2001) nur bei 25 - 32 g N/kg TM, obwohl eine hohe N<sub>2</sub>-Fixierung (Tab. 72) und ein hoher Ndfa (im Einzelfall bis 91 %) gemessen wurde. Im vorliegenden Versuch wurden, in Kombination mit einer hohen Fixierleistung, N-Gehalte von 50 bis 62 g N/kg TM gemessen. SENARATNE & HARDARSON (1988) verwendeten die <sup>15</sup>N-Methode, um an Ackerbohnen (Sorte: Wieselburger) in einem Feldversuch die N<sub>2</sub>-Fixierung zu schätzen. Die Ackerbohne nahm 29,6 kg N/ha aus dem Boden auf, der Ndfa-Anteil in der oberirdischen Biomasse betrug mit 85 kg N/ha 75 % und die Wurzelbiomasse enthielt 11,3 kg N/ha (SENARATNE & HARDARSON 1988). Sehr hohe Werte ermittelte WICHMANN (2004) auf ökologischen Flächen mit der <sup>15</sup>N-Isotopen-Verdünnungsmethode sowie der Natural Abundance-Methode: Ndfa = 93 – 94 % sowie 76 – 80 %, wobei der jeweils höhere Wert für die Referenz Hafer gilt und der niedrigere für die Referenz Sommergerste. Ähnliche Werte wie in vorliegender Arbeit fanden TSAI *et al.* (1993a) für *Phaseolus vulgaris*; so betrug Ndfa im wenig fruchtbaren Boden 52 %, im mäßig fruchtbaren Boden 66 % und im sehr fruchtbaren Boden (Düngungssteigerung N, P, K und S) 65 %. Dabei war Ndfa stark mit der Nodulation und dem Gesamt-N korreliert. In Einklang damit schätzt auch KAGE (1997) den Anteil der N<sub>2</sub>-Fixierung bei Ackerbohnen auf 55 – 63 % je nach Jahreseinfluss. Die Schätzung wurde über die errechnete aktuelle Nitrat-Aufnahmerate erstellt. KAGES Ergebnisse zeigen, dass die Ackerbohne pro Tag rund 1 – 2 kg N/ha aufnimmt, wobei der errechnete Bedarf bis maximal 6 kg N/ha reicht. Der N-Gehalt der Ackerbohnen bei Start der Simulation plus die Integration der errechneten Nitrat-Aufnahmerate über die Simulationsperiode ergab Werte von 113 kg N/ha im ersten Versuchsjahr (1982) und 124 kg N/ha im Folgejahr (KAGE 1997). Der Vergleich mit der gemessenen, totalen N-Akkumulation von 308 bzw. 274 kg/ha führte zu der genannten, anteiligen Fixierungsleistung (KAGE 1997). KAGE (1997) nimmt an, dass die Nitrat-Aufnahme von Ackerbohnen durch den Transport zur Wurzeloberfläche begrenzt wird, unabhängig von dem Ausmaß der N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung.

## 5.4 DRIS

### 5.4.1 Erhebung des Versorgungszustands

#### Praxisbetriebe

##### *Kalium*

Im Durchschnitt aller Proben wurde ein K-Gehalt von 26,6 g K/kg TM ermittelt. Dieser wird als optimal betrachtet und passt gut zu den Angaben aus der Literatur (BERGMANN 1983). Der Critical Nutrient Level (CNL) für K ist mit 10 – 15 g K/kg TM angegeben (Tab. 59). In den beprobten Betrieben gab es nur selten Probleme mit der K-Versorgung (Abb. 20). Jedoch empfehlen die Landwirtschaftskammern bereits bei weniger als 18 g K/kg TM eine Düngung von 80 kg K/ha für eine bessere Versorgung. Eine gute K-Versorgung kann u. a. die Wassernutzungseffizienz verbessern. Eine Luxusversorgung mit K kann zu einer schlechteren Aufnahme von N, Ca und Mg führen. Eine mangelnde K-Versorgung dagegen stört die Kationen-Anionen-Balance und die Pflanzen nehmen mehr andere verfügbare Kationen wie  $Mg^{2+}$  oder  $Na^+$  auf. Bei dauerhaftem K-Mangel wird die Bodendegradation beschleunigt, weil die Tonminerale sich weiten.

##### *Kalzium*

Es gab so gut wie keine Ackerbohnen mit Ca-Mangel. Jedoch war rund ein Drittel der Proben nicht angemessen mit Ca versorgt. So kann von einer versäumten Kalkung ausgegangen werden, wie sie auch LEISEN (2013) angesprochen hat. Hinzu kommt, dass der pH-Wert des Bodens eventuell nicht mehr im Präferenzbereich für eine effektive Infektion mit Rhizobien ist. Allgemein kann davon ausgegangen werden, dass ab einem Ca-Gehalt von weniger als 10 g/kg TM im Blatt eine Erhaltungskalkung von rund 2 t CaO/ha oder eine Gesundungskalkung von 2 – 10 t CaO/ha vorgenommen werden sollte. Die genaue Menge kann anhand des Boden-pHs und der Bodenart bestimmt werden.

##### *Phosphor*

Die Literaturspanne von 2,5 – 6 g P/kg TM (BERGMANN 1983) deckt sich annähernd mit der Spanne der gemessenen Proben von 2,2 – 6,7 g P/kg TM. Nur zwei Proben lagen unterhalb des CNL von 2,5 g P/kg TM. Die meisten Böden liefern P auch bei vernachlässigter Düngung über mehrere Jahre nach, so dass die Pflanzen zwar nicht gut versorgt sind, aber keinen Mangel erleiden. Viehhaltende Betriebe sollten ohnehin kein Problem mit der P-

Versorgung haben. Erstaunlicherweise hatten die ertragreichsten Ackerbohnen mit 3 – 4 g P/kg TM eher wenig P in den Blättern. Es ist nicht auszuschließen, dass ein Verdünnungseffekt wegen des üppigen Wachstums eingetreten war. Die Frage, ob eine bessere P-Versorgung zu noch höheren Erträgen geführt hätte, bleibt offen. Die zahlreichen Proben mit Minderertrag und normaler P-Versorgung zeigen auf, dass das Ackerbohnenwachstum von vielen Faktoren beeinflusst wird. Hier dürften andere Nährstoffmängel oder schlechtes Unkrautmanagement für den Minderertrag verantwortlich gewesen sein.

### *Magnesium*

Der Magnesium-Gehalt der Proben lag deutlich niedriger als die Angaben in der Literatur hätten erwarten lassen. Die Spanne der gemessenen Proben erstreckte sich von 1,7 – 4,8 g Mg/kg TM und die Literaturspanne reicht von 2,5 - 8 g Mg/kg TM (*Tab. 59*). In der Literatur wird der CNL für Ackerbohnen mit 2 – 2,5 g Mg/kg TM angegeben. Da selbst bei 1,7 g Mg/kg TM noch ein Kornertrag von 63,5 dt/ha erreicht wurde (*Abb. 23*), wird der CNL für diese Arbeit in Übereinstimmung mit den Bodenversorgungsstufen bei 1,7 – 2 g Mg/kg TM festgelegt. Bei einem Mg-Gehalt von z. B. 2 g Mg/kg TM im Blatt kann davon ausgegangen werden, dass sich der Boden in Versorgungsstufe B = niedrig befindet. Jedoch kann auch auf gut versorgten Böden der Mg-Gehalt gemindert sein, wenn die Versorgung mit Kationen wie  $\text{Ca}^{2+}$  und  $\text{K}^+$  besonders üppig ist. Es scheint, als wären Mg-Gehalte von bis zu 8 g/kg TM bei Ackerbohnen auf dem Feld nicht anzutreffen, sondern nur in Gefäßkulturen möglich. Um auf dem Feld eine luxuriöse Mg-Versorgung zu erreichen, müsste sich der Boden vermutlich in Versorgungsstufe D befinden.

### *Schwefel*

Da immerhin 40 % der Proben im Bereich des CNL lagen, kann behauptet werden, dass in Deutschland oft zu wenig Wert auf eine angemessene S-Versorgung gelegt wird. Nur etwa 20 % der Proben waren optimal versorgt. Die Spanne reichte von 1,5 - 4,5 g S/kg TM und lag damit niedriger als die in BERGMANN (1983) mit 2 - 6 g S/kg TM. Viele Landwirte düngen nur Raps mit S-haltigen Düngern. Doch sind die  $\text{SO}_2$ -Einträge seit längerer Zeit deutlich zurückgegangen. Die einst kostenlose S-Düngung von ca. 40 kg/ha über den sauren Regen muss heute zum Großteil durch Düngemittel ersetzt werden. Dabei kann mit einem derzeitigen S-Eintrag von 6 – 10 kg/ha gerechnet werden (LAD 2002). Volldünger ist im ökologischen Landbau nicht erlaubt und die Ausbringung von Wirtschaftsdüngern wird anscheinend nur selten mit Mineraldüngern kombiniert. Andere Mehrnährstoffdünger

wie Thomaskali und Thomasphosphat sind im Rückgang und werden leider zunehmend weniger zum Verkauf angeboten. Als Empfehlung für Leguminosen gilt der gleiche  $S_{\min}$ -Gehalt wie für Getreide (35 kg/ha) (LEISEN *et al.* 2011). Durch eine bessere S-Versorgung sollte sich die  $N_2$ -Fixierungsleistung im Allgemeinen anheben lassen.

### ***Kohlenstoff***

C als Grundbaustein nimmt die Pflanze aus der Luft aus. Je besser das Wachstum ist, desto mehr Kohlenstoffverbindungen können gebildet werden. Die Menge des C wird außerdem vom Wassergehalt beeinflusst. Im Vergleich zu den anderen Nährelementen war die Streuung bei C geringer. Ein Zusammenhang zum Kornertrag konnte nicht festgestellt werden.

### ***Eisen***

Die Messergebnisse liegen im ähnlichen Bereich wie die Angaben aus der Literatur, die von 100 bis 300 mg/kg TM reichen (BERGMANN 1983). Aufgrund des natürlichen Vorkommens im Boden scheint ein Fe-Mangel nur in Ausnahmefällen einzutreten. Eine starke Kalkung könnte eventuell die Fe-Verfügbarkeit herabsetzen. Bei hohen bis sehr hohen Fe-Gehalten müssen als Ursache Erdanhaftungen angesehen werden. So kann es vorteilhaft sein, die Proben vor Weiterverarbeitung vorsichtig in Wasser zu säubern. Zu langes Waschen führt aber zur Auswaschung von besonders K und P. Im Gegensatz zu Fe sind andere Elemente kaum oder gar nicht durch Erdverschmutzungen beeinflusst. Als weitere Ausnahme neben Fe steigt der Aluminium-Gehalt bei Erdanhaftungen deutlich an. Dieser wurde hier jedoch nicht bestimmt.

### ***Mangan***

Die Spanne der Messwerte, die von 19 – 349 mg Mn/kg TM ging, ähnelt der in der Literatur angegebenen Spanne von 40 – 400 mg Mn/kg TM (BERGMANN 1983). Oft wird ein Mn-Mangel durch hohe pH-Werte oder einen zu lockeren Boden verursacht (WENDLAND *et al.* 2008). Eine Mn-Düngung zeigt meist keinen Effekt auf die Mn-Gehalte in den Pflanzen. Mn kommt natürlich im Boden vor und kann z. B. über Konverterkalk zugeführt werden. Umgekehrt treten hohe Mn-Gehalte in Pflanzen häufig bei dichten und feuchten Böden auf.

### ***Zink***

Im Vergleich zu BERGMANN (1983) war die Spanne in der Erhebung deutlich größer. Erstaunlicherweise waren die hohen Zn-Gehalte vermehrt in der ertragsarmen Population anzutreffen (*Abb. 29*). Ein direkter Zusammenhang besteht hier nicht. Die Ursache liegt vielmehr darin, dass der Praxisbetrieb in Willich-Anrath mit seinen hohen Zn-Gehalten bei Minderertrag mit eingeflossen ist und so den Mittelwert verschoben hat.

### ***Kupfer***

In BERGMANN (1983) reichen die Werte bis 15 mg Cu/kg TM. In vorliegender Arbeit wurde dieser Wert deutlich überschritten. Die hohen Cu-Werte von 19 - 23,4 mg/kg TM waren in Biobetrieben zu finden. Alle Proben aus konventionellen Betrieben lagen unterhalb von 19 mg Cu/kg TM. Jedoch unterschied sich der Cu-Gehalt der Blätter von ökologischen und konventionellen Betrieben nicht signifikant. Das Mittel der ökologischen Betriebe lag lediglich um 1,9 mg Cu/kg TM höher als der der konventionellen Betriebe. Dabei muss darauf hingewiesen werden, dass nur 37 Proben aus konventionellen und 282 aus ökologischen Betrieben stammten. Auch bei den anderen Nährstoffen war kein signifikanter Unterschied in der Höhe der Gehalte zwischen ökologischen und konventionellen Betrieben zu verzeichnen.

### ***Bor***

Der höchste Wert betrug 37 mg B/kg TM und war damit halb so hoch wie der obere Referenzbereich aus BERGMANN (1983) (*Tab. 59*). So kommt die Frage auf, ob einige Standorte aufgrund ihrer geogenen Zusammensetzung und ihrer Nährstoffkomposition wenig pflanzenverfügbares B bereitstellen oder ob die Ackerbohnen in den damaligen Gefäßversuchen überversorgt waren. Es besteht außerdem die Möglichkeit, dass die unterschiedlichen Messmethoden zu nicht vergleichbaren Ergebnissen geführt haben.

### ***Molybdän***

Viele Ackerbohnen hatten sehr niedrige Mo-Gehalte und lagen damit unter der Nachweisgrenze von 0,25 mg/kg TM. Der CNL für Mo in Ackerbohne ist nicht genau definiert (0,1 bis 1 mg/kg TM). Da er unter der angegebenen Nachweisgrenze der Messung mit ICP zu liegen scheint, kann der CNL auch hier nicht genau definiert werden. Nach den hohen Erträgen zu beurteilen, die auch bei niedrigen Mo-Gehalten erzielt wurden, liegt der CNL vermutlich unter 0,5 mg Mo/kg TM.

### ***Düngeempfehlung mittels Blattproben***

Tab. 73 soll eine Hilfestellung geben, um die Ackerbohnen nach Messung der Blattnährstoffe angemessen düngen zu können. Es handelt sich um eine Schätzung anhand der Bodenanalysen der Versuche, der mitgeteilten Bodenanalysen der Betriebe und des Versorgungszustandes der Ackerbohnen. Besonders bei den Nährstoffen S und Mo ist es schwierig, die Ernährungssituation anhand von Bodenproben zu definieren, weshalb eine Pflanzenprobe Vorteile hat. Nach den Gesprächen mit Landwirten zu beurteilen, werden von Landwirten hauptsächlich Bodenproben gezogen, während Pflanzenproben kaum verwendet werden. Sicherlich ist ein Nachteil der Pflanzenproben, dass die Düngung zu spät kommt, wenn man erst von heranwachsenden Pflanzen Proben nimmt. Jedoch sind die Analyseergebnisse auch für die Folgefrucht anwendbar.

Tab. 73: Geschätzte Düngemenge für die Ackerbohne bei nicht optimaler Versorgung nach den Empfehlungen der Landwirtschaftskammern für die Bodengehaltsklassen B (niedrig) und A (sehr niedrig), mit Hilfe des CNL und den eigenen Versuchsergebnissen

<b>Nährstoff</b>	<b>Blattgehalt<sup>a</sup> bei Versorgungsstufe B</b>	<b>Düngung bei Versorgungsstufe B in kg/ha<sup>d</sup></b>	<b>Blattgehalt<sup>a</sup> bei Versorgungsstufe A</b>	<b>Düngung bei Versorgungsstufe A in kg/ha<sup>d</sup></b>
<b>Kalium</b>	14 – 20	80 – 110	< 14	120 - 160
<b>Kalzium</b>	7 – 10	480 - 4260	< 7	1065 - 7100
<b>Phosphor</b>	1,8 - 3,4	60 - 70	1 – 1,7	80
<b>Magnesium</b>	1,8 - 2,7	20 – 40	< 1,8	45
<b>Mangan<sup>b</sup></b>	30 – 40	30 – 40	< 30	50
<b>Bor</b>	14 – 20	1 – 2	< 14	2 - 2,5
<b>Eisen</b>	< 80	?	?	?
<b>Zink</b>	20 – 30	7	< 20	7 - 15
<b>Kupfer</b>	4 – 8	3 – 5	< 4	5 - 10
<b>Molybdän<sup>c</sup></b>	< 0,25	0,5	< 0,25	1
<b>Schwefel</b>	2 – 3	17 – 40	< 2	45 - 60

<sup>a</sup>Hauptnährstoffe in g/kg TM und Spurenelemente in mg/kg TM.

<sup>b</sup>Eine Mn-Bodendüngung muss nicht unbedingt die Werte erhöhen (Bodendichte, pH).

<sup>c</sup>Bei Molybdän ist die Nachweisgrenze zu hoch, um den Versorgungszustand zu beurteilen.

<sup>d</sup>Bei Sandböden die kleinere Menge und bei Tonböden die größere.

Hinweis: Die Düngewirkung der Spurenelemente hält für 3 Jahre an. Die Kupfer-Düngung hält 4 - 5 Jahre an.

## **Beurteilung der Nährstoffversorgung auf den Versuchsstandorten aus der Erhebung im Jahr 2009**

### ***Auweiler (1)***

Am Standort Auweiler (Köln) (*Tab. 61*) waren die Ackerbohnen nicht optimal mit S versorgt. Der Mg-Gehalt von 2,6 g/kg TM war ausreichend, aber nicht optimal. Die anderen aufgeführten Nährstoffe lagen alle im Präferenzbereich. Die Indizes wiesen auf eine unzureichende Ca-Versorgung hin und der NBI war mit 78,4 unauffällig (*Tab. 70*).

### ***Auweiler (2)***

Am zweiten Standort in Auweiler – bestehend aus 3 Schlägen - von der Landwirtschaftskammer NRW (*Tab. 61*) war die Mg- und Ca-Versorgung optimal. Der N-Gehalt mit 43,6 g/kg TM war relativ niedrig. Die Ursache hierfür ist vermutlich die knappe S-Versorgung, auf die ein S-Gehalt von 2,6 g/kg TM hinweist. Der Zn-Gehalt mit 116,8 mg/kg TM lag hoch. Je nach vorliegendem Nährstoffverhältnis muss ab 110 – 300 mg Zn/kg TM mit Zink-Toxizität gerechnet werden. Da das Ca:Zn-Verhältnis weit über 45 – 50:1 lag, bestand hier kein Verdacht auf Zn-Toxizität. Da Zn und P bei der Aufnahme Konkurrenten sind, sollte der Zn-Gehalt nicht weit über 100 mg Zn/kg TM liegen, um eine optimale P-Aufnahme und Verwertung im Stoffwechsel zu gewährleisten, ohne den Boden mit P über zu versorgen. Der Ertrag ist durch eine ausgewogene Pflanzenernährung nur zu einem Teil steigerungsfähig. Weitere Wachstumsbedingungen spielen auch eine Rolle.

### ***Wiesengut (1)***

Auf diesem Schlag des Wiesenguts war die P-Versorgung im Mittel nur knapp unterhalb des optimalen Bereiches (*Tab. 61*). Der Mg- sowie der B-Gehalt lagen nicht im optimalen Bereich.

### ***Wiesengut (2)***

Der B-Gehalt von 15,8 mg/kg TM lag beinahe im Bereich des CNL von 10 – 15 mg B/kg TM (*Tab. 59 und 61*). Die Mg-Versorgung war nicht optimal und die Ca-Versorgung sollte nicht absinken.

### ***Wiesengut (3)***

Auf den Schlägen 2 und 12 des Wiesenguts konnte ein mäßiger S-Mangel (2,2 g S/kg TM) festgestellt werden (*Tab. 61*). Dementsprechend lag auch der N-Gehalt im Blatt unterhalb von 50 g N/kg TM. Um eine optimale Mg-Versorgung einzustellen, empfiehlt sich eine Mg-Düngung (*Tab. 73*). Der Eisen-Gehalt liegt mit 484 mg Fe/kg oberhalb der in der Literatur angegebenen Spanne von 100 – 300 mg Fe/kg TM (BERGMANN 1983). Der CTL (Critical Toxicity Level) für Pflanzen allgemein wird mit 500 – 1000 angegeben (JURITSCH 1993, MARSCHNER 1995). Dies entspricht ausnahmsweise dem CTL bzw. der MTC (Maximum Tolerable Concentration) für Tiere (NRC 2005). Eine Senkung der Fe-Aufnahme ist erstrebenswert. Möglicherweise senkt eine stärkere Aufkalkung durch Anheben des Boden pH-Wertes auf 7 die Verfügbarkeit des Eisens im Boden. Auch der Zink-Gehalt liegt mit 126,8 mg Zn/kg TM oberhalb der Spanne aus der Literatur von 30 – 100 mg Zn/kg TM. Erste Symptome einer Zink-Toxizität können bei 110 – 300 mg Zn/kg TM auftreten (PLANK & KISSEL o.J.). Bei einem Ca:Zn-Verhältnis von größer als 45 – 50:1 ist jedoch keine negative Auswirkung zu verzeichnen. Da aber zu hohe Zn-Gehalte im Boden die P-Aufnahme stören (PISSAREK 2004), sollte darauf geachtet werden, dass keine weiteren Zn-Frachten eingetragen werden. Auch die Zn-Aufnahme kann durch hohe pH-Werte gemindert werden.

### ***Dresden***

Die Versuchsfläche der Hochschule für Technik und Wirtschaft Dresden diente auch einem Düngeversuch (LUX *et al.* o.J.). Hier werden nur die gemittelten Ergebnisse dargestellt. Darnach waren die Ackerbohnen optimal mit S und P versorgt. Nur die Versorgung mit Bor war knapp.

### ***Göttingen***

Die Versuchsfläche der Georg-August-Universität (Nutzpflanzenwissenschaften) war mit allen gemessenen Nährstoffen bis auf S gut versorgt. Der NBI lag bei 46,1 und war recht ausgeglichen.

## **Beurteilung der Nährstoffversorgung auf den Versuchsstandorten im Jahr 2010**

### ***Wiesengut (Schlag 5, BBCH 65)***

Für ein normales Wachstum war die Ca-Versorgung zwar noch ausreichend, aber ein optimaler Ca-Gehalt von 10 – 20 g/kg TM wurde nicht erreicht. B und S waren die wachstums- und ertragslimitierenden Nährelemente.

### ***Klein-Altendorf (Schlag 1d)***

P, K und Mg im Boden befanden sich in Versorgungsstufe C, und die Versorgung mit diesen Nährstoffen war optimal. Stellenweise war der Boden pH-Wert (5,9) zu niedrig. Der Ca-Gehalt im Blatt lag aber noch im optimalen Bereich.

### ***Willich-Anrath***

Im Jahr 2010 waren die Ackerbohnen optimal mit Ca versorgt. Der durchschnittliche Mg-Gehalt von 4 g/kg TM deutet darauf hin, dass der Boden sehr gut mit Mg versorgt war (Versorgungsstufe C bis D). Auch hier war die S-Versorgung mit 2,7 g S/kg TM nicht optimal. Obwohl der Boden sehr gut mit P versorgt war (Versorgungsstufe E), ist der P-Gehalt mit 3,8 g P/kg TM im Ackerbohnenblatt nur so hoch wie an anderen Standorten mit Versorgungsstufe C. Vermutlich hat der hohe Zink-Gehalt im Boden die P-Aufnahme unterdrückt. Zn und P verhalten sich antagonistisch bei der Aufnahme und auch im Stoffwechsel (MARSCHNER 1995, PISSAREK 2004). Andere Blattproben, die von P-reichen Böden stammten, hatten P-Gehalte von 5,3 – 6,7 g P/kg TM; jedoch war der Zn-Gehalt durchschnittlich (70 mg/kg TM). Eine Senkung der Zn-Versorgung ist anzustreben, damit die P-Aufnahme auch dann gewährleistet ist, wenn der Boden sich in Versorgungsstufe C für P befindet. Möglicherweise wurden auf der betriebsnahen Fläche, die für den Versuch bereitgestellt wurde, große Mengen Schweinemist ausgebracht. Mit Zn-Toxizität, die generell ab 110 – 300 mg Zn/kg TM beobachtet werden kann, wird nicht gerechnet, weil das Ca:Zn-Verhältnis mit 86:1 deutlich über 45 – 50:1 liegt. Der Eisen-Gehalt war auch hoch. Er lag mit 313 mg/kg TM über der Spanne, die in der Literatur angegeben wird (BERGMANN 1983). Eine Verunreinigung mit Erde bestand nicht. Eine Kalkung bzw. die Erhöhung des Boden pH-Werts kann eventuell zur Senkung der Fe- sowie Zn-Aufnahme beitragen. Die Mo-Gehalte (6,7 mg/kg TM) mit und ohne Mo-Düngung lagen in den Ackerbohnenblättern an diesem Standort überdurchschnittlich hoch (*Tab. 49*). Von einer Mo-

Düngung ist daher gänzlich abzuraten, auch wenn in der Literatur (MARSCHNER 1995) teilweise von Ertragssteigerung durch Mo-Düngung bis zu deutlich höheren Gehalten berichtet wird. Böden mit hohen Vorräten an Mo eignen sich nicht für die Gewinnung von Futtermitteln. Besonders Rinder reagieren empfindlich auf hohe Mo-Gehalte im Futter. Die MTC wird mit 5 mg Mo/kg TM ange-gaben (NRC 1996). Andere Quellen nennen höhere Mo-Gehalte wie 25 – 50 mg Mo/kg TM, die mit Sicherheit zu einer Mo-Vergiftung führen sollen. Da eine Mo-Vergiftung von der Kupfer- und Schwefelmenge im Futter abhängt, kann keine genaue Grenze definiert werden.

### ***Dresden***

Da die Blattproben zum BBCH-Stadium 79 genommen wurden, ist eine Beurteilung des Nährstoffversorgungszustandes der Ackerbohnen sehr schwer. Alle Referenzwerte gelten lediglich für das Entwicklungsstadium Beginn bis Mitte Blüte (BBCH 61 – 64). Nach der Blüte sinken die Nährstoffgehalte ab; hieraus könnte fälschlicherweise auf eine Mangelsituation geschlossen werden. Zu erkennen ist, dass die Mg-Versorgung gut bis sehr gut war. Die P-Versorgung war möglicherweise etwas knapp. Die S-Versorgung war vielleicht nicht ganz optimal. Die B-Versorgung schien mit der auf dem Wiesengut vergleichbar zu sein (Tab. 62), so dass ein leichter Mangel anzunehmen ist. Der N-Gehalt war wahrscheinlich nur so niedrig, weil das Pflanzenalter schon weit vorangeschritten war. Um die N<sub>2</sub>-Fixierung zu erhöhen, wird generell empfohlen, die Ackerbohnen gut mit P und mit S zu versorgen.

### ***Göttingen***

Da einige Nährelemente nicht im optimalen Bereich lagen, wurde ein unausgeglichener NBI von 206,1 vorgefunden. Der K-Gehalt lag mit 15,7 g/kg TM nahe dem Bereich des CNL und außerhalb des optimalen Bereichs (Tab. 62 und 59). Der Ca-Gehalt mit 10,3 g/kg TM lag knapp optimalen Bereich, der sich über 10 – 20 g Ca/kg TM erstreckt. Der Mg-Gehalt lag mit 2,4 g Mg/kg TM unterhalb des anzustrebenden Bereiches von 2,8 – 3,8 g Mg/kg TM. Der S-Gehalt lag etwa um 1 g S/kg TM zu niedrig. Auch die B-Versorgung war nicht optimal. Die Spurenelemente Mn und Zn lagen mit ihren Gehalten genau auf dem untersten in der Literatur angegebenen Wert. Die Spanne von Mn geht von 40 – 400 mg/kg TM und die Spanne von Zn reicht von 30 – 100 mg/kg TM (BERGMANN 1983).

## 5.4.2 DRIS Evaluierung

### *Korrelationen*

Anhand der signifikant positiven Korrelation zwischen dem N-Gehalt und dem S-, P- bzw. Cu-Gehalt (*Tab. 64*) wird vermutet, dass eine gute S-, P- sowie Cu-Versorgung die N<sub>2</sub>-Fixierung positiv beeinflussen. Wie in *Tab. 59* dargestellt, haben optimal versorgte Ackerbohnen in ihren Blättern 3,4 – 5,2 g P/kg TM und 3,2 – 4,0 g S/kg TM. Unterhalb von 4,0 g P/kg TM scheint die N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung nicht so effizient zu sein wie über 4,0 g P/kg TM. Daher wird bei einem Blattgehalt unterhalb 4,0 g P/kg TM zu einer Düngung in Höhe der Abfuhr, also rund 20 kg P/ha, geraten. P selbst ist außerdem mit Cu signifikant positiv korreliert sowie negativ mit Mn und Zn. Die negative Korrelation zwischen P und Zn kann daher herrühren, dass sich die beiden Nährstoffe antagonistisch verhalten. Auch K war signifikant mit dem N-Gehalt positiv korreliert, weshalb auch K eine besondere Rolle bei der N<sub>2</sub>-Fixierung zu spielen scheint. Alternativ kommt in Frage, dass K oft zusammen mit P und N gedüngt wird. So besteht auch zwischen P und K eine signifikant positive Korrelation. Mit K waren auffällig viele Nährelement-Gehalte signifikant positiv korreliert. Neben N und P handelte es sich um Mg, S, Cu, Zn und B. Möglicherweise liegt die Ursache hierfür in der Düngung. Ackerbohnen, die gut mit K versorgt werden, erhalten wahrscheinlich über z. B. Wirtschaftsdünger auch viele andere Nährstoffe. Eine Ausnahme stellte der Ca-Gehalt dar, der signifikant negativ mit dem K-Gehalt korreliert war. Ein antagonistisches Verhalten bei der Aufnahme der beiden Kationen kann nicht ausgeschlossen werden. Auch von ELWALI & GASCHO (1984) wurden antagonistische Effekte zwischen K, Ca und Mg beobachtet. Weitere signifikant positive Korrelationen zu S waren C, Mn und Cu. Weiterhin waren P, N, C und Cu signifikant negativ mit Ca korreliert. Positiv mit Ca dagegen waren Mg, Mn und Zn korreliert. So scheint die Mikronährstoffaufnahme zumindest von Mn und Zn eher weniger durch eine hohe Ca-Versorgung beeinträchtigt zu sein. Viele signifikant positive Korrelationen wurden mit Mg gefunden. Weshalb die Gehalte an S, Mn, Cu, Mo, Zn und B zusammen mit dem Mg-Gehalt anstiegen, kann nicht erklärt werden. C war signifikant negativ mit Mn korreliert. Zwischen den Mikronährstoffen wurden ausschließlich positive Korrelationen gefunden. Signifikant darunter waren die Korrelation zwischen Mn und Fe, Zn bzw. B, zwischen Cu und Mo, zwischen Mo und Zn bzw. B sowie zwischen Zn und Fe bzw. B. So scheint eine gute Versorgung mit verschiedenen Mikronährstoffen oft gemeinsam aufzutreten. Interessanterweise gab es nur signifikant negative Korrelationen mit dem Ertrag. Jedoch scheint es keinen Grund dafür zu

geben, warum der Ertrag positiv durch niedrige Gehalte an Mg, Cu, Mo, Zn und B beeinflusst werden sollte. Dabei kann nicht ausgeschlossen werden, dass ein üppiges Pflanzenwachstum gemeinsam mit einem Verdünnungseffekt der Mikronährstoffe auftritt. Allerdings erklärt das nicht, warum die Makronährstoffe außer Mg nicht davon betroffen waren. Vermutlich handelt es sich um eine nicht kausal zusammenhängende Korrelation („Storchen“-Korrelation).

Nicht alleine die Nährstoffgehalte, sondern auch die Nährstoffverhältnisse spielen eine Rolle in Bezug auf Vitalität und Wachstumsleistung. Wie in *Tab. 65* dargestellt, waren viele Nährstoffverhältnisse signifikant positiv mit dem Ertrag korreliert. So kann es sein, dass einige Nährstoffverhältnisse ausschlaggebend für einen hohen Ertrag sind. Jedoch kann nicht zwischen Korrelationen, die einen kausalen Zusammenhang widerspiegeln, und Korrelationen ohne jeglichen Zusammenhang unterschieden werden. Allerdings sind Wechselwirkungen bei einigen Nährstoffen bereits bekannt (MARSCHNER 1995, PARENT 2011). So kann vermutet werden, dass die Verhältnisse von Cu/Mo, S/Cu, Ca/Mg, K/Mg, P/Mg, N/Mg, Ca/Mn, Ca/Cu, Ca/Zn, P/Cu, P/Mo, P/Zn, S/Mo und S/Zn tatsächlich eine Rolle spielen und ein Antagonismus bzw. ein Stoffwechselgeschehen zu Grunde liegt. Es ist nicht geklärt, ob die Verhältnisse von Mg/S, C/Mg, Zn/B, B/Mo, K/Cu, K/Mo, K/Zn, Ca/Mo, Mg/Mo, N/Cu, N/Mo, N/Zn, C/Cu, C/Mo, C/Zn und S/Mn tatsächlich einen großen Einfluss auf das Pflanzenwachstum ausüben oder nicht. Aufgrund der geringen Stichprobe von Ackerbohnen mit hohem Ertrag können zwar die mittleren anzustrebenden Verhältnisse angeführt werden, aber die Verifizierung ist begrenzt. Um eine sichere Aussage treffen zu können, müssen mehr Proben aus Hohertragspopulationen gemessen werden. Es gelten also wahrscheinlich die folgenden mittleren optimalen Nährstoffverhältnisse: Cu/Mo = 10,3:1, S/Cu = 0,24:1, Ca/Mg = 4,6:1, K/Mg = 10,3:1, P/Mg = 1,6:1, N/Mg = 19,7:1, Ca/Mn = 220:1, Ca/Cu = 1002:1, Ca/Zn = 252:1, P/Cu = 355:1, P/Mo = 17232:1, P/Zn = 92:1, S/Mo = 12303:1 und S/Zn = 61,8:1 (*Tab. 65*). Falls die weiteren Nährstoffverhältnisse kausal zusammenhängende Korrelationen in Bezug auf ein gutes Pflanzenwachstum und einen hohen Ertrag darstellen, lägen die optimalen Nährstoffverhältnisse im Mittel bei: Mg/S = 0,99:1, C/Mg = 175:1, Zn/B = 2,3:1, B/Mo = 88:1, K/Cu = 2405:1, K/Mo = 118326:1, K/Zn = 614:1, Ca/Mo = 55021:1, Mg/Mo = 11792:1, N/Cu = 4619:1, N/Mo = 228835:1, N/Zn = 1185:1, C/Cu = 40537:1, C/Mo = 2043579:1, C/Zn = 10457:1 und S/Mn = 50,8:1.

### ***NBI – Nutrient Balance Index***

Ein verhältnismäßig erhöhter NBI deutet auf Ernährungsstörungen hin (POHL *et al.* 1999). Der NBI ist umso höher, je stärker die Abweichungen der Nährelement-Quotienten der Norm- und der Restpopulation ausgeprägt sind. Der NBI in Klein-Altendorf war mit 68,6 nicht hoch (*Tab. 69*) und zeigt ein noch ausgeglichenes Nährstoffverhältnis an, von dem auch tatsächlich ausgegangen werden kann. Auf dem Wiesengut war der NBI mit 132,4 mäßig erhöht. Das Nährstoffverhältnis war aufgrund des S-Mangels und der schlechten Ca-Versorgung nicht ausbalanciert. Der höchste NBI der eigenen Versuchsstandorte mit einem Wert von 295,8 wurde für Willich-Anrath ermittelt. Verglichen mit den Ackerbohnen auf dem Wiesengut gab es in Willich-Anrath jedoch keine schlechtere Versorgungssituation. So kann angenommen werden, dass die Erhöhung des NBI durch den überdurchschnittlich hohen Mo-Gehalt sowie Fe-Gehalt verursacht wurde. Die Nährstoff-Quotienten der Normpopulation hatten schließlich niedrigere Mo- und Fe-Gehalte als die der Restpopulation, weshalb hohe Gehalte, die auch im Referenzbereich liegen, rechnerisch zu einem unausgeglichenen Ergebnis führten. Bei Betrachtung der Gesamtheit der Proben lässt sich darauf schließen, dass der NBI nicht immer die wahre Ernährungssituation widerspiegelt. In vorliegender Arbeit liegt der Grund für die Ungenauigkeit des NBI sicherlich darin, dass die Normpopulation aufgrund der wenigen ertragsstarken Ackerbohnenbestände relativ klein ausfällt. Auch in DARA *et al.* (1992) waren die NBI-Werte sehr variabel und wenig mit dem relativen Ertrag korreliert.

### ***Probleme mit DRIS***

Die Diagnose des Nährstoffstatus mittels der DRIS-Indizes stimmt nur teilweise mit den CNL-Werten überein (*Abb. 33 bis 45*). In diesem Fall ist nicht davon auszugehen, dass die DRIS-Indizes eine bessere Diagnose geben als die CNL-Werte. Der Grund dafür liegt darin, dass die DRIS-Indizes abhängig von den Nährstoffverhältnissen sind. So kann der DRIS-Index nahe Null sein - keine Imbalance anzeigen -, wenn z. B. von den jeweiligen ins Verhältnis gesetzten Nährelementen alle im Mangel sind. Das gleiche Problem entsteht, wenn Nährstoffquotienten bei Überversorgung mit mehreren Nährelementen gebildet werden. Auch die Nährstoffquotienten, die aus Nährelementen geformt werden, die eine große Spanne aufweisen, ohne aber Mangel oder Überversorgung zu verkörpern, können zu fehlerhaften DRIS-Indizes führen. Besonders häufig wiesen Fe, Mn, Zn und Mo große, jedoch alle im Normalbereich liegende Spannen auf. Hier müssen die DRIS-Indizes mit Vorsicht betrachtet werden, da abweichende Nährstoffverhältnisse nicht unbedingt eine Imbalance

darstellen. In der Arbeit von NEEDHAM *et al.* (1990) wurden insgesamt 504 Proben von *Pinus taeda* bearbeitet; dabei erfolgte die Aufteilung in Normpopulation und Restpopulation über den Volumenindex, so dass 127 Proben für die Normpopulation verwendet werden konnten. Stimmt der DRIS-Index mit dem CNL überein, so liegt die Nährstoffkonzentration, die einen DRIS-Index gleich Null hat auf der gleichen Höhe wie der CNL (NEEDHAM *et al.* 1990). Die über lineare Regression ermittelten Grenzwerte für N, P und Mg stimmten überein, nur K hatte bei DRIS einen höheren Grenzwert als bei den CNL-Werten (NEEDHAM *et al.* 1990). In der vorliegenden Arbeit an Ackerbohnen wurden für einen DRIS-Index zwischen -1 und +1 folgende Werte gefunden: Ca = 10,5 g/kg; K = 24 g/kg; P = 3,7 g/kg; Mg = 2,5 g/kg; C = 441 g/kg; N = 43,6 g/kg; S = 2,6 g/kg; Mn = 61 mg/kg; Fe = 160 mg/kg; Cu = 10 mg/kg; Zn = 51 mg/kg; B = 23 mg/kg und Mo = 0,8 mg/kg. Abgesehen von S, Mg, N und P liegen die Werte weit über den in der Literatur angegebenen CNL-Werten. Hier ist es also nicht zutreffend, mittels DRIS-Indizes zwischen -1 und +1 einen Grenzwert für eine suboptimale Nährstoffversorgung festzulegen. Vielmehr geben die DRIS-Indizes zwischen -1 und +1 eine annähernd ausbalancierte Nährstoffversorgung wieder. Um einen optimalen Level festzulegen, müssen alle Nährstoffkonzentrationen einer Probe auf optimaler Höhe sein, was jedoch bei Feldversuchen nicht immer der Fall ist. Zeigte der DRIS-Index eine gute und verlässliche Diagnose an, so sollte der DRIS-Index bei einer engen Nährstoffkonzentrationsspanne immer in etwa den gleichen Wert annehmen. In vorliegender Arbeit aber zeigte sich das nicht. Weiterhin wurden teils mäßige Unterschiede je nach Wahl der Ertragsgrenze für die DRIS-Norm beobachtet. Je mehr Werte in die Normpopulation einfließen, desto besser. Jedoch muss bei den gewählten Werten sicher gestellt sein, dass die Pflanzen wirklich optimal versorgt waren.

Ein Problem bei DRIS ist, dass der Ertrag nicht nur von der Nährstoffversorgung abhängt, sondern auch von vielen anderen Faktoren wie Witterung, Krankheitsbefall und Unkrautdruck. Die hohen Erträge waren fast ausschließlich bei den konventionellen Betrieben zu finden. Der Ertrag - bezogen auf die Gesamtheit der Proben - stieg nicht mit der Niederschlagsmenge an; nur in manchen Fällen war die positive Wirkung eines hohen Wasserangebots erkennbar. Zudem stammten die Proben aus der Erhebung auch von verschiedenen Ackerbohnenarten, wobei „Fuego“ den größten Anteil ausmachte. Ein Sortenvergleich zeigt, dass der Ertrag innerhalb einer Sorte stark schwanken kann (*Tab. 74*). Die mittleren Erträge der verschiedenen Sorten dagegen wichen nicht stark voneinander ab (*Tab. 74*).

Tab. 74: Nährstoffgehalte in der Trockenmasse und Kornerträge (umgerechnet auf 86 % TM) der verschiedenen, bekannten Sorten aller Proben

Sorte (n)	Bilbo (3)	Bioro (2)	Divine (27)	Espresso (5)	Fuego (246)	Gloria (8)	Limbo (5)	Tangentia (2)	Tattoo (3)	Hiverna (3)
Ertrag (dt/ha)	40,8 <sup>a</sup>	40,0	37,7	44,5	29,3	32,6	40,5	40,7	45,3	<b>45,7</b>
	39,2 <sup>b</sup>	40,0	25,0	9,2	<b>6,8</b>	25,0	30,0	38,0	37,6	41,1
	43,1 <sup>c</sup>	40,0	54,0	<b>72,0</b>	69,8	40,5	48,0	43,3	60,8	48,0
C (g/kg)	443	<b>447</b>	438	441	433	446	438	439	427	436
	438	439	374	403	<b>325</b>	407	402	436	418	428
	447	456	478	467	<b>511</b>	464	459	441	431	442
N (g/kg)	51,5	54,9	50,1	<b>55,1</b>	50,4	49,8	44,4	53,1	51,7	53,3
	44,9	52,1	35,7	48,4	21,5	30,0	<b>23,3</b>	52,1	51,2	50,4
	55,2	57,8	67,5	60,5	<b>67,8</b>	62,8	59,3	54,1	52,1	59,1
K (g/kg)	28,3	27,1	23,9	26,1	25,4	23,9	24,3	19,9	27,0	<b>30,2</b>
	27,4	26,7	15,5	22,2	<b>10,4</b>	15,7	22,3	16,0	26,5	27,8
	30,0	27,6	36,5	29,6	<b>40,5</b>	40,5	27,9	23,8	27,9	33,8
Ca (g/kg)	10,3	9,7	<b>15,0</b>	12,3	11,5	13,6	13,6	14,7	12,5	11,8
	10,1	8,9	<b>6,2</b>	9,8	6,6	7,3	9,4	10,8	10,1	9,0
	10,5	10,7	<b>35,1</b>	15,9	22,2	20,9	17,7	18,7	16,0	16,2
Mg (g/kg)	2,5	2,5	2,7	2,5	2,9	2,5	2,8	<b>3,7</b>	2,5	3,1
	2,4	2,4	1,8	2,2	<b>1,7</b>	2,0	2,4	2,8	2,4	2,7
	2,6	2,5	<b>4,8</b>	2,8	4,5	2,9	3,0	4,5	2,6	3,6
P (g/kg)	4,5	4,3	4,1	4,3	4,1	4,5	<b>4,8</b>	3,8	2,9	3,8
	4,3	4,0	<b>2,4</b>	3,4	2,6	3,6	2,9	3,5	2,8	3,3
	4,8	4,5	6,4	4,9	6,1	<b>6,7</b>	5,7	4,1	3,1	4,3
S (g/kg)	2,3	2,3	2,6	2,8	2,7	2,4	2,4	2,6	<b>2,9</b>	2,4
	2,0	2,2	1,6	2,5	1,6	1,8	1,9	2,3	2,7	<b>1,5</b>
	2,6	2,4	3,5	3,2	<b>4,5</b>	3,4	2,7	2,9	3,2	2,9
Fe (mg/kg)	178	179	<b>254</b>	245	202	154	180	171	168	186
	124	172	<b>69</b>	120	102	88	155	166	156	136
	270	186	285	401	<b>486</b>	254	221	176	177	270
Mn (mg/kg)	50,4	54,9	66,8	63,1	89,4	47,6	72,0	<b>90,1</b>	55,8	42,7
	43,5	52,3	<b>18,6</b>	45,5	33,5	20,0	41,4	85,4	53,1	37,3
	54,5	57,6	237,2	75,5	<b>247,6</b>	74,1	89,3	94,8	58,7	53,2
Zn (mg/kg)	62,2	71,1	65,8	50,6	<b>66,0</b>	57,6	50,5	27,3	27,5	59,3
	46,3	65,4	26,3	40,7	23,4	37,1	38,1	23,5	<b>15,7</b>	45,1
	91,8	76,7	147,6	63,4	<b>192,4</b>	109,8	60,8	31,1	51,1	72,7
Cu (mg/kg)	12,2	<b>16,2</b>	12,3	10,8	14,8	14,8	15,0	6,5	7,4	11,5
	10,8	15,9	7,6	8,1	<b>4,7</b>	11,5	10,0	6,1	5,9	8,1
	14,2	16,5	18,8	13,4	22,2	<b>23,6</b>	17,0	6,8	10,1	15,0
B (mg/kg)	22,3	19,0	19,0	<b>23,0</b>	20,2	14,9	18,2	19,5	14,0	20,2
	19,3	18,1	12,8	20,5	<b>5,1</b>	11,5	10,0	16,8	12,1	14,9
	24,8	19,9	25,8	28,6	<b>36,7</b>	21,7	25,1	22,3	15,8	30,5

Tab. 74 Fortsetzung

Sorte (n)	Bilbo (3)	Bioro (2)	Divine (27)	Espresso (5)	Fuego (246)	Gloria (8)	Limbo (5)	Tangenta (2)	Tattoo (3)	Hiverna (3)
Mo (mg/kg)	< 0,3	0,3	1,0	0,7	<b>2,2</b>	1,0	0,3	0,4	0,2	1,4
	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3	1,1
	< 0,3	0,5	2,9	1,2	<b>19,2</b>	2,6	0,8	0,8	0,4	1,8

<sup>a</sup>Mittel ist der jeweils oberste Wert

<sup>b</sup>Minimum ist der jeweils mittlere Wert

<sup>c</sup>Maximum ist der jeweils unterste Wert

**fett** gedruckt ist jeweils der höchste Mittel- und Maximalwert und der niedrigste Minimalwert.

(Die Sorten „Herz Freya“, „Condar“ und „Scirocco“ waren nur ein Mal vertreten und sind deshalb nicht in der Tabelle aufgeführt.)

Die Sorte „Fuego“ hatte nur einen niedrigeren Durchschnittsertrag, weil die Mindererträge aus mehreren Versuchsflächen das Mittel gedrückt haben. Deshalb ist in vorliegender Arbeit ein Sorteneinfluss auf den Ertrag eher gering. Dazu muss jedoch gesagt werden, dass oft deutliche Sortenunterschiede bestehen – im Kornertrag und somit auch in der N<sub>2</sub>-Fixierung. Nach KÖPKE (1987) sind Kornertrag und N<sub>2</sub>-Fixierung positiv korreliert ( $R^2 = 0,78^{**}$ ). Nahm die N<sub>2</sub>-Fixierung um 1 kg/ha zu, stieg der Kornertrag um 7 kg/ha. Die Beziehung von Kornertrag und N<sub>2</sub>-Fixierung wurde außerdem durch eine Teilenthülsung verdeutlicht, die den Kornertrag um 23 % senkte und folglich auch die N<sub>2</sub>-Fixierung um 14 % (KÖPKE 1987). Der Unterschied in der N<sub>2</sub>-Fixierung aufgrund der Sorte betrug in den Versuchen von KÖPKE (1987) 70 kg N/ha.

Bei den Mittelwerten der Nährstoffgehalte im Blatt gab es keinen signifikanten Unterschied zwischen der Normpopulation und der Restpopulation (Abb. 46). Zu der gleichen Feststellung kamen RAGHUPATHI *et al.* (2004) bei Mango. Die Mangobäume in einem neunjährigen Versuch wurden in eine Normpopulation (n = 89) und eine Restpopulation (n = 91) aufgeteilt. Bei den Nährstoffkonzentrationen von N, P, S, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn und K wurden nur marginale Unterschiede zwischen den ertragsstarken Mangobäumen und den ertragsschwachen Mangobäumen verzeichnet. In anderen Arbeiten dagegen erschien die Interpretation anhand von DRIS vielversprechend. So zeigten 169 Blattproben von Waldbäumen (*Quercus robur* und *Q. petraea*) einen Zusammenhang einiger DRIS-Indizes mit dem Belaubungsgrad (POHL *et al.* 1999). Als Normpopulation wurde hier nicht die Hochertragspopulation gewählt, sondern ein Belaubungsgrad über 80 %, der gesunde Eichen von kranken abgrenzen sollte. Die Ergebnisse zeigten eine negative Korrelation zwischen NBI und den DRIS-Indizes für S, C, SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> mit dem Belaubungsgrad. Der Ca-Index und NH<sub>4</sub><sup>+</sup>-

Index waren positiv mit dem Belaubungsgrad korreliert. Wie auch teils in der vorliegenden Arbeit unterschied sich die Interpretation anhand der DRIS-Indizes von der mittels der Grenzwerttabellen bzw. CNL-Werte. Trotz des mit der Belaubung ansteigenden Ca-Indexes wurde laut der Grenzwerte kein Ca-Mangel der Eichen diagnostiziert (POHL *et al.* 1999).

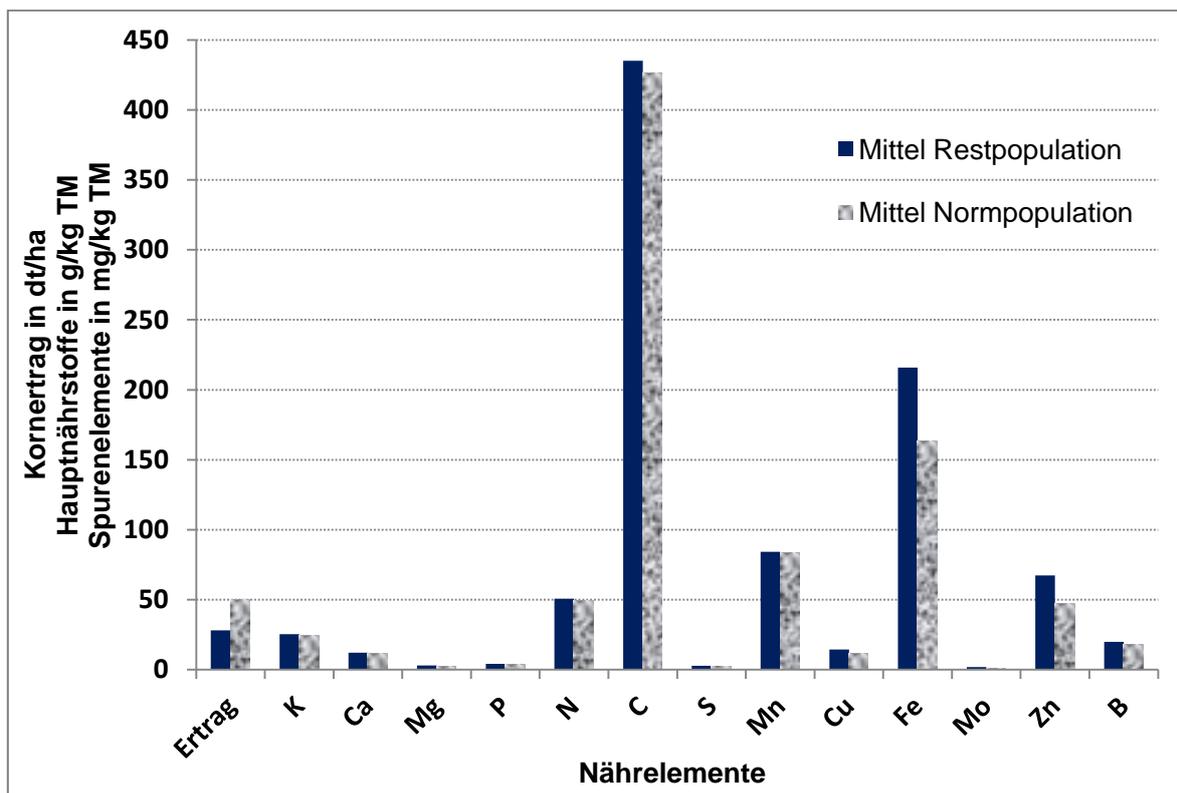


Abb. 46: Mittelwerte der Nährelementgehalte und des Kornertrags in der Restpopulation im Vergleich mit der Normpopulation (Hohertragspopulation)

Auch SRIVASTAVA & SINGH (2008) erzielten mit Erstellung der DRIS-Normen für eine mehrjährige Kultur (Nagpur Mandarin auf der Unterlage *Citrus jambhiri*; 277 Pflanzen ha<sup>-1</sup>) positive Ergebnisse. Gemessen wurden 57 Blattproben nicht-fruchtender, terminaler Äste im Zeitraum von August bis Oktober über drei Jahre. Die Normpopulation wurde anhand des Fruchtertrags abgegrenzt. Mg, Fe und Mn unterschieden sich im Mittelwert bei der Norm- und Restpopulation. Zusätzlich wurden Bodenproben (Entisole, Inceptisole und Vertisole in Indien) zur Aufstellung einer DRIS-Norm verwendet. Die Bodenorientierten DRIS-Normen unterschieden sich deutlicher als die nach den Blattgehalten und zwar in allen untersuchten Nährelementen. Die Reihenfolge der limitierenden Nährelemente war bei der Boden-DRIS-Diagnose nicht ganz übereinstimmend mit der Blatt-DRIS-

Diagnose. Dementsprechend führten die verschiedenen Abgrenzungen von der Normpopulation zur Restpopulation in vorliegender Arbeit bezüglich der Ackerbohnen auch zu unterschiedlichen Ergebnissen, was das am stärksten limitierte Nährelement betrifft. Bei SRIVASTAVA & SINGH (2008) führte das Düngen der Nährelemente, die mittels DRIS als im Mangel befindlich ausgewiesen wurden, zu einer Ertragssteigerung, was darauf hindeutet, dass DRIS eine korrekte Diagnose gestellt hatte. So scheint eine Kombination aus Boden-DRIS und Blatt-DRIS einer alleinigen Blatt-DRIS Erstellung überlegen zu sein. Bei Messung der Nährstoffe im Boden ist jedoch darauf zu achten, dass die Messmethoden geeignet sind, die Pflanzenverfügbarkeit zu berücksichtigen. Zusätzlich ist es besonders auf Ackerschlägen mit einjährigen Kulturen nicht so einfach, repräsentative Bodenproben zu entnehmen, wenn es sich um größere Parzellen oder einen nicht völlig homogenen Boden handelt, wie es auch in ELWALI & GASCHO (1984) angesprochen wird. So entsprachen die Blattnährstoffkonzentrationen (1600 Proben) der acht Zuckerrohrplantagen nicht immer den entsprechenden Bodenwerten. Z. B. hatte die Plantage mit dem am besten mit Mg versorgten Boden die niedrigsten Mg-Gehalte in den Blättern (ELWALI & GASCHO 1984). Als Erklärung kommt die gleichzeitig gute Versorgung mit K, Ca und N in Betracht, die der Mg-Aufnahme entgegenwirkten. Somit ist laut ELWALI & GASCHO (1984) eine Düngempfehlung nach DRIS besser als eine Düngung anhand von Bodenproben. Besonders in bestimmten Böden erwiesen sich Bodenproben als unzuverlässig. In BAILEY *et al.* (2000) lieferte die P-Messung nach der "Olsen-Methode" in Fe- und Al-reichen Böden basaltischen Ursprungs fehlerhafte Werte, da zu wenig gebundenes P extrahiert wurde, das jedoch vom Gras aufgenommen wurde. So stellte sich heraus, dass die übliche P-Düngempfehlung nach Bodenproben zu einer übermäßigen Versorgung führte (BAILEY *et al.* 2000). In BELL *et al.* 2005 wird deshalb empfohlen den „degree of P saturation“ basierend auf Ammonium-Oxalat-extrahierbarem P, Al und Fe zu bestimmen, um die P-Versorgung in basaltischen Böden zu ermitteln. Nach LETZSCH & SUMNER (1983) hat DRIS auch Vorteile gegenüber CNL-Werte. Bereits 1983 lagen Normen für Mais, Sojabohne, Sorghum, Kartoffel, Weizen, Zuckerrohr, Sonnenblume, Luzerne und Kautschuk in einem DRIS-Computer-Programm vor (LETZSCH & SUMNER 1983). Es scheint, als ob DRIS besser für perennierende Kulturen als für annuelle Kulturen geeignet ist. So wurde im Gewächshausversuch mit verschiedenen N, P, Mg und S Gaben an Surinamgras (*Brachiaria decumbens*) von SILVEIRA *et al.* (2005) mit Ausnahme von Mn und Zn höhere Grenzwerte nach DRIS als nach dem CNL gefunden. Möglicherweise gab es teils Unstimmigkeiten bei der Wahl des Probenmaterials in Bezug auf das Pflanzenorgan und das Entwicklungsstadium,

was für die Erstellung von DRIS und den CNL verwendet wurde. Im Versuch von SILVEIRA *et al.* (2005) wurden die Nährelemente in 342 Proben der Blattlamina der jüngsten Blätter gemessen. Die N-Indizes waren untauglich. Es wurde eine C-, O-, H-Abhängigkeit vermutet. Die in SILVEIRA *et al.* (2005) verwendeten Methoden nach Beaufils (1973), Jones (1981) und ELWALI & GASCHO (1984) führten zu ähnlichen Ergebnissen bezogen auf die Nährstoffkonzentrationen, die als angemessen für die Nährstoffbalance angesehen werden. SUMNER *et al.* (1983) empfehlen, DRIS-Diagnosen mit Düngeversuchen zu kontrollieren. In ihrer Arbeit erstellten sie die DRIS-Norm für *Sorghum bicolor* aus 907 veröffentlichten Daten von Blattproben. Als Rechenkontrolle diente der NBI, denn je negativer der NBI wird, desto niedriger sollte der Ertrag werden – sonst ist DRIS fehlerhaft. In DARA *et al.* (1992) wird eine lokale DRIS-Norm für Mais aus 3 Jahren (mit Beregnung, Unkrautkontrolle, N-Steigerungsversuch) mit einer üblichen, nicht lokalen DRIS-Norm verglichen. Alle bis auf einen der Mittelwerte der Nährstoffquotienten waren signifikant unterschiedlich in den beiden DRIS-Normen. Der nach der lokalen DRIS-Norm neu erstellte CNL lag mit 25,2 g N/kg etwas unter der generellen Dünge-Empfehlung nach dem CNL-Wert (DARA *et al.* 1992). Jedoch erwies sich DRIS als vielversprechende Nährstoff-Diagnose zur Bestimmung der optimalen Nährstoffgehalte und CNL-Werte für kommerziell angebaute Sojabohnen (URANO *et al.* 2007). In der Arbeit von URANO *et al.* (2007) führten DRIS und Compo-sitional Nutrient Diagnosis (CND) zu gleichen Ergebnissen. Das Mittel der jeweiligen Nährstoffkonzentration in der Normpopulation entsprach dem nach DRIS optimalen Nährstoffversorgungsgrad. Auch das Modell Chance Matemática (ChM) lieferte brauchbare Ergebnisse (URANO *et al.* 2007). Dabei ist zu bedenken, dass die optimale Nährstoffkonzentration keine feste Größe ist. Die optimale Nährstoffkonzentration in der Pflanze ändert sich mit dem Pflanzenalter und ist auch von der Konzentration anderer Nährstoffe abhängig. Zur korrekten Aufstellung von DRIS-Indizes sollte nur ein Nährstoff limitierend für das Wachstum sein und nicht zwei oder mehr zugleich. Nach BAILEY *et al.* (1997a) sollten die Nährstoffverhältnisse im Laufe der Pflanzenentwicklung/-alterung nicht so stark variieren wie die einzeln betrachteten Nährstoffgehalte. Zum Beispiel herrscht unter einem N/K-Verhältnis von 1,3:1 K-Mangel bei Weidelgras (DAMPNEY 1992). Das kritische N/S-Verhältnis liegt bei 14:1. Doch lässt sich hieraus nur in 50 Prozent der Fälle ein tatsächlich vorliegender S-Mangel diagnostizieren (STEVENS & WATSON 1986). Die Wichtigkeit der Verhältnisse K/N und S/N lässt sich über ihre Funktion erklären. K spielt eine essentielle Rolle bei der N-Aufnahme sowie dessen Transport. Das Verhältnis von S zu N ist bedeutend für den Aufbau von S-haltigen

Aminosäuren (MARSCHNER 1995). In BAILEY *et al.* (1997b) konnte mit Ausnahme für N über DRIS eine genauere Aussage über den Ernährungsstatus (P, K, S) getroffen werden als mit dem CNL. Ein Mangel dieser Nährstoffe wurde mit einer Verlässlichkeit von 70 - 100 % diagnostiziert oder vorhergesagt. Trotzdem wurde die S-Versorgung von DRIS unterschätzt, wohingegen der N- und P-Versorgungsstatus signifikant überschätzt wurden (BAILEY *et al.* 1997b). Gefäßversuche führten zu anderen CNL-Werten als Feldversuche (BAILEY *et al.* 1997b). Dies erklärt sich womöglich aus der gleichmäßigen Wasserversorgung und dem gewählten Substrat.

Letztendlich wäre eine zuverlässige Interpretation mit DRIS denkbar, wenn die Normpopulation sehr groß ist und mit dem Ziel einer optimalen Nährstoffversorgung an verschiedenen Standorten angelegt wird. Dabei sollten weitere Einflussfaktoren möglichst ausgeschaltet werden. So sollten die Pflanzen bei Trockenheit beregnet werden, von Unkraut und Schädlingen freigehalten werden und zum optimalen Zeitpunkt gesät werden. Zum Vergleich der optimal ernährten Normpopulation können ungedüngte Bestände auf schlechten Böden dienen oder Düngeversuche angelegt werden. Nach DARA *et al.* (1992) gab es keine signifikante Interaktion zwischen den DRIS-Normen innerhalb von drei Versuchsjahren. Um einen Jahreseinfluss auszuschalten, sollten zur Erhebung der DRIS-Norm jedoch Proben aus mehreren Jahren gesammelt werden. In vorliegendem Versuch wurden nur aus zwei Jahren Proben herangezogen. Standortbezogene oder lokale DRIS-Normen liefern möglicherweise bessere Diagnosen als DRIS-Normen, die aus Pflanzenproben von großflächigen Gebieten ermittelt wurden, weil die unterschiedlichen Standorteigenschaften als Einflussfaktoren entfallen (DARA *et al.* 1992). Allerdings ist DRIS dann auch nur für den jeweiligen Standort einsetzbar. Andererseits sind die DRIS-Indizes empirisch und es gibt keine gut definierte Kovarianz-Matrix für eine multivariate, statistische Analyse (PARENT 2011). Die Nährstoffquotienten bei DRIS beziehen sich auf duale Verhältnisse zwischen zwei Nährelementen, wobei in den Pflanzen aber auch Interaktionen zwischen mehreren Elementen vorliegen (PARENT 2011). Um einige Fehler von DRIS zu beheben, verwendete PARENT (2011) „Compositional Nutrient Diagnosis - Isometric log ratio transformation“ und „centered log ratio transformation“ (CND-*ilr* und CND-*clr*). Die *ilrs* sind orthogonal arrangierte log Kontraste, die Nährstoff-Interaktionen richtig stellen (PARENT *et al.* 2013). Der Nährstoff-Imbalance-Index wurde als Aitchison Distanz zwischen den gewählten *ilr*-Koordinaten bestimmter Proben und den Standard-*ilr*-Koordinaten berechnet. Das *ilr*-Konzept scheint nach PARENT (2011) am besten dazu geeignet zu sein, DRIS

induzierte, die Diagnose störende Verzerrungen aufgrund von Interaktionen zu mindern. Jedoch wurden in der Arbeit nur Hauptnährstoffe gemessen und in die Rechnungen einbezogen. Auch in einer Arbeit an Obstbäumen kamen PARENT *et al.* (2013) zu dem Ergebnis, dass das *ilr*-Nährstoff-Balance-Konzept DRIS überlegen ist. PARENT *et al.* (2013) kommen zum Schluss, dass Liebigs Gesetz des Minimums erweitert oder ersetzt werden sollte durch ein Konzept wachstumslimitierender Nährstoffbalancen. Es bleibt weiterhin die Frage offen, ob das *ilr*-Konzept auch mit Einbeziehung der Spurenelementkonzentrationen eine gute Diagnose liefert. In PARENT *et al.* (2013) wurden für die Rechnungen nur N, P, K, Ca und Mg verwendet.

## 6. Schlussfolgerung

Die deutschlandweite Erhebung lässt keinen klaren Trend bei der Nährstoffversorgung von Ackerbohnen erkennen. Es traten oft verschiedene betriebsinterne Nährstoffungleichgewichte auf. Andere Ackerbohnenbestände waren gut versorgt. Am häufigsten zeigten sich S- und/oder B-Mangel. Deshalb ist es ratsam, den seit einigen Jahren fehlenden atmosphärischen S-Eintrag von rund 40 kg S/ha über Dünger zuzuführen. Auch Ca war öfters nicht im anzustrebenden Bereich, was auf unzureichende Kalkung schließen lässt. Mo lag in vielen Blattproben unterhalb der Nachweisgrenze, was nicht unbedingt mit einer Mangelversorgung gleichzusetzen ist. Im Gegensatz zu B muss bei einer mineralischen Mo-Düngung darauf geachtet werden, dass nicht überdüngt wird und die Futterpflanzen keine toxischen Mo-Gehalte für Tiere annehmen.

Bei rundum guter Versorgung steigt der N-Gehalt im Blatt an, weshalb auf eine gesteigerte N<sub>2</sub>-Fixierung geschlossen werden kann. SeRo-Dünger eignen sich bei rechtzeitiger Gabe im Frühjahr und abgestimmter Menge, um Versorgungslücken verschiedener Nährstoffe zu schließen. Dünger auf pflanzlicher Basis und Wirtschaftsdünger sind reich an gut verfügbarem K. FKM wirkt als P-Dünger deutlich effizienter als Roh-Phosphat. Die Ergebnisse weisen darauf hin, dass der P-Düngerseffekt von FKM bei erhöhter Applikationsmenge (60 kg P/ha anstatt 40 kg P/ha, entsprechend 840 kg FKM (FM)/ha) vergleichbar mit Superphosphat sein könnte. Zusätzlich enthalten SeRo-Dünger verschiedene Mikronährstoffe in unterschiedlichen Konzentrationen. Ausschließlich Wirtschaftsdünger reichen jedoch nicht für die S-Versorgung aus. Die verwendeten SeRo-Dünger waren nicht reich an S. Daher ist hier eine mineralische S-Düngung anzuraten.

Die in der Blatt-TM gemessenen Nährstoffe von Ackerbohnenbeständen aus Praxisbetrieben, die einen Höchstertag von 54 – 72 dt/ha (umgerechnet auf 86 % TM) aufwiesen, lagen im Bereich von: 18 – 34 g K/kg, 8,2 – 16 g Ca/kg, 2,8 – 4,7 g P/kg, 1,7 – 3,6 g Mg/kg, 38 – 130 mg Mn/kg, 15 – 30 mg B/kg, 112 – 307 mg Fe/kg, 30 – 78 mg Zn/kg, 7,9 – 17,5 mg Cu/kg, <0,25 – 1,78 mg Mo/kg, 382 – 473 g C/kg, 39,5 – 56,5 g N/kg und 1,9 – 3,2 g S/kg. Hierbei blieben die Nährstoffverhältnisse zueinander unberücksichtigt. Unter Einbeziehung der Ergebnisse aus den Versuchen wird davon ausgegangen, dass die Ackerbohnen bei einem P-Gehalt von 3,4 – 5,2 g/kg TM und einem S-Gehalt von 3 – 4 g/kg TM optimal versorgt sind.

Am Versuchstandort Wiesengut hatte die Direktsaat keine negativen Einflüsse auf die Nährstoffaufnahme, das Wachstum und den Ertrag. Der Biomassezuwachs und der Korn-ertrag der Pflugvariante lagen auf dem gleichen Niveau wie das der Direktsaatvariante.

DRIS alleine kann den Nährstoffstatus nicht ausreichend beurteilen. Die Diagnose kann fehlerhaft sein, weshalb eine abgeleitete Düngeempfehlung nicht immer richtig ist. In Kombination mit anderen Methoden kann DRIS aber hilfreich sein, den Versorgungszu-stand zu erfassen. Auf jeden Fall sind Werte aus Blattnährstoffanalysen, die mittels DRIS ausgewertet werden und mit dem CNL abgeglichen werden, den Ergebnissen aus Boden-analysen überlegen. Ein Problem bei der Datenerhebung war vor allem, dass nicht genug Proben von Hohertragspopulationen mit einbezogen werden konnten. Weiterhin war es bei den Proben aus der Erhebung nicht immer möglich, die Einflussfaktoren (Standort, Witte-rung, Schädlingsbefall und Nährstoffversorgung), die Wachstum und Ertrag bestimmen, zu trennen. Möglicherweise liefert die DRIS-Beurteilung bessere Ergebnisse, wenn die DRIS-Norm erweitert wird. Jedoch bleibt DRIS auf die Betrachtung der dualen Nährstoffverhält-nisse beschränkt. So werden Wechselwirkungen zwischen mehr als zwei Nährelementen und die absoluten Gehaltsmengen vernachlässigt.

Im Versuch konnte die mittels Differenzmethode geschätzte  $N_2$ -Fixierung und  $N_{dfa}$  am Standort Wiesengut durch Beseitigung einer S-Unterversorgung von 26 g  $N_{2fix}/kg$  TM bzw. 45 % in der Kontrolle auf ca. 31 g  $N_{2fix}/kg$  TM bzw. ca. 50 % in der  $K_2S_4$ -Dünge-variante angehoben werden. Aufgrund der Trockenheit hatten die  $N_{min}$ -Bodenproben nur eine begrenzte Aussagekraft und zeigten nur Tendenzen an. In Klein-Altendorf, wo der Boden reich an mineralischem N war und kein S-Mangel zu verzeichnen war, konnte die  $N_2$ -Fixierung nicht durch eine Düngegabe erhöht werden.

Die  $N_{min}$ -Werte eigneten sich im vorliegenden Versuch nicht gut, um die Differenzen der  $N_2$ -Fixierung zu bestimmen. Sie hängen zu stark von der Bodenfeuchte und dem uner-wünschten Beikrautbewuchs ab. Der Sommerweizen hatte auf allen 3 Standorten trotz seines sehr unterschiedlichen Wuchses sehr ähnliche N-Gehalte in den Blättern: Wiesengut: 31,1 g N/kg TM, Klein-Altendorf: 34,6 g N/kg TM und Willich-Anrath: 33,0 g N/kg TM. Das leicht abweichende BBCH-Stadium von 33 bis 50 hatte dabei keine Auswirkung auf den N-Gehalt der Blätter.

Insofern es sich nicht um B oder Mo handelt, die stark konzentriert toxisch wirken können, ist es generell vorteilhaft, den Dünger an die Wurzel zu bringen. Aufgrund der gut

versorgten Böden, auf denen die Reihendüngung vorgenommen wurde, konnte kein Düngereffekt festgestellt werden. Daher konnte die Annahme, dass Reihendüngung effizienter ist, im Versuch nicht bestätigt werden. In der Praxis ist es zudem nur schwer realisierbar, Kompost oder Trester an die Reihe zu düngen. Eine Unterfußdüngung mit Roh-Phosphat zeigte im Gefäßversuch keine gute Wirkung; die Ackerbohnen zeigten P-Mangel. Die Flächen der Feldversuche waren so gut mit P versorgt, dass kein Düngereffekt zu verzeichnen war.

## 7. Literaturverzeichnis

- AGARWALA, S. C.; SHARMA, C. P.; FAROOQ, S. & CHATTERJEE, C. (1978): Effect of molybdenum deficiency on the growth and metabolism of corn plants raised in sand culture. *Can. J. Bot.* 56, 1905-1908.
- ALEXANDER, D. B. & ZUBERER, D. A. (1989):  $^{15}\text{N}$  fixation by bacteria associated with maize roots at a low partial  $\text{O}_2$  pressure. *Appl. Environ. Microbiol.* 55, 1748-1753.
- ALLAWAY, W. H. & THOMPSON, J. F. (1966): Sulfur in the nutrition of plants and animals. *Soil. Sci.* 101, 240-247.
- ALLOWAY, B. J. (Hrsg.) (1999): *Schwermetalle in Böden*. Springer, Berlin.
- AMANUEL, G.; KÜHNE, R. F.; TANNER, D. G. & VLEK, P. L. G. (2000): Biological nitrogen fixation in faba bean (*Vicia faba* L.) in the Ethiopian highlands as affected by P fertilization and inoculation. *Biol. Fertil. Soils* 32, 353-359.
- AMTMANN, A. & BLATT, M. R. (2009): Regulation of macronutrient transport. *New Phytol.* 181, 35-52.
- ANDERSON, A. J. & SPENCER, D. (1950a): Molybdenum in nitrogen metabolism of legumes and non-legumes. *Aust. J. Sci. Res. Ser. B3*, 414-430.
- ANDERSON, A. J. & SPENCER, D. (1950b): Sulphur in nitrogen metabolism of legumes and non-legumes. *Aust. J. Sci. Res. Ser. B3*, 431-449.
- ANONYM (1996): Microbial ecology of the nitrogen cycle. Online verfügbar: URL: <http://dwb.unl.edu/teacher/nsc/c09/c09links/bordeaux.uwaterloo.ca/biol446/chapter8.htm> [Stand: 23.05.2014].
- ANONYM (1999): Effects of phosphorus on nitrogen fixation. *Better Crops* 83, 30-31.
- ANONYM (2008): Grain Legume Handbook. Grains Research & Development Corporation (GRDC), Australien. Online verfügbar: URL: <http://www.grdc.com.au/Resources-/Bookshop/2008/02/Grain-Legume-Handbook-2008> [Stand 23.05.2014].
- ANONYM (2011): Basisinformationen Ackerbohnen. Online verfügbar: URL: <http://www.landwirtschaftskammer.de/landwirtschaft/ackerbau/eiweisspflanzen-/ackerbohnen-pdf.pdf> [Stand 02.06.2014].
- ARMENGAUD, P.; SULPICE, R.; MILER, A. J.; STITT, M.; AMTMANN, A. & GIBSON, Y. (2009): Multilevel analysis of primary metabolism provides new insights into the role

- of potassium nutrition for glycolysis and nitrogen assimilation in *Arabidopsis* roots. *Plant Physiol.* 150, 772-785.
- ARRESE-IGOR, C.; GARCIA-PLAZAOLA, J. I.; HERNANDEZ, A. & APARICIO-TEJO, P.M. (1990): Effect of low nitrate supply to nodulated lucerne on time-course of activities of enzymes involved in inorganic nitrogen metabolism. *Physiol. Plant.* 80, 185-190.
- BAILEY, J. S.; BEATTIE, J. A. M. & KILPATRICK, D. J. (1997a): The Diagnosis and Recommendation Integrated System (DRIS) for diagnosing the nutrient status of grassland swards: I. Model establishment. *Plant Soil* 197, 127-135.
- BAILEY, J. S.; CUSHNAHAN, A. & BEATTIE, J. A. M. (1997b): The Diagnosis and Recommendation Integrated System (DRIS) for diagnosing the nutrient status of grassland swards: II. Model calibration and validation. *Plant Soil* 197, 137-147.
- BAILEY, J. S.; DILS, R. A.; FOY, R. H. & PATTERSON, D. (2000): The Diagnosis and Recommendation Integrated System (DRIS) for diagnosing the nutrient status of grassland swards: III. Practical applications. *Plant Soil* 222, 255-262.
- BAKER, A.; HILL, G. F. & PARSONS, R. (1997): Alteration of N nutrition in *Myrica gale* induces changes in nodule growth, nodule activity and amino acid composition. *Physiol. Plant.* 99, 632-639.
- BARBER, S. A. (1984): Soil nutrient bioavailability. John Wiley and Sons, New York.
- BAUER, W. D. & CAETANO-ANOLLÉS, G. (1990): Chemotaxis, induced gene expression and competitiveness in the rhizosphere. *Plant Soil* 129, 45-52.
- BAXTER, I.; MUTHUKUMAR, B.; PARK, H. C.; BUCHNER, P.; LAHNER, B.; DANKU, J.; ZHAO, K.; LEE, J.; HAWKESFORD, M. J.; GUERINOT, M. L. & SALT, D.E. (2008). Variation in molybdenum content across broadly distributed populations of *Arabidopsis thaliana* is controlled by a mitochondrial molybdenum transporter (MOT1). *PLoS Genet* 4(2): e1000004. doi:10.1371/journal.pgen.1000004.
- BELL, A. A. W.; BAILEY, J. S.; SMITH, R. V. & ALLEN, M. M. (2005): Development of an alternative to the Olsen bicarbonate-extraction test for determining plant-available phosphorus in basaltic soils. *Soil Use and Management* 21, 330-336.
- BELLALLOUI, N.; REDDY, K. N.; GILLEN, A. M. & ABEL, C. A. (2010): Nitrogen metabolism and seed composition as influenced by foliar B application in soybean. *Plant Soil* 336, 143-155.

- BELVINS, D.G. (1989): An overview of nitrogen metabolism in higher plants. Pages 1-41 in: Plant nitrogen metabolism. Hrsg. J. E. Poulton, J. T. Romeo, E. E. Conn, Plenum Press, New York.
- BELVINS, D. G. & LUKASZEWSKI, K. M. (1998): Boron in plant structure and function. Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. 49, 481-500.
- BERGERSEN, F. J & TURNER, G. L. (1983): An evaluation of  $^{15}\text{N}$  methods for estimating nitrogen fixation in a subterranean clover-perennial ryegrass sward. Aust. J. Agric. Res. 34, 391-401.
- BERGMANN, W. (1983): Ernährungsstörungen bei Kulturpflanzen – Entstehung und Diagnose. 1. Auflage. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.
- BLOT, W. J.; LI, J. Y. & TAYLOR, P.R. (1993): Nutrition intervention trials in Linxian, China: supplementation with specific vitamin/mineral combinations, cancer incidence, and disease-specific mortality in the general population. J. Natl. Cancer Inst. 85, 1483-1492.
- BMELV – Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (Hrsg.) (2013): Statistisches Jahrbuch über Ernährung, Landwirtschaft und Forsten. Landwirtschaftsverlag, Münster.
- BOLAÑOS, L., ESTEBAN, E.; DE LORENZO, C.; FERNÁNDEZ-PASCUAL, M.; DE FELIPE, M. R.; GÁRATE, A. & BONILLA, I. (1994): Essentiality of boron for symbiotic dinitrogen fixation in pea (*Pisum sativum*)-*Rhizobium* nodules. Plant Physiol. 104, 85-90.
- BOLAÑOS, L.; BREWIN, N.J. & BONILLA, I. (1996): Effects of boron on *Rhizobium*-legume cell-surface interactions and nodule development. Plant Physiol. 110, 1249-1256.
- BOLAÑOS, L.; REDONDO-NIETO, M. & BONILLA, I. (2002): Interaction of boron and calcium in the *Rhizobium*-legume  $\text{N}_2$ -fixing symbiosis. Pages 255-260 in: Boron in plant and animal nutrition. Hrsg. H. E. Goldbach, P. H. Brown, B. Rerkasem, M. Thellier, M. A. Wimmer, R. W. Bell, Springer US.
- BOLLER, B. C. & NÖSBERGER, J. (1987): Symbiotically fixed nitrogen from field-grown white and red clover mixed with ryegrasses at low levels of  $^{15}\text{N}$ -fertilization. Plant Soil 104, 219-226.
- BONILLA, I.; MERGOLD-VILLASEÑOR, C.; CAMPOS, M. E.; SÁNCHEZ, N.; PÉREZ, N.; LÓPEZ, L.; CASTREJÓN, L.; SÁNCHEZ, F. & CASSAB, G. I. (1997): The aberrant cell walls of boron-deficient bean root nodules have no covalently bound hydroxyprolin-/proline-rich proteins. Plant Physiol. 115, 1329-1340.

- BOWEN, G. D. & DANSO, S. K. A. (1987): Nitrogen research for perennial crops. IAEA Bulletin 29, 5-8.
- BRENCHLEY, W. E. & THORNTON, H. G. (1925): The relation between the development, structure and functioning of the nodules on *Vicia faba*, as influenced by the presence or absence of boron in the nutrient medium. Proc. Roy. Soc. Lond., Ser. B, 98, 373-399.
- BRESINSKY, A.; KÖRNER C.; KADEREIT J. W.; NEUHAUS, G. & SONNEWALD, U. (2008): Strasburger - Lehrbuch der Botanik, 36. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag GmbH, Heidelberg.
- BROWN, J. C. & JONES, W. E. (1971): Differential transport of boron in tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Physiol. Plant. 25, 279-282.
- BROWN, P.H. & SHELP, B. J. (1997): Boron mobility in plants. Plant Soil 193, 85-101.
- BYRNE, S. L.; FOITO, A.; HEDLEY, P. E.; MORRIS, J. A.; STEWART, D. & BARTH, S. (2011): Early response mechanisms of perennial ryegrass (*Lolium perenne*) to phosphorus deficiency. Ann. Bot. 107, 243-254.
- CADISCH, G.; SYLVESTER-BRADLEY, R.; BOLLER, B. C. & NÖSBERGER, J. (1993): Effects of phosphorus and potassium on N<sub>2</sub> fixation (<sup>15</sup>N-dilution) of field-grown *Centrosema acutifolium* and *C. macrocarpum*. Field Crops Res. 31, 329-340.
- CAETANO-ANOLLÉS, G.; LAGARES, A. & FAVELUKES, G. (1989): Adsorption of *Rhizobium meliloti* to alfalfa roots: Dependence on divalent cations and pH. Plant Soil 117, 67-74.
- CAKMAK, I. & RÖMHELD, V. (1997): Boron deficiency-induced impairments of cellular functions in plants. Plant Soil 193, 71-83.
- CAKMAK, I.; KURZ, H. & MARSCHNER, H. (1995): Short-term effects of boron, germanium and high light intensity on membrane permeability in boron deficient leaves of sunflower. Physiol. Plant. 95, 11-18.
- CAMPBELL, M.; DUNN, R.; DITTERLINE, R.; PICKETT, S. & RABOY, V. (1991): Phytic acid represents 10 to 15 % of total phosphorus in alfalfa root and crown. J. Plant Nutr. 14, 925-937.
- CAMPILLO, R.; URQUIAGA, S.; UNDURRAGA, P.; PINO, I. & BODDEY, R. M. (2005): Strategies to optimise biological nitrogen fixation in legume/grass pastures in the southern region of Chile. Plant Soil 273, 57-67.

- CARRANCA, C.; DE VARENNE, A. & ROLSTON, D. (1998): Biological nitrogen fixation by faba bean, pea and chickpea, under field conditions, estimated by the  $^{15}\text{N}$  isotope dilution technique. *Europ. J. Agron.* 10, 49-56.
- CARROLL, B. J.; HANSEN, A. P.; McNEIL, D. L. & GRESSHOFF, P. M. (1987): Effect of oxygen supply on nitrogenase activity of nitrate- and dark-stressed soybean (*Glycine max.* (L.) Merr.) plants. *Aust. J. Plant Physiol.* 14, 679-687.
- CARTWRIGHT, B. & HALLSWORTH, E. G. (1970): Effects of copper deficiency on root nodules of subterranean clover. *Plant Soil* 33, 685-698.
- CASSMAN, K. G.; WHITNEY, A. S. & STOCKINGER, K. R. (1980): Root growth and dry matter distribution of soybean as affected by phosphorus stress, nodulation and nitrogen source. *Crop Sci.* 20, 239-244.
- CERVILLA, L.M.; ROSALES, M. A.; RUBIO-WILHELMI, M. M.; SANCHEZ-RODRIGUEZ, E.; BLASCO, B.; RIOS, J. J.; ROMERO, L. & RUIZ, J. M. (2009): Involvement of lignification and membrane permeability in the tomato root response to boron toxicity. *Plant Sci.* 176, 545-552.
- CHALK, P. M. (1991): The contribution of associative and symbiotic nitrogen fixation to the nitrogen nutrition of non-legumes. *Plant Soil* 132, 29-39.
- CHATEL, D. L.; ROBSON, A. D.; GARTRELL, J. W. & DILWORTH, M. J. (1978): The effect of inoculation and cobalt application on the growth of and nitrogen fixation by sweet lupins. *Aust. J. Agric. Res.* 29, 1191-1202.
- CHATTERJEE, C.; NAUTIYAL, N. & AGARWALA, S. C. (1985): Metabolic changes in mustard plant associated with molybdenum deficiency. *New Phytol.* 100, 511-518.
- CHOW, W. S.; BALL, M. C. & ANDERSON, J. M. (1990): Growth and photosynthetic responses of spinach to salinity: implications of K nutrition for salt tolerance. *Aust. J. Plant Physiol.* 17, 563-578.
- CLAYTON, M. F. & LAMBERTON, J. A. (1964): A study of root exudates by the fog box technique. *Aust. J. Biol. Sci.* 17, 855-866.
- COBETT, C. & GOLDSBROUGH, P. (2002): Phytochelatins and metallothioneins: roles in heavy metal detoxification and homeostasis. *Annu. Rev. Plant Biol.* 53, 159-182.
- COLLINS, M. & DUKE, S. H. (1981): Influence of potassium-fertilization rate and form on photosynthesis and  $\text{N}_2$  fixation of alfalfa. *Crop Sci.* 21, 481-485.

- COLLINS, M.; LANG, D. J. & KELLING, K. A. (1986): Effects of phosphorus, potassium, and sulfur on alfalfa nitrogen-fixation under field conditions. *Agron. J.* 78, 959-963.
- COUSIN, R. (1997): Peas (*Pisum sativum* L.). *Field Crop Res.* 53, 111-130.
- DAMPNEY, P. M. R. (1992): The effect of timing and rate of potash application on the yield and herbage composition of grass grown for silage. *Grass Forage Sci.* 47, 280-289.
- D'ALOISIO, A. (1996): Studies on activity of uptake hydrogenase in *Frankia aris*: Optimization of assay procedures and culture conditions. Online verfügbar: URL: <http://dspace.nitle.org/handle/10090/5633> [Stand 26.05.2014].
- DARA, S. T.; FIXEN, P. E. & GELDERMAN, R. H. (1992): Sufficiency Level and Diagnosis and Recommendation Integrated System approaches for evaluating the nitrogen status of corn. *Agron. J.* 84, 1006-1010.
- DARLEY, C. P.; SKIERA, L. A.; NORTHROP, F. D.; SANDERS, D. & DAVIES, J. M. (1998): Tonoplast inorganic pyrophosphatase in *Vicia faba* guard cells. *Planta* 206, 272–277.
- DAY, D. A. & COPELAND, L. (1991): Carbon metabolism and compartmentation in nitrogen-fixing legume nodules. *Plant Physiol. Bioch.* 29, 185-201.
- DAY, D. A.; LAMBERS, H.; BATEMAN, J.; CARROLL, B. J. & GRESSHOFF, P. M. (1986): Growth comparisons of super-nodulating soybean (*Glycine max*) mutant and its wild-type parent. *Physiol. Plant.* 68, 375-382.
- DEBOER, D. L. & DUKE, S. H. (1982): Effects of sulphur nutrition on nitrogen and carbon metabolism in lucerne (*Medicago sativa* L.). *Physiol. Plant.* 54, 343-350.
- DENG, M.; MOUREAUX, T. & CABOCHE, M. (1989): Tungstate, a molybdate analog inactivating nitrate reductase, deregulates the expression of the nitrate reductase structural gene. *Plant Physiol.* 91, 304-309.
- DE OLIVEIRA, W. S.; MEINHARDT, L. W.; SESSITSCH, A. & TSAI, S.M. (1998): Analysis of *Phaseolus-Rhizobium* interactions in a subsistence farming system. *Plant Soil* 204, 107-115.
- DEROCHE, M.-E. & CARRAYOL, E. (1988): Nodule phosphoenolpyruvate carboxylase: a review. *Physiol. Plant.* 74, 775-782.
- DILWORTH, M. J. (1985): The mineral nutrition of *Rhizobium* as a factor in considering the mineral nutrition of legumes. Pages 71-73 in: Tropical legume improvement. ACIAR Proceedings Series No. 8, Canberra, Hrsg. G.J. Persley.

- DILWORTH, M. J.; ROBSON, A.D. & CHATEL, D. L. (1979): Cobalt and nitrogen fixation in *Lupinus angustifolius* L. II. Nodule formation and function. *New Phytol.* 83, 63-79.
- DIXON, R. & KAHN, D. (2004): Genetic regulation of biological nitrogen fixation. *Nature Reviews Microbiology* 2, 621-631.
- DJORDIEVIC, M. A. & WEINMAN, J. J. (1991): Factors determining host recognition in the clover-*Rhizobium* symbiosis. *Aust. J. Plant Physiol.* 18, 543-557.
- DOMKE, A.; GROSSKLAUS, R. & NIEMANN, B. (Hrsg.) (2004): Verwendung von Mineralstoffen in Lebensmitteln - Toxikologische und ernährungsphysiologische Aspekte. Teil 2. BfR-Hausdruckerei, Dahlem, Bundesinstitut für Risikobewertung.
- DRECHSEL, P. (1994): DRIS – Diagnosis and Recommendation Integrated System – in Theorie und Praxis. Eine SPSS-orientierte Anleitung. Bayreuther Bodenkundliche Berichte, Band 34.
- DUC, G.; MARIOTTI, A. & AMARGER, N. (1988): Measurements of genetic variability for symbiotic dinitrogen fixation in field-grown faba bean (*Vicia faba* L.) using a low level <sup>15</sup>N-tracer technique. *Plant Soil* 106, 269-276.
- DURAND, J. L.; SHEEHY, J. E. & MICHIGAN, F. R. (1987): Nitrogenase activity, photosynthesis and nodule water potential in soya bean plants experiencing water deprivation. *J. Exp. Bot.* 38, 311-321.
- EL-HAMDAOUI, A.; REDONDO-NIETO, B.; TORRALBA, R.; RIVILLA, R.; BONILLA, I. & BOLAÑOS, L. (2003): Influence of boron and calcium on the tolerance of salinity of nitrogen-fixing pea plants. *Plant Soil* 251, 93-103.
- ELWALI, A. M. O. & GASCHO, G. J. (1984): Soil testing, foliar analysis, and DRIS as guides for sugarcane fertilization. *Agronomy J.* 76, 466-470.
- ERIKSEN, J. & HØGH-JENSEN, H. (1998): Variations in the natural abundance of <sup>15</sup>N in ryegrass/white clover shoot material as influenced by cattle grazing. *Plant Soil* 205, 67-76.
- EVANS, H. J. & BARBER, L. E. (1977): Biological nitrogen fixation for food and fiber production. *Science* 197, 332-339.
- FAGERIA, N. K.; BALIGAR, V. C. & JONES, C. A. (1997): Growth and mineral nutrition of field crops, second edition. Marcel Dekker, Inc., New York.
- FAHRAEUS, G. (1957): The infection of clover root hairs by nodule bacteria studied by a simple glass slide technique. *Microbiology* 16, 374-381.

- FINCK, A. (1992): Dünger und Düngung: Grundlagen und Anleitung zur Düngung der Kulturpflanzen. Zweite neubearbeitete Auflage. VCH Weinheim, New York, Basel, Cambridge.
- FISCHINGER, S.A.; BECKER, K. & LEITHOLD, G. (2011): Auswirkungen unterschiedlicher S-Versorgungszustände auf den N-Flächenertrag eines Luzerne-Klee grasbestandes. Beiträge zur 11. Wissenschaftstagung Ökologischer Landbau, 183–184. Online verfügbar: URL: [http://orgprints.org/17658/3/Fischinger\\_17658.pdf](http://orgprints.org/17658/3/Fischinger_17658.pdf) [Stand 26.05.2014].
- FITZPATRICK, K. L.; TYERMAN, S. D. & N. KAISER, B. N. (2008): Molybdate transport through the plant sulfate transporter SHST1. FEBS Lett. 582, 1508-1513.
- FLEISCHER, A.; O'NEILL, M. A. & EHWALD, R. (1999): The pore size of non-graminaceous plant cell walls is rapidly decreased by borate ester cross-linking of the pectic polysaccharide rhamnogalacturonan II. Plant Physiol. 121, 829-838.
- FRANCO, A. A. & MUNNS, D. N. (1982): Acidity and aluminum restraints on nodulation, nitrogen fixation, and growth of *Phaseolus vulgaris* in solution culture. Soil Sci. Soc. Am. J. 46, 296-301.
- FREDEEN, A. L.; RAAB, T. K.; RAO, I. M. & TERRY, N. (1990): Effects of phosphorus nutrition on photosynthesis in *Glycine max* (L) Merr. Planta 181, 399-405.
- FUCHS, G. & SCHLEGEL, H. G. (2006): Allgemeine Mikrobiologie. 8. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart.
- GAJDANOWICZ, P.; MICHARD, E.; SANDMANN, M.; ROCHA, M.; CORREA, L. G. G.; RAMIREZ-AGUILAR, S. J.; GOMEZ-PORRAS, J.; GONZALEZ, W.; THIBAUD, J.-B.; VAN DONGEN, J. T. & DREYER, I. (2010): Potassium (K<sup>+</sup>) gradients serve as a mobile energy source in plant vascular tissues. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 108, 864-869.
- GARCIA-GONZÁLES, M.; MATEO, P. & BONILLA, I. (1988): Boron protection for O<sub>2</sub> diffusion in heterocysts of *Anabaena* PCC 7119. Plant Physiol. 87, 785-789.
- GARCIA-GONZÁLES, M.; MATEO, P. & BONILLA, I. (1991): Boron requirement for envelope structure and function in *Anabaena* PCC 7119 heterocysts. J. Exp. Bot. 42, 925-929.
- GATES, C. T. & MULLER, W. J. (1979): Nodule and plant development in the soybean, *Glycine max* (L) Merr.: Growth response to nitrogen, phosphorus and sulfur. Aust. J. Bot. 27, 203-215. (Abstract)

- GAUDE, N.; NAKAMURA, Y.; SCHEIBLE, W. R.; OHTA, H. & DORMANN, P. (2008): Phospholipase C5 (NPC5) is involved in galactolipids accumulation during phosphate limitation in leaves of *Arabidopsis*. *Plant J.* 56, 28-39.
- GEORGIADIS, M. M.; KOMIYA, H.; CHAKRABARTI, P.; WOO, D.; KORNUC, J. J. & REES, D. C. (1992): Crystallographic structure of the nitrogenase iron protein from *Azotobacter vinelandii*. *Science* 257, 1653-1659.
- GIBRAT, R.; GROUZIS, J. P.; RIGAUD, J. & GRIGNON, C. (1990): Potassium stimulation of corn root plasmalemma ATPase. II. H<sup>+</sup>-pumping in native and reconstituted vesicles with purified ATPase. *Plant Physiol.* 93, 1183-1189.
- GOLDBACH, H. E. & SCHERER, H. W. (2006): Stoffaufnahme und Ökologie der Nährelemente. Vorlesung INRES – Pflanzenernährung, Rhein. Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn.
- GOLDBACH, H. E. & WIMMER, M. (2007): Boron in plants and animals: Is there a role beyond cell-wall structure? *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 170, 39-48.
- GOLDSCHMIDT, V. M. (1958): *Geochemistry*. Clarendon Press, Oxford.
- GONZÁLEZ, E. M.; GALVEZ, L.; ROYUELA, M.; APARICIO-TEJO, P. M. & ARRESE-IGOR, C. (2001): Insights into the regulation of nitrogen fixation in pea nodules: lessons from drought, abscisic acid and increased photoassimilate availability. *Agronomie* 21, 607-613.
- GRUHN, K. (1961): Einfluss einer Molybdän-Düngung auf einige Stickstoff-Fractionen von Luzerne und Rotklee. *Z. Pflanzenernähr., Düng., Bodenkde.* 95, 110-118.
- GUBLER, W. D.; GORGAN, R. G. & OSTERLI, P. P. (1982): Yellows of melons caused by molybdenum deficiency in acid soil. *Plant Dis.* 66, 449-451.
- GUERIN, V.; TRINCHANT, J.-C. & RIGAUD, J. (1990): Nitrogen fixation (C<sub>2</sub>H<sub>2</sub> reduction) by broad bean (*Vicia faba* L.) nodules and bacteroids under water restricted conditions. *Plant Physiol.* 92, 595-601.
- GUPTA, U. C. (1979): Boron nutrition of crops. *Adv. Agron.* 31, 273-307.
- GUPTA, U. C. & LIPSETT, J. (1981): Molybdenum in soils, plants and animals. *Adv. Agron.* 34, 73-115.
- GUYETTE, R. P.; CUTTER, B. E. & HENDERSON, G. S. (1989): Long-term relationships between molybdenum and sulfur concentrations in red cedar tree rings. *J. Environ. Qual.* 18, 385-389.

- HAFNER, H.; NDUNGURU, B. J.; BATIONO, A. & MARSCHNER, H. (1992): Effect of nitrogen, phosphorus and molybdenum application and growth and N fixation of groundnut in an acid sandy soil in Niger. *Fertil. Res.* 31, 69-77.
- HALE, K. L.; McGRATH, S. P.; LOMBI, E.; STACK, S. M.; TERRY, N.; PICKERING, I. J.; GEORGE, G. N. & PILON-SMITS, E. A. H. (2001): Molybdenum sequestration in *Brassica* Species. A role for anthocyanins? *Plant Physiol.* 126, 1391-1402.
- HANDLEY, L. L. & RAVEN, J. A. (1992): The use of natural abundance of nitrogen isotopes in plant physiology and ecology. *Plant Cell Environ.* 15, 965-985.
- HANSEN, A. P.; PATE, J. S. & ATKINS, C. A. (1987): Relationships between acetylene reduction activity, hydrogen evolution and nitrogen fixation in nodules of *Acacia ssp*: Experimental background to assaying fixation by acetylene reduction under field conditions. *J. Exp. Bot.* 38, 1-12.
- HARDARSON, G. (1993): Methods for enhancing symbiotic nitrogen fixation. *Plant Soil* 152, 1-17.
- HARDARSON, G. & DANSO, S. K. A. (1993): Methods for measuring biological nitrogen fixation in grain legumes. *Plant Soil* 152, 19-23.
- HARDARSON, G.; DANSO, S. K. A.; ZAPATA, F. & REICHARDT, K. (1991): Measurements of nitrogen fixation in fababean at different N fertilizer rates using the <sup>15</sup>N isotope dilution and "A-value" methods. *Plant Soil* 131, 161-168.
- HARDY, R. W. F. & HAVELKA, U. D. (1976): Photosynthate as a major factor limiting nitrogen fixation by field-grown legumes with emphasis on soybeans. 1<sup>st</sup> edition. Pages 421-439 in: *Symbiotic nitrogen fixation in plants*. Hrsg. P. S. Nutman, Uni. Press Cambridge.
- HARDY, R. W. F. & HOLSTEN, R. D. (1977): Methods for measurement of dinitrogen fixation. Pages 451-486 in: *A treatise on dinitrogen fixation. Section IV: Agronomy and Ecology*. Hrsg. R. W. F. Hardy & A.H. Gibson, John Wiley & Sons, New York.
- HARPER, J. E. & GIBSON, A. H. (1984): Differential nodulation tolerance to nitrate among legume species. *Crop Sci.* 24, 797-801.
- HART, A. L. (1989): Distribution of phosphorus in nodulated white clover plants. *J. Plant Nutr.* 12, 159-171.
- HARTMANN, C. & ALDAG, R. (1989): N<sub>2</sub>-Fixierung und Ertragsstruktur der weißen Lupine (*Lupinus albus* L.) im Vergleich zu *Vicia faba* L., *Glycine max* (L.) Merr. auf verschiedenen Standorten. *J. Agron. Crop Sci.* 163, 201-211.

- HARTWIG, V.; BOLLER, B. & NÖSBERGER, H. P. (1987): Oxygen supply limits nitrogenase activity of clover nodules after defoliation. *Ann. Bot.* 59, 285-291.
- HAUSER, S. (1987): Schätzung der symbiotisch fixierten Stickstoffmenge von Ackerbohnen (*Vicia faba* L.) mit erweiterten Differenzmethoden. Dissertation Universität Göttingen.
- HAWKESFORD, M. J. (2003): Transporter gene families in plants: the sulphate transporter gene family - redundancy or specialization? *Physiol. Plant.* 117, 155-163.
- HAYSTEAD, A. (1981): Nitrogen fixation and the transfer of fixed nitrogen to associated grass. Pages 229-242 in: *Sward measurement handbook*. Hrsg. J. Hodgson, R. D. Baker, A. Davis, A. S. Laidlaw & J. D. Leaver, British Grassland Society, Maidenhead.
- HECHT-BUCHHOLZ, C. (1973): Molybdänverteilung und -verträglichkeit bei Tomate, Sonnenblume und Bohne. *Z. Pflanzenernähr. Bodenkde.* 136, 110-119.
- HEHL, G. & MENGEL, K. (1972): Der Einfluß einer variierten Kalium- und Stickstoffdüngung auf den Kohlenhydratgehalt verschiedener Futterpflanzen. *Landw. Forsch.* 27 II Sonderh., 117-129.
- HEICHEL, G. H. & HENJUM, K. I. (1991): Dinitrogen fixation, nitrogen transfer, and productivity of forage legume-grass communities. *Crop Sci.* 31, 202-208.
- HELL, R. & BERGMANN, L. (1988): Glutathione synthetase in tobacco suspension cultures: catalytic properties and localization. *Physiol. Plant.* 72, 70-76.
- HERDINA & SILSBURY, J. H. (1990): The effect of reduction in the number of nodules on nodule activity of Faba bean (*Vicia faba* cv. Fiord). *Ann. Bot.* 65, 473-481.
- HERRIDGE, D. F. & PATE, J. S. (1977): Utilization of net photosynthate for nitrogen fixation and protein production in an annual legume. *Plant Physiol.* 60, 759-764.
- HEWITT, E. J. & GUNDRY, C. S. (1970): The molybdenum requirement of plants in relation to nitrogen supply. *J. Hortic. Sci.* 45, 351-358.
- HOLZ, F.; WEIGEL, U. & KUHN, K. (o. J.): Grundlagen der Düngebedarfsermittlung für eine gute fachliche Praxis beim Düngen. LUFA Sachsen-Anhalt, Halle-Lettin
- HOWIESON, J. G.; ROBSON, A. D. & ABBOTT, L. K. (1992): Acid-tolerant species of *Medicago* produce root exudates at low pH which induce the expression of nodulation genes in *Rhizobium meliloti*. *Aust. J. Plant Physiol.* 19, 287-296.

- HÖFNER, W. & GRIEB, R. (1979): Einfluss von Fe- und Mo-Mangel auf den Ionengehalt mono- und dikotyle Pflanzen unterschiedlicher Chloroseanfälligkeit. *Z. Pflanzenernähr. Bodenkde.* 142, 626-638.
- HSIAO, T.C. & LÄUCHLI, A. (1986): Role of potassium in plant-water relations. Pages 281-312 in: *Advances in plant nutrition*, Vol. 2. Hrsg. B. P. Tinker and A. Läuchli, Praeger, New York.
- HU, H. & BROWN, P. H. (1994): Localization of boron in cell walls of squash and tobacco and its association with pectin. *Plant Physiol.* 105, 681-689.
- HUANG, C. & GRAHAM, R.D. (1990): Resistance of wheat genotypes to boron toxicity is expressed at the cellular level. *Plant Soil* 126, 295-300.
- HUMBLE, G. D. & RASCHKE, K. (1971): Stomatal opening quantitatively related to potassium transport. Evidence from electron probe analysis. *Plant Physiol.* 48, 447-453.
- HUNGRIA, M. & VARGAS, M. A. T. (2000): Environmental factors affecting N<sub>2</sub> fixation in grain legumes in the tropics, with an emphasis on Brazil. *Field Crop Res.* 65, 151-164.
- HUNT, S. & LAYZELL, D. B. (1993): Gas exchange of legume nodules and the regulation of nitrogenase activity. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 44, 483-511.
- ISAYENKOV, S. V.; ISNER, J. C. & MAATHUIS, F. J. M. (2010): Vacuolar ion channels: Roles in plant nutrition and signalling. *FEBS Lett.* 584, 1982-1988.
- ISHII, T.; MATSUNAGA, T.; PELLERIN, P.; O'NEILL, M. A.; DARVILL, A. & ALBERSHEIM, P. (1999): The plant cell wall polysaccharide rhamnogalacturonan II self-assembles into a covalently cross-linked dimer. *J. Biol. Chem.* 274, 13098-13104.
- ISRAEL, D. W. (1987): Investigation of the role of phosphorus in symbiotic dinitrogen fixation. *Plant physiol.* 84, 835-840.
- JACKSON, J. F. (1991): Borate control of energy-driven protein secretion from pollen and interaction of borate with auxin or herbicide – a possible role for boron in membrane events. Pages 221-229 in: *Current topics in plant biochemistry and physiology*, Vol. 10, uv-3, aluminium stress and boron. Univ. Missouri Press, Columbia.
- JARVIS, S. C. & HATCH, D. J. (1985): Rates of hydrogen ion efflux by nodulated legumes grown in flowing solution culture with continuous pH monitoring and adjustment. *Ann. Bot.* 55, 41-51.

- JENKINSON, D. S. (1981): The fate of plant and animal residues in soil. Pages 505-561 in: The chemistry of soil processes. Hrsg. D. G. Greenland & M. H. B. Hayes. John Wiley and Sons Ltd., Chichester.
- JENSEN, E. S. (1986): Symbiotic N<sub>2</sub> fixation in pea and field bean estimated by <sup>15</sup>N fertilizer dilution in field experiments with barley as a reference crop. *Plant Soil* 92, 3-13.
- JEROCH, H.; DROCHNER, W. & SIMON, O. (2008): Ernährung landwirtschaftlicher Nutztiere. 2. Auflage. UTB Stuttgart.
- JOHRI, B. M. & VASIL, I. K. (1961): Physiology of pollen. *Bot. Rev.* 27, 325-381.
- JOST, B. (2003): Untersuchungen und Kalkulationstabellen zur Schätzung der N<sub>2</sub>-Fixierung und der N-Flächenbilanz beim Anbau von *Lupinus albus* und *Lupinus luteus* in Reinsaat und von *Vicia faba* und *Pisum sativum* in Reinsaat und im Gemenge mit *Avena sativa*. Dissertation Georg-August-Universität Göttingen.
- JOST, B. & SCHMIDTKE, K. (2008): Kalkulation der symbiotischen N<sub>2</sub>-Fixierleistung und der N-Flächenbilanz beim Anbau von Leguminosen im ökologischen Landbau. Abschlussbericht des Vorhabens (AZ 23181), gefördert von der Deutschen Bundesstiftung Umwelt, Osnabrück. Online verfügbar: URL: [https://www.dbu.de/projekt\\_23181/\\_db\\_799.html](https://www.dbu.de/projekt_23181/_db_799.html) [Stand 26.05.2014].
- JURITSCH, G. (1993): Schwermetalluntersuchung von Grünlandaufwuchs. Amt der Salzburger Landesregierung Abteilung für Land- und Forstwirtschaft. Online verfügbar: URL: [http://www.salzburg.gv.at/gh3\\_bodendaten\\_schwermetalluntersuchung\\_gruenlandaufwuchs.pdf](http://www.salzburg.gv.at/gh3_bodendaten_schwermetalluntersuchung_gruenlandaufwuchs.pdf). [Stand 26.05.2014].
- KAGE, H. (1997): Is low rooting density of faba beans a cause of high residual nitrate content of soil at harvest? *Plant Soil* 190, 47-60.
- KALYANARAMAN, S.B. & SIVAGURUNATHAN, P (1993): Effect of cadmium, copper, and zinc on the growth of blackgram. *J. Plant Nutr.* 16, 2029-2042.
- KARMOKER, J. L.; CLARKSON, D. T.; SAKER, L.R.; ROONEY, J. M. & PURVES, J. V. (1991): Sulphate deprivation depresses the transport of nitrogen to the xylem and the hydraulic conductivity of barley (*Hordeum vulgare* L.) roots. *Planta* 185, 269-278.
- KERRIDGE, P. C.; COOK, B. G. & EVERETT, M. L. (1973): Application of molybdenum trioxide in the seed pellet for subtropical pasture legumes. *Tropical Grasslands* 7, 229-232.

- KERSCHBERGER, M., KRAUSE, O., MARKS, G. & ZORN, W. (2001): Standpunkt zum Mikronährstoff-Düngebedarf (B, Cu, Mn, Mo, Zn) in der Pflanzenproduktion. 1. Auflage. Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft, Jena.
- KILIAN, S.; VON BERSWORDT-WALLRABE, P.; STEELE, H. & WERNER, D. (2001): Cultivar-specific dinitrogen fixation in *Vicia faba* studied with the nitrogen-15 natural abundance method. *Biol. Fertil. Soils* 33, 358-364.
- KIM, J. & REES, D. C. (1992): Structural models for the metal in the nitrogenase molybdenum-iron protein. *Science* 257, 1677-1678.
- KING, C. A. & PURCELL, L. C. (2005): Inhibition of N<sub>2</sub> fixation in soybean is associated with elevated ureides and amino acids. *Plant Physiol.* 137, 1389-1396.
- KIRK, G. J. & LONERAGAN, J. F. (1988): Functional boron requirement for leaf expansion and its use as a critical value for diagnosis of boron deficiency in soybean. *Agron. J.* 80, 758-762.
- KLATT, S. (2008): Der Beitrag heimischer Leguminosen zur Stickstoffversorgung artenreicher Wiesen im westlichen Hunsrück (Rheinland-Pfalz). Dissertation, Cuvillier Verlag Göttingen.
- KLÖBLE, U. & ZEHR, M. (2005): Ökologischer Landbau – Faustzahlen. Pages 779-810 in: Faustzahlen für die Landwirtschaft. KTBL Darmstadt.
- KOBAYASHI, M.; NAKAWAGA, H.; ASAKA, T. & MATOH, T. (1999): Borate-rhamnogalacturonan II bonding reinforced by Ca<sup>2+</sup> retains pectic polysaccharides in higher-plant cell walls. *Plant Physiol.* 119, 199-203.
- KOLBE, H.; KARALUS, W.; HÄNSEL, M.; GRÜNBECK, A.; GRAMM, M.; ARP, B. & KRELLING, B. (2002): Körnerleguminosen im Ökologischen Landbau – Information für Praxis und Beratung. Sächsische Landesanstalt für Landwirtschaft, Dresden.
- KOLLER, D. (1990): Light-driven leaf movements. *Plant, Cell & Environment* 13, 615-632.
- KÖPKE, U. (1987): Symbiotische Stickstoff-Fixierung und Vorfruchtwirkung von Ackerbohnen (*Vicia faba* L.) Habil. Universität Göttingen. Neuauflage 1996, Verlag Dr. Köster, Berlin.
- KUZMA, M. M.; WINTER, H.; STORER, P.; ORESNIK, I.; ATKINS, C. A. & LAYZELL, D. B. (1999): The site of oxygen limitation in soybean nodules. *Plant Physiol.* 119, 399-407.

- LAD (2002): Informationen zur Düngung. – Ausgabe Nordrhein-Westfalen – 4. überarbeitete Auflage. Landesarbeitskreis Düngung. Online verfügbar: URL: [http://www.iva.de/sites/default/files/benutzer/uid/publikationen/lad\\_nrw\\_2009.pdf](http://www.iva.de/sites/default/files/benutzer/uid/publikationen/lad_nrw_2009.pdf) [Stand 26.05.2014].
- LANGER, A. (1998): Einfluss der Schwefel-Versorgung auf die biologische Stickstoff-Fixierung von Leguminosen. Dissertation Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn.
- LARSEN, J. B. (1976): Untersuchungen über die Frostempfindlichkeit von Douglasienherkünften und über den Einfluss der Nährstoffversorgung auf die Frostresistenz der Douglasie. Forst- und Holzwirt 15, 299-302.
- LA RUE, T. A. & PATTERSON, T. G. (1981): How much nitrogen do legumes fix? Adv. Agron. 34, 15-38.
- LÄUCHLI, A. & PFLÜGER, R. (1978): Potassium transport through plant cell membranes and metabolic role of potassium in plants. Pages 111-164 in: Potassium Research-Review and Trends. International Potash Institute, Basel.
- LAUER, M. J.; BLEVINS, D. G. & SIERZPUTOWSKA-GRACZ, H. (1989): <sup>31</sup>P-Nuclear magnetic resonance determination of phosphate compartmentation in leaves of reproductive soybeans as affected by phosphate nutrition. Plant Physiol. 89, 1331-1336.
- LAYZELL, D. B. (1998): Oxygen and the control of nodule metabolism and N<sub>2</sub>fixation. Pages 435-440 in: Biological nitrogen fixation for the 21<sup>st</sup> century, 1. Edition. Hrsg. C. Elmerich, A. Kondorosi & W.E. Newton, Kluwer Acad. Publ., Dordrecht.
- LAYZELL, D. B.; GAITO, S. T. & HUNT, S. (1988): Model of gas exchange and diffusion in legume nodules. I. Calculation of gas exchange rates and the energy cost of N<sub>2</sub> fixation. Planta 173, 117-127.
- LEDGARD, S. F. (1991): Transfer of fixed nitrogen from white clover to associated grasses in swards grazed by dairy cows, estimated using <sup>15</sup>N methods. Plant Soil 131, 215-223.
- LEDGARD, S. F. & PEOPLES, M. B. (1988): Measurement of nitrogen fixation in the field. Pages 351-367 in: Advances in nitrogen cycling in agricultural ecosystems. Hrsg. J. R. Wilson, CAB Int. Wallingford.
- LEDGARD, S. F.; SIMPSON, J. R.; FRENEY, J. R. & BERGERSEN, F. J. (1985): Field evaluation of <sup>15</sup>N-techniques for estimating nitrogen fixation in legume-grass associations. Aust. J. Agric. Res. 36, 247-258.
- LEIGH, R. A. & WYN JONES, R. G. (1984): A hypothesis relating critical potassium concentrations for growth to the distribution and functions of this ion in the plant cell. New Phytol. 97, 1-13.

- LEISEN, E. (2013): Veränderung von Mineralstoffgehalten in Böden und Pflanzen von Öko-Milchviehbetrieben in den letzten 15 Jahren. Pages 150-153 in: Beiträge zur 12. Wissenschaftstagung Ökologischer Landbau, Bonn, 5. - 8. März 2013. Hrsg. D. Neuhoff, C. Stumm, S. Ziegler, G. Rahmann, U. Hamm & U. Köpke, Verlag Dr. Köster, Berlin.
- LEISEN, E.; HOF-KAUTZ, C. & LASER, H. (2011): Schwefelmangel bei Grünland und Klee gras? Praxistest und Status-quo-Analyse. Leitbetriebe Ökologischer Landbau Nordrhein-Westfalen 166-170. Online verfügbar: URL: [http://www.oekolandbau.nrw.de/pdf/projekte\\_versuche/leitbetriebe\\_versuchsbericht\\_2011/05\\_06\\_Schwefelmangel\\_GL\\_KG\\_FB\\_11.pdf](http://www.oekolandbau.nrw.de/pdf/projekte_versuche/leitbetriebe_versuchsbericht_2011/05_06_Schwefelmangel_GL_KG_FB_11.pdf) [Stand 26.05.2014].
- LEROUGE, P.; ROCHE, P.; FAUCHER, C.; MAILLET, F.; TRUCHET, G.; PROMÉ, J.-C. & DENARIE, J. (1990): Symbiotic host-specificity of *Rhizobium meliloti* is determined by a sulphated and acylated glucosamine oligosaccharide signal. *Nature* 344, 781-784.
- LETZSCH, W. S. & SUMNER M. E. (1983): Computer program for calculating DRIS indices. *Soil Sci. Plant Anal.* 14, 811-815.
- LEVITT, J. (1980): Responses of plants to environmental stresses. 2<sup>nd</sup> edition. Volume II. Water, radiation, salt, and other stresses. Academic Press, New York.
- LIEBHARD, P. (2007): Bedeutung der N<sub>2</sub>-Bindung in Leguminosen. Power-Point-Präsentation des Vortrages auf den Heffterhofer Umweltgesprächen zum Thema „Stickstoff und Umwelt“ der Landwirtschaftskammer Salzburg am 21.11.2007. (unveröffentlicht).
- LOGES, R. (1998): Ertrag, Futterqualität, N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung und Vorfruchtwert von Rotklee- und Rotklee grasbeständen. Dissertation Christian-Albrechts-Universität zu Kiel.
- LONERAGAN, J. F. (1959): Calcium in the nitrogen metabolism of subterranean clover. *Aust. J. Biol. Sci.* 12, 26-39.
- LOOMIS, W. D. & DURST, R. W. (1992): Chemistry and biology of boron. *Biofactors* 3, 229-239.
- LOTT, J. N. A.; OCKENDEN, I.; RABOY, V. & BATTEN, G. D. (2000): Phytic acid and phosphorus in crop seeds and fruits: a global estimate. *Seed Sci. Res.* 10, 11-33.
- LUI, W. C.; LUND, L. J. & PAGE, A. L. (1989): Acidity produced by leguminous plants through symbiotic dinitrogen fixation. *J. Environ. Qual.* 18, 529-534.
- LUKASZEWSKI, K. M.; BLEVINS, D. G. & RANDALL, D. D. (1992): Asparagine and boric acid cause allantoate accumulation in soybean leaves by inhibiting manganese-dependent allantoate amidohydrolase. *Plant Physiol.* 99, 1670-1676.

- LUX, G.; SCHMIDT, H. & SCHMIDTKE, K. (o.J.): Kapitel 4: Die Nährstoffversorgung von Leguminosenbeständen sichern. Erschienen in Körnerleguminosen und Bodenfruchtbarkeit – Strategien für einen erfolgreichen Anbau. Herausgeber: Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung. MKL Druck GmbH & Co. KG, Ostbevern. Online verfügbar: URL: [http://www.bodenfruchtbarkeit.org/fileadmin/bfbk/documents/Praxisbroschuere-/broschuere\\_bodenfruchtbarkeit\\_web.pdf](http://www.bodenfruchtbarkeit.org/fileadmin/bfbk/documents/Praxisbroschuere-/broschuere_bodenfruchtbarkeit_web.pdf) [Stand: 04.07.2014]
- LYNCH, D. H. & SMITH, D. L. (1993): Soybean (*Glycine max*) nodulation and N<sub>2</sub>-fixation as affected by exposure to a low root zone temperature. *Physiol. Plant.* 88, 212-220.
- MALLARINO, A. P.; WEDIN, W. F.; PERDOMO, C. H.; GOYENOLA, R. S. & WEST, C. P. (1990): Nitrogen transfer from white clover, red clover, and birdsfoot trefoil to associated grass. *Agron. J.* 82, 790-795.
- MANRIQUE, A.; MANRIQUE, K. & NAKAHODO, J. (1993): Yield and biological nitrogen fixation of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in Peru. *Plant Soil* 152, 87-91.
- MARIOTTI, A. (1983): Atmospheric nitrogen is a reliable standard for natural <sup>15</sup>N abundance measurements. *Nature* 303, 685-687.
- MARSCHNER, H. (1995): Mineral nutrition of higher plants. 2<sup>nd</sup> edition. Academic Press, Elsevier, London.
- MARSCHNER, H. (2012): Mineral nutrition of higher plants. 3<sup>rd</sup> edition. Hrsg. P. Marschner, Academic Press, Elsevier, London.
- MARTENS, D. C. & WESTERMANN, D. T. (1991): Fertilizer applications for correcting micronutrient deficiencies. Pages 549-592 in: *Micronutrients in agriculture*. SSSA Book Ser. 5., Hrsg. J. J. Mortvedt, Soil Sci. Soc. Am., Madison, WI.
- MASON, B. (1952): Principles of geochemistry. 3<sup>rd</sup> edition. John Wiley and Sons, New York.
- MASSUCATI, L. (2011): Persönliche Mitteilung.
- MATEO, P.; BONILLA, I.; FERNANDEZ-VALIENTE, E. & SANCHEZ-MASEO, E. (1986): Essentiality of boron for dinitrogen fixation in *Anabaena* sp PCC 7119. *Plant Physiol.* 81, 430-433.
- McAULIFFE, C.; CHAMBLEE, D. S.; URIBE-ARANGO, H. & WOODHOUSE, W. W. Jr. (1958): Influence of inorganic nitrogen on nitrogen fixation by legumes as revealed by <sup>15</sup>N. *Argon. J.* 50, 334-337.

- McKAY, I. A.; DILWORTH, M. J. & GLENN, A. R. (1988): C<sub>4</sub>-dicarboxylate metabolism in free-living and bacteroid forms of *Rhizobium leguminosarum* MNF 3841. J. Gen. Microbiol. 134, 1433-1440.
- MENGEL, K. (1994): Symbiotic dinitrogen fixation - its dependence on plant nutrition and its ecophysiological impact. Z. Pflanzenernähr. Bodenkd. 157, 233-241.
- MENGEL, K. & ARNEKE, W.W. (1982): Effect of potassium on the water potential, the pressure potential, the osmotic potential and cell elongation in leaves of *Phaseolus vulgaris*. Physiol. Plant. 54, 402-408.
- MENGEL, K. & KIRKBY, E. A. (1987): Principles of plant nutrition. International Potash Institute, Bern.
- MENGEL, K.; HAGHPARAST, M.-R. & KOCH, K. (1974): The effect of potassium on the fixation of molecular nitrogen by root nodules of *Vicia faba*. Plant Physiol. 54, 535-538.
- MERCÊ, A. L. R.; LOPES, P. P.; MANGRICH, A. S. & LEVY, N. M. (2006): Molybdenum (VI) binded to humic and nitrohumic acid models in aqueous solutions. Salicylic, 3-nitrosalicylic, 5-nitrosalicylic and 3,5 dinitrosalicylic acids, part 2. J. Braz. Chem. Soc. 17, 482-490.
- MILLS, H. A. & JONES JR, I. B. (1996): Plant analysis handbook II: a practical sampling, preparation, analysis, and interpretation guide. Micro-Macro Publishing, Athens.
- MIWA, K.; TAKANO, J.; OMORI, H.; SEKI, M.; SHINOZAKI, K. & FUJIWARA, T. (2007): Plants tolerant of high boron levels. Science 318, 1417.
- MIYAZAKI, J. H. & YANG, S. F. (1987): The methionine salvage pathway in relation to ethylene and polyamine biosynthesis. Physiol. Plant. 69, 366-370.
- MÖLLER, G. (1983): Variation of boron concentration in pine needles from trees growing on mineral soil in Sweden and response to nitrogen fertilization. Pages 111-115 in: Proc. Int. workshop on growth disturbances of forest trees. Finland, October 1982. Hrsg. K. K. Kolari, Commun. Inst. Forest. Fenniae Helsinki, 116.
- MØLLER HANSEN, E.; HØGH-JENSEN, H. & DJURHUUS, J. (2002): Biological nitrogen fixation in a grazed perennial grass/clover ley and correlation with herbage and soil variables. Europ. J. Agron. 16, 309-320.
- MORRIS, D. R.; WEAVER, R. W.; SMITH, G. R. & ROUQUETTE, F. M. (1990): Nitrogen transfer from arrowleaf clover to ryegrass in field plantings. Plant Soil 128, 293-297.

- MPABANSI, A. (1999): Wirkung verschiedener Blattdünger-Formulierungen auf Wachstum und Ertragsbildung von *Phaseolus vulgaris* bei verminderter N-, Mg- und Mikronährstoffversorgung über die Wurzeln. Dissertation Humboldt-Universität zu Berlin.
- MULONGOY, K. (o.J.): Technical paper 2: biological nitrogen fixation. FAO corporate document repository. Online verfügbar: URL: <http://www.fao.org/wairdocs/ilri/x5546e-x5546e05.htm> [Stand 23.05.2014].
- NABLE, R. O. (1991): Distribution of boron within barley genotypes with differing susceptibilities to boron toxicity. *J. Plant Nutr.* 14, 453-461.
- NABLE, R. O.; LANCE, R. C. M. & CARTWRIGHT, B. (1990a): Uptake of boron and silicon by barley genotypes with differing susceptibilities to boron toxicity. *Ann. Bot.* 66, 83-90.
- NABLE, R. O.; PAULL, J. G. & CARTWRIGHT, B. (1990b): Problems associated with the use of foliar analysis for diagnosing boron toxicity in barley. *Plant Soil* 128, 225-232.
- NEEDHAM, T. D.; BURGER, J. A. & ODERWALD, R. G. (1990): Relationship between Diagnosis and Recommendation Integrated System (DRIS) optima and foliar nutrient critical levels. *Soil Sci. Am. J.* 54, 883-886.
- NGUYEN, J. & FEIERABEND, J. (1978): Some properties and subcellular localization of xanthine dehydrogenase in pea leaves. *Plant. Sci. Lett.* 13, 125-132.
- NIIR Board (2004): Plant bio-technology hand book. National Institute of Industrial Research Project Consultancy Services, Asia Pacific Business Press Inc., Neu-Dehli. Auszug, online verfügbar: URL: <http://npcs.in/books/book/plant-biotechnology-handbook/isbn-8186623833/2b,,75,a,d,0,3e8/index.html> [Stand 10.06.2014].
- NIKIFOROVA, V.; GAKIÈRE, B.; KEMPA, S.; ADAMIK, M.; WILLMITZER, L.; HESSE, H. & HOEFGEN, R. (2004): Towards dissecting nutrient metabolism in plants: a systems biology case study on sulfur metabolism. *J. Exp. Bot.* 55, 1861-1870.
- NITSOS, R. E. & EVANS, H. J. (1969): Effects of univalent cations on the activity of particulate starch synthetase. *Plant Physiol.* 44, 1260-1266.
- NRC (2005): Mineral tolerance of animals. National Research Council – Committee on Minerals and Toxic Substances in Diets and Water for Animals, Board on Agriculture and Natural Resources, Division on Earth and Life Studies, 2<sup>nd</sup> edition. The National Academies Press, Washington, D. C.

- O'HARA, G. W. (2001): Nutritional constraints on root nodule bacteria affecting symbiotic nitrogen fixation. *Aust. J. Exp. Agric.* 41, 417-433.
- O'HARA, G. W.; BOONKERD, N. & DILWORTH, M. J. (1988a): Mineral constraints to nitrogen fixation. *Plant Soil* 108, 93-110.
- O'HARA, G. W.; DILWORTH, M. J.; BOONKERD, N. & PARKPIAN, P. (1988b): Iron-deficiency specifically limits nodule development in peanut inoculated with *Bradyrhizobium sp.* *New Phytol.* 108, 51-57.
- OLDROYD, G. E. D. & DOWNIE, J. A. (2006): Nuclear calcium changes at the core of symbiosis signalling. *Current Opinion in Plant Biology* 9, 351-357.
- PACYNA, S. (2005): Bedeutung des Schwefels für den Ferredoxin- und Leghämoglobin-Gehalt sowie die Energieversorgung in N<sub>2</sub>-fixierenden Leguminosen. Dissertation Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn.
- PARENT, L.-É. (2011): Diagnosis of the nutrient compositional space of fruit crops. *Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal – SP*, 33, 321-334.
- PARENT, S.-É.; PARENT, L.-É.; EGOZCUE, J. J.; ROZANE, D.-E.; HERNANDES, A.; LAPOINTE, L.; HÉBERT-GENTILE, V.; NAESS, K.; MARCHAND, S.; LAFOND, J.; MATTOS, JR., D.; BARLOW, P. & NATALE, W. (2013): The plant ionome revisited by the nutrient balance concept. *Front Plant Sci.* 4, 39. Online verfügbar: URL: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3605521/> [Stand 23.05.2014].
- PARKER, M. B. & HARRIS, H. B. (1977): Yield and leaf nitrogen of nodulating soybeans as affected by nitrogen and molybdenum. *Agron. J.* 69, 551-554.
- PASRICHA, N. S.; NAYYAR, V. K.; RANDHAWA, N. S. & SINHA, M. K. (1977): Influence of sulphur fertilization on suppression of molybdenum uptake by berseem (*Trifolium alexandrinum*) and oats (*Avena sativa*) grown on a molybdenum-toxic soil. *Plant Soil* 46, 245-250.
- PATE, J. S. & HERRIDGE, D. F. (1978): Partitioning and utilization of net photosynthate in nodulated annual legumes. *J. Exp. Bot.* 29, 401-412.
- PEÑA-CABRIALES, J. J. & CASTELLANOS, J. Z. (1993): Effects of water stress on N<sub>2</sub> fixation and grain yield of *Phaseolus vulgaris* L. *Plant Soil* 152, 151-155.
- PEÑA-CABRIALES, J. J.; GRAGEDA-CABRERA, O. A.; KOLA, V. & HARDARSON, G. (1993): Time course of N<sub>2</sub> fixation in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Plant Soil* 152, 115-121.

- PEOPLES, T. R. & KOCH, D. W. (1979): Role of potassium in carbon dioxide assimilation in *Medicago sativa* L. *Plant Physiol.* 63, 878-881.
- PEOPLES, M. B.; FAIZAH, A. W.; RERKASEM, B. & HERRIDGE, D. F. (1989): Methods for evaluating nitrogen fixation by nodulated legumes in the field. Australian Centre for International Agricultural Research, Canberra. Online verfügbar: URL: [http://aci-ar.gov.au/files/node/2138/mn11\\_pdf\\_35361.pdf](http://aci-ar.gov.au/files/node/2138/mn11_pdf_35361.pdf) [Stand 26.05.2014].
- PEOPLES, M. B.; BERGERSEN, F. J.; TURNER, G. L.; SAMPET, C.; BERKASEM, R.; BHROMSIRI, A.; NURHAYATI, D. P.; FAIZAH, A. W.; SUDIN, M. N.; NORHAYATI, M. & HERRIDGE, D. F. (1991): Use of the natural enrichment of <sup>15</sup>N in plant available soil N for measurement of symbiotic N<sub>2</sub>-fixation. Pages 117-129 in: *Stable isotopes in plant nutrition, soil fertility and environmental studies*. Hrsg. International Atomic Energy Agency (IAEA), Wien.
- PEOPLES, M. B.; BOWMAN, A. M.; GAULT, R. R.; HERRIDGE, D. F.; Mc CALLUM, M.; Mc CORMICK, K. M.; NORTON, R. M.; ROCHESTER, I. J.; SCAMMELL, G. J. & SCHWENKE, G. D. (2001): Factors regulating the contributions of fixed nitrogen by pasture and crop legumes to different farming systems of eastern Australia. *Plant Soil* 228, 29-41.
- PISSAREK, H. P. (2004): Untersuchungen zur Aufnehmbarkeit und Verlagerbarkeit von Zn-Blattdüngern bei Mais unter besonderer Berücksichtigung von Blattdepotdüngern. 12. Tagung Arbeitskreis Blattdüngung. Online verfügbar: URL: <http://www.iva.de/sites/default/files/pdfs/programm-12-tagung-ak-blattduengung-2004.pdf> [Stand 02.06.2014].
- PFLÜGER, R. & MENGEL, K. (1972): Die photochemische Aktivität von Chloroplasten aus unterschiedlich mit Kalium ernährten Pflanzen. *Plant Soil* 36, 417-425.
- PLANCQUAERT, P. (o.J.): Field Bean [Broadbean, Fababean] (*Vicia faba* L.). Institut Technique des Céréales et des Fourrages (ITCF), Paris, France. Contributors: A. F. A. Fawzi, M. M. El-Fouly, National Research Centre, Cairo, Egypt. Online verfügbar: URL: <http://dc343.4shared.com/doc/HXwKoznp/preview.html> [Stand 26.05.2014].
- PLANK, C. O. & KISSEL, D. E. (o.J.): AESL Plant analysis handbook – Nutrient content of plant. Agricultural & Environmental Services Laboratories; The University of Georgia. Online verfügbar: URL: <http://aesl.ces.uga.edu/publications/plant/Nutrient.asp> [Stand: 23.05.2014].
- POHL, H. N.; VANDRÉ, R. & KAUPENJOHANN, M. (1999): Diagnosis and Recommendation Integrated System (DRIS) zur Interpretation des Ernährungsstatus‘ von Waldbäumen. *Forstw. Cbl.* 118, 287-293.

- POLLARD, A. S., PARR, A. J., LOUGHMAN, B. C. (1977): Boron in relation to membrane function in higher plants. *J. Exp. Bot.* 28, 831-841.
- PRUMMEL, J. (1974): Veranderingen in het Pw-getal in de loop de tijd on onder invloed van de bemesting. *De Buffer* 2, 21-36. Online verfügbar: URL: <http://edepot.wur.nl/274787> [Stand 28.05.2014].
- RAGHUPATHI, H. B.; REDDY, Y. T. N., KURIAN REJU, M. & BHARGAVA, B. S. (2004): Diagnosis of nutrient imbalance in mango by DRIS and PCA approaches. *J. Plant Nutr.* 27, 1131-1148.
- RANKAMA, K. & SAHAMA, T. G. (1950): *Geochemistry*. The University of Chicago Press, Chicago and Cambridge University Press, London.
- REBAFKA, F.-P. (1993): Deficiency of phosphorus and molybdenum as major growth limiting factors of pearl millet and groundnut on an acid sandy soil in Niger, West Africa. Dissertation Universität Hohenheim.
- REBAFKA, F.-P.; NDUNGURU, B. J. & MARSCHNER, H. (1993): Single superphosphate depresses molybdenum uptake and limits yield response to phosphorus in groundnut (*Arachis hypogaea* L.) grown on an acid sandy soil in Niger, West Africa. *Fert. Res.* 34, 233-242.
- REDONDO-NIETO, M.; RIVILLA, R.; EL-HAMDAOUI, A.; BONILLA, I. & BOLAÑOS, L. (2001): Boron deficiency effects early events in the pea-*Rhizobium* symbiotic interaction. *Aust. J. Plant Physiol.* 28, 819-823.
- REINING, E. (2005): Assessment tool for biological nitrogen fixation of *Vicia faba* cultivated as spring main crop. *Europ. J. Agron.* 23, 392-400.
- RENNENBERG, H. & LAMOUREUX, G. L. (1990): Physiological processes that modulate the concentration of glutathione in plant cells. Pages 53-65 in: *Sulfur nutrition and sulfur assimilation in higher plants*. Hrsg. H. Rennenberg, C. H. Brunold, L. J. De Kok & I. Stulen, SPB Academic Publishing bv, The Hague.
- REMMERSMANN, T. (2010): Stickstoffumsatz durch Trockenheit gebremst. *LZ Rheinland* 28, 24-25.
- RICHARDSON, A. E.; DJORDJEVIC, M. A.; ROLFE, B. G. & SIMPSON, R. J. (1988): Effects of pH, Ca and Al on the exudation from clover seedlings of compounds that induce the expression of nodulation genes in *Rhizobium trifolii*. *Plant Soil* 109, 37-47.
- ROLFE, B. G. & GRESSHOFF, P. M. (1988): Genetic analysis of legume nodule initiation. *Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 39, 297-319.

- RUSCHEL, A. P.; SALATI, E. & VOSE, P. B. (1979): Nitrogen enrichment of soil and plant by *Rhizobium phaseoli* – *Phaseolus vulgaris* symbiosis. *Plant Soil* 51, 425-429.
- RUSSELL, C. A. & FILLERY, I. R. P. (1996): In situ <sup>15</sup>N labelling of lupin below-ground biomass. *Aust. J. Agric. Res.* 47, 1035-1046.
- SA, T. & ISRAEL, D. W. (1991): Energy status and functioning of phosphorus-deficient soybean nodules. *Plant Physiol.* 97, 928-935.
- SABH, A. Z. & SHALLAN, M. A. (2008): Effect of organic fertilization of broad bean (*Vicia faba* L.) by using different marine macroalgae in relation to the morphological, anatomical characteristics and chemical constituents of the plant. *Aust. J. Basic and Appl. Sci.* 2, 1076-1091.
- SADOWSKY, M. J. (2005): Soil stress factors influencing symbiotic nitrogen fixation. Pages 89-112 in: *Nitrogen fixation in agriculture, forestry, ecology and the environment*. Hrsg. D. Werner & W. E. Newton, Springer, Dordrecht.
- SAHLMAN, K. & FAHRAEUS, G. (1963): An electron microscope study of root-hair infection by *rhizobium*. *J. Gen. Microbiol.* 33, 425-427.
- SANGAKKARA, R.; HARTWIG, U. A. & NÖSBERGER, J. (1996): Growth and symbiotic nitrogen fixation of *Vicia faba* and *Phaseolus vulgaris* as affected by fertilizer potassium and temperature. *J. Sci. Food Agric.* 70, 315-320.
- SAUERMAN, W. (2007): Erste Versuchsergebnisse – Ackerbohnen: Ist eine Düngung mit Mikronährstoffen notwendig? *Landpost*, 9. Juni 2007, 36-37.
- SCHEFFER, F. & SCHACHTSCHABEL, P. (1998): *Lehrbuch der Bodenkunde*. 14. Auflage. Enke, Stuttgart.
- SCHERER, H. W. (2001): Sulphur in crop production – invited paper. *Eur. J. Agron.* 14, 81-111.
- SCHERER, H. W.; PACYNA, S. & SPOTH, K. (2008): Low levels of ferredoxin, ATP and leghemoglobin contribute to limited N<sub>2</sub> fixation of peas (*Pisum sativum* L.) and alfalfa (*Medicago sativa* L.) under S deficiency conditions. *Biol. Fertil. Soils* 44, 909-916.
- SCHNEIDER, K. & MÜLLER, A. (1999): Die biologische Stickstoff-Fixierung: Dem Geheimnis eines lebensnotwendigen Prozesses auf der Spur – Der faszinierende Aufbau des Enzyms Nitrogenase. *Forschung an der Universität Bielefeld* 20, 43-49. Online verfügbar: URL: [http://www.uni-bielefeld.de/presse/fomag/S\\_43\\_49.pdf](http://www.uni-bielefeld.de/presse/fomag/S_43_49.pdf) [Stand 26.05.2014].

- SCHMIDT, H. (2012): Persönliche Mitteilung
- SCHMIDTKE, K. (2008): How to optimise symbiotic nitrogen fixation in organic crop rotations. Online verfügbar: URL: <http://orgprints.org/13272> [Stand 26.05.2014].
- SCHUBERT, K. R. (1986): Products of biological nitrogen fixation in higher plants: synthesis, transport, and metabolism. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 37, 539-574.
- SCHULZE, J. (2004): How are nitrogen fixation rates regulated in legumes? *Z. Pflanzenernähr. Bodenk.* 167, 125-137.
- SCHWARZ, G. & MENDEL, R. R. (2006): Molybdenum cofactor biosynthesis and molybdenum enzymes. *Annu. Rev. Plant Biol.* 57, 623-647.
- SCHWARZ, G.; MENDEL, R. R. & RIBBE, M.W. (2009): Molybdenum cofactors, enzymes and pathways. *Nature* 460, 839-847.
- SCHWENKE, G. D.; PEOPLES, M. B.; TURNER, G. L. & HERRIDGE, D. F. (1998): Does nitrogen fixation of commercial, dryland chickpea and faba-bean crops in north-west New South Wales maintain or enhance soil nitrogen? *Aust. J. Exp. Agric.* 38, 61-70.
- SEELIG, M. S. (1972): Review: Relationships of copper and molybdenum to iron metabolism. *Am. J. Clin. Nutr.* 25, 1022-1037.
- SEELIG, M. S. (1973): Proposed role of copper-molybdenum interaction in iron-deficiency and iron-storage diseases. *Am. J. Clin. Nutr.* 26, 657-672.
- SENARATNE, R. & HARDARSON, G. (1988): Estimation of residual N effect of faba bean and pea on two succeeding cereals using <sup>15</sup>N methodology. *Plant Soil* 110, 81-89.
- SENARATNE, R.; LIYANAGE, N. D. L. & RATNASINGHE, D. S. (1993): Effect of K on nitrogen fixation of intercrop groundnut and the competition between intercrop groundnut and maize. *Fert. Res.* 34, 9-14.
- SENGBUSCH, v., P. (2003): Stickstoff-Fixierung. Online verfügbar: URL: <http://www.biologie.uni-hamburg.de/b-online/d34/34b.htm> [Stand 10.06.2014].
- SHANMUGAM, K. T.; O'GARA, F.; ANDERSEN, K. & VALENTINE, R. C. (1978): Biological nitrogen fixation. *Annu. Rev. Plant Physiol.* 29, 263-276.
- SHEARER, G. & KOHL, D. H. (1986): N<sub>2</sub>-fixation in field settings, estimations based on <sup>15</sup>N-abundance. *Aust. J. Plant Physiol.* 13, 699-756.

- SHEARER, G. & KOHL, D. H. (1993): Natural abundance of  $^{15}\text{N}$ : Fractional contribution of two sources to a common sink and use of isotope discrimination. Pages 89-125 in: Nitrogen isotope techniques. Hrsg. R. Knowles & T. H. Blackburn, Academic Press, San Diego.
- SHINMACHI, F.; BUCHNER, P.; STROUD, J. L.; PARMAR, S.; ZHAO, F.-J.; McGRATH, S. P. & HAWKESFORD, M. J. (2010): Influence of sulfur deficiency on the expression of specific sulfate transporters and the distribution of sulfur, selenium and molybdenum in wheat. *Plant Physiol.* 153, 327-336.
- SHORROCKS, V. M. (1997): The occurrence and correction of boron deficiency. *Plant Soil*, 193, 121-148.
- SILVEIRA, C. P.; NACHTIGALL, G. R. & MONTEIRO, F. A. (2005): Norms for the diagnosis and recommendation integrated system for signal grass. *Sci. Agric. (Piracicaba, Braz.)* 62, 513-519.
- SMITH, K. S.; BALISTRIER, L. S.; SMIT, S. M. & SEVERSO, R. C. (1997): Distribution and mobility of molybdenum in the terrestrial environment. Pages 23-46 in: Molybdenum in agriculture. Hrsg. U.C. Gupta, Cambridge University Press, New York.
- SMITH, L. T.; POCARD, J. A.; BERNARD, T. & LE RUDULIER, D. (1988): Osmotic control of glycine betaine biosynthesis and degradation in *R. meliloti*. *J. Bacteriol.* 170, 3142-3149.
- SNOWBALL, K.; ROBSON, A. D. & LONERAGAN, J. F. (1980): The effect of copper on nitrogen fixation in subterranean clover (*Trifolium subterraneum*). *New Phytol.* 85, 63-72.
- SOUGUIR, D.; FERJANI, E.; LEDOIGT, G. & GOUPIL, P. (2008): Exposure of *Vicia faba* and *Pisum sativum* to copper-induced genotoxicity. *Protoplasma* 233, 203-207.
- SPRENT, J. I. (1972): The effects of water stress on nitrogen-fixing root nodules. IV. Effects on whole plants of *Vicia faba* and *Glycine max*. *New Phytol.* 71, 603-611.
- SPRENT, J. I. & BRADFORD, A. M. (1977): Nitrogen fixation in field beans (*Vicia faba*) as affected by population density, shading and its relationship with soil moisture. *J. Agric. Sci. (Cambridge)* 88, 303-310.
- SPRENT, J. I. & RAVEN, J. A. (1985): Evolution of nitrogen-fixing symbiosis. *Proc. R. Soc. Edinburgh* 85B, 215-237.
- SRIVASTAVA, A. K. & SINGH, S. (2008): DRIS norms and their field validation in Nagpur Mandarin. *J. Plant Nutr.* 31, 1091-1107.

- STEVENS, R. J. & WATSON, C. J. (1986): The response of grass for silage to sulphur application at 20 sites in Northern Ireland. *J. Agric. Sci. (Cambridge)* 107, 565-571.
- STOUT, P. R.; MEAGER, W. R.; PEARSON, G. A. & JOHNSON, C. M. (1951): Molybdenum nutrition of crop plants. I. The influence of phosphate and sulfate on the absorption of molybdenum from soils and solution cultures. *Plant Soil* 3, 51-87.
- STREETER, J. G. (1993): Translocation – A key factor limiting the efficiency of nitrogen fixation in legume nodules. *Physiol. Plant.* 87, 616-623.
- STREETER, J. G. & SALMINEN, S. O. (1985): Carbon metabolism in legume nodules. Pages 277-284 in: Nitrogen fixation research progress. Hrsg. H. J. Evans, P. J. Bottomley & W. E. Newton, Martinus Nijhoff, Dordrecht.
- STRYER, L. (1999): Biochemie. Korrigierter Nachdruck der 4. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag GmbH Heidelberg – Berlin.
- SUMNER, M. E.; RENEAU, JR., R. B.; SCHULTE, E. E. & AROGUN, J. O. (1983): Foliar diagnostic norms for sorghum. *Commun. in Soil Sci. Plant Anal.* 14, 817-825.
- STÜLPNAGEL, R. (1982): Schätzung der von Ackerbohnen symbiotisch fixierten Stickstoffmenge im Feldversuch mit der erweiterten Differenzmethode. *Z. Acker-Pflanzenbau* 151, 446-458.
- SUTHERLAND, T. D.; BASSAM, B. J.; SCHULLER, L. J. & GRESSHOFF, P. M. (1990): Early nodulation signals of the wild type and symbiotic mutants of soybean (*Glycine max*). *Mol. Plant-Microbe Interact.* 6, 122-128.
- SUTTON, T.; BAUMANN, U.; HAYES, J.; COLLINS, N. C.; SHI, B.-J.; SCHNURBUSCH, T.; HAY, A.; MAYO, G.; PALLOTTA, M.; TESTER, M. & LANGRIDGE, P. (2007): Boron-toxicity tolerance on barley arising from efflux transporter amplification. *Science* 318, 1446-1449.
- SWAINE, D. J. (1955). The trace-element content of soils. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal.
- TACHIMOTO, M.; FUKUTOMI, M.; MATSUSHIRO, H.; KOBAYASHI, M. & TAKAHASHI, E. (1992): Role of putrescine in *Lemna* plants under potassium deficiency. *Soil Sci. Plant Nutr.* 38, 307-313.
- TANG, C. & ROBSON, A. D. (1992): The role of iron in the (*Brady*)*rhizobium* legume symbiosis. *J. Plant Nutr.* 15, 2235-2252.

- TANG, C.; ROBSON, A. D. & DILWORTH, M. J. (1990): A split-root experiment shows that iron is required for nodule initiation in *Lupinus angustifolius* L. *New Phytol.* 115, 61-67.
- TANG, C.; ROBSON, A. D.; DILWORTH, M. J. & KUO, J. (1992): Microscopic evidence on how iron deficiency limits nodule initiation in *Lupinus angustifolius* L. *New Phytol.* 121, 457-467.
- THALJI, T. & SHALALDEH, G. (2006): Effect of planting date on faba bean (*Vicia faba* L.) nodulation and performance under semiarid conditions. *World Journal of Agricultural Sciences* 2, 477-482. Online verfügbar: URL: [http://www.idosi.org/wjas/wjas2\(4\)/17.pdf](http://www.idosi.org/wjas/wjas2(4)/17.pdf) [Stand 26.05.2014].
- THORNELEY, R. N. F. (1992): Nitrogen fixation – a new light on nitrogenase. *Nature* 360, 532-533.
- TOMATSU, H.; TAKANO, J.; TAKAHASHI, H.; WATANABE-TAKAHASHI, A.; SHIBAGAKI, N. & FUJIWARA, T. (2007): An *Arabidopsis thaliana* high-affinity molybdate transporter required for efficient uptake of molybdate from soil. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 104, 18807-18812.
- TSAI, S. M.; BONETTI, R.; AGBALA, S. M. & ROSSETTO, R. (1993a): Minimizing the effect of mineral nitrogen on biological nitrogen fixation in common bean by increasing nutrient levels. *Plant Soil* 152, 131-138.
- TSAI, S. M.; DA SILVA, P. M.; CABEZAS, W. L. & BONETTI, R. (1993b): Variability in nitrogen fixation of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) intercropped with maize. *Plant Soil* 152, 93-101.
- TWARY, S. N. & HEICHEL, G. H. (1991): Carbon costs of dinitrogen fixation associated with dry matter accumulation in alfalfa. *Crop Sci.* 31, 985-992.
- UDVARDI, M. K. & DAY, D. A. (1990): Ammonia (<sup>14</sup>C-methylamine) transport across the bacteroid and peribacteroid membranes of soybean root nodules. *Plant Physiol.* 94, 71-76.
- ULRICH, A. & HILLS, F. J. (1973): Plant analysis as an aid in fertilizing sugar crops. Part 1. Sugarbeets. Pages 271-288 in: *Soil testing and plant analysis*. Hrsg. L. M. Walsh & J. D. Beaton, Soil Sci. Soc. of Am., Inc., Madison, WI.
- URANO, E. O. M.; KURIHARA, C. H.; MAEDA, S.; VITOINO, A. C. T.; GONÇALVES, M. C. & MARCHETTI, M. E. (2007): Determinação de teores ótimos de nutrientes em soja pelos métodos chance matemática, sistema integrado de diagnose e recomendação e diagnose da composição nutricional. *R. Bras. Ci. Solo* 31, 63-72.

- UTZ, H. F. (2005): PLABSTAT. Ein Computerprogramm zur statistischen Analyse von pflanzenzüchterischen Experimenten. Institut für Pflanzenzüchtung, Saatgutforschung und Populationsgenetik der Universität Hohenheim.
- VALLIS, I. (1983): Uptake by grass and transfer to soil of nitrogen from N-15 labelled legume materials applied to a Rhodes grass pasture. *Aust. J. Agric. Sci.* 34, 367-376.
- VANCE, C. P. & GANTT, J. S. (1992): Control of nitrogen and carbon metabolism in root nodules. *Physiol. Plant.* 85, 266-274.
- VANCE, C. P. & HEICHEL, G. H. (1991): Carbon in N<sub>2</sub> fixation: limitation or exquisite adaptation. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 42, 373-392.
- VANCE, C. P.; HEICHEL, G. H.; BARNES, D. K.; BRYAN, J. W. & JOHNSON, L. E. (1979): Nitrogen fixation, nodule development, and vegetative regrowth of alfalfa (*Medicago sativa* L.) following harvest. *Plant Physiol.* 64, 1-8.
- VENUGOPAL, B. & LUCKEY, T. D. (1978): Metal toxicity in mammals, Vol. 2: Chemical toxicity of metals and metalloids. Plenum Press, New York.
- VESSEY, J. K.; WALSH, K. B. & LAYZELL, D. B. (1988): Oxygen limitation of N<sub>2</sub> fixation in stem-girdled and nitrate-treated soybean. *Physiol. Plant.* 73, 113-121.
- VISSER, T. (1955): Germination and storage of pollen. *Meded. Landb. Hooges.* 55, 1-68.
- VOISIN, A. S.; SALON, C.; MUNIER-JOLAIN, N. G. & NEY, B. (2002): Quantitative effects of soil nitrate, growth potential and phenology on symbiotic nitrogen fixation of pea (*Pisum sativum* L.). *Plant Soil* 243, 31-42.
- VUNKOVA-RADEVA, R.; SCHIEMANN, J.; MENDEL, R.-R.; SALCHEVA, G. & GEORGIEVA, D. (1988): Stress and activity of molybdenum-containing complex (molybdenum cofactor) in winter wheat seeds. *Plant Physiol.* 87, 533-535.
- WALKER, D. J.; LEIGH, R. A. & MILLER, A. J. (1996): Potassium homeostasis in vacuolate plant cells. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 93, 10510-10514.
- WALSH, K. B. (1990): Vascular transport and soybean nodule function. III. Implications of a continual phloem supply of carbon and water. *Plant Cell Environ.* 13, 893-901.
- WARD, G. M. (1994): Molybdenum requirements, toxicity, and nutritional limits for man and animals. Pages 452-476 in: *Molybdenum: An outline of its chemistry and uses*. Hrsg. E. R. Braithwaite & J. Haber, Elsevier, Amsterdam.

- WATERER, J. G.; VESSEY, J. K. & RAPER, JR, C. D. (1992): Stimulation of nodulation in field peas (*Pisum sativum*) by low concentrations of ammonium in hydroponic culture. *Physiol. Plant.* 86, 215-220.
- WEDEPOHL, K. H. (1969): Handbook of geochemistry. Springer Berlin-Heidelberg-New York.
- WENDLAND, M.; DIEPOLDER, M. & CAPRIEL, P. (2008): Leitfaden für die Düngung von Acker und Grünland. Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft (LFL), Freising.
- WERNER, D. (1980): Stickstoff(N<sub>2</sub>)-Fixierung und Produktionsbiologie. *Angew. Bot.* 54, 67-75.
- WERNER, D.; WILCOCKSON, J.; TRIPF, R.; MÖRSCHER, E. & PAPEN, H. (1981): Limitations of symbiotic and associated nitrogen fixation by developmental stages in the system *Rhizobium japonicum* with *Glycine max* and *Azospirillum brasilense* with grasses, e. g. *Triticum aestivum*. Pages 299-308 in: *Biology of inorganic nitrogen and sulfur*. Hrsg. H. Bothe & A. Trebst, Springer-Verlag, Berlin.
- WERNER, W. & TRIMBORN, M. (2008): Potentiale zur Effizienzsteigerung der P-Düngung. Online verfügbar: URL: [http://www.jki.bund.de/fileadmin/dam\\_uploads/\\_koordinierend-/bs\\_naehrstofftage/phosphor\\_landwirtschaft/6\\_Werner.pdf](http://www.jki.bund.de/fileadmin/dam_uploads/_koordinierend-/bs_naehrstofftage/phosphor_landwirtschaft/6_Werner.pdf) [Stand 28.05.2014].
- WICHMANN, S. (2004): Ertragsleistung, Futterqualitätsentwicklung, N<sub>2</sub>-Fixierungsleistung und Vorfruchtwirkung von verschiedenen Körnerleguminosenarten in Reinsaat und im Gemenge mit Getreide. Dissertation Christian-Albrechts-Universität zu Kiel.
- WIKNER, B. (1983): Distribution and mobility of boron in forest ecosystems. Pages 131-141 in: *Proc. Int. Workshop on Growth Disturbances of Forest Trees*. Finland, October 1982. Hrsg. K. K. Kolari, *Commun. Inst. Forest. Fenniae Helsinki*, 116.
- WIMMER, M. A. & GOLDBACH, H. E. (1999): A miniaturized curcumin method for the determination of boron in solutions and biological samples. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 162, 15-18.
- WOODROW, I. E. & ROWAN, K. S. (1979): Change of flux of orthophosphate between cellular compartments in ripening tomato fruits in relation to the climacteric rise in respiration. *Aust. J. Plant. Physiol.* 6, 39-46.
- WYN JONES, R. G.; BRADY, C. J. & SPEIRS, J. (1979): Ionic and osmotic relations in plant cells. Pages 63-103 in: *Recent advances in the biochemistry of cereals*. Hrsg. D. L. Laidman & R. G. Wyn Jones. Academic Press Inc., London, New York.

- YAN, F.; SCHUBERT, S. & MENGEL, K. (1996): Soil pH changes during legume growth and application of plant material. *Biol. Fertil. Soils* 23, 236–242.
- YU, M.; SHEN, R.; XIAO, H.; XU, M.; WANG, H.; WANG, H.; ZENG, Q. & BIAN, J. (2009): Boron alleviates aluminum toxicity in pea (*Pisum sativum*). *Plant Soil* 314, 87-98.

## **Danksagung**

Herrn Prof. Dr. H. E. Goldbach und Herrn Prof. Dr. H.W. Scherer danke ich herzlich für die Überlassung des Themas und die zahlreichen wissenschaftlichen Anregungen bei der Anfertigung der Arbeit. Auch Herrn Prof. Dr. U. Köpke danke ich für die interessanten Gespräche.

Den Mitarbeitern und Mitarbeiterinnen der Versuchsstationen Wiesengut und des Campus Klein-Altendorf möchte ich besonders für ihre Mithilfe bei der Durchführung der Feldversuche und den Mitarbeiterinnen des Instituts für Pflanzenernährung für ihre Unterstützung bei den Laborarbeiten danken.

Herrn PD Dr. T Eichert danke ich für die kritische Durchsicht des Manuskriptes.

Herr J. Hoffmann hat den Gefäßversuche und den Zwischenfruchtversuch durchgeführt. Für die Überlassung der dabei gewonnenen Daten bin ich ihm zu großem Dank verpflichtet.

Ohne die Zusendung von Ackerbohnenblättern aus ganz Deutschland wäre die Anwendung der DRIS-Methode nicht möglich gewesen. Dafür danke ich den Landwirten sowie den öffentlichen und nichtöffentlichen Institutionen.

Die Förderung des Vorhabens erfolgte aus Mitteln des Bundesministeriums für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL) aufgrund eines Beschlusses des Deutschen Bundestages. Die Projektträgerschaft erfolgte über die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE) im Rahmen des Bundesprogramms Ökologischer Landbau und andere Formen nachhaltiger Landwirtschaft (BÖLN) unter dem Förderkennzeichen 08OE147.