



DIPLOMARBEIT

Freilandversuch zum Einfluss von Bewässerung, Rhizobien- und Mykorrhizainokulation auf Luzerne

Verfasserin

Lina Weissengruber

angestrebter akademischer Grad

Magistra der Naturwissenschaften (Mag.rer.nat.)

Wien, April 2011

Studienkennzahl lt. Studienblatt:	A 444
Studienrichtung lt. Studienblatt:	Ökologie
Betreuer:	Ao. Univ.-Prof. Dipl.- Ing. Dr. Jürgen Kurt Friedel Ao. Univ.-Prof. i.R. Dr. Wolfgang Waitzbauer

Danksagung

Für die Betreuung meiner Diplomarbeit möchte ich mich bei Jürgen Friedel, Gabriele Gollner und Wolfgang Waitzbauer sehr herzlich bedanken. Bei der Durchführung und Organisation des Feldversuchs haben mir Reza Ardakani, Christoph Gabler und Ali Moghaddam mit ihrer Erfahrung sehr geholfen, im Labor Silvia Zeitler und bei der Feldarbeit viele studentische MitarbeiterInnen, auch dafür möchte ich mich sehr herzlich bedanken.

Vielen Dank an Siegrid Steinkellner und Peter Schweiger für die Hilfe bei der Mykorrhizaauswertung, dem Institut für Waldökologie und Boden des BFWs für die Möglichkeit, die WinRhizo-Scans durchzuführen und an Reiner Reiter für die Hilfe dabei.

Vielen Dank an Wolfgang Wanek, Hans Zaller, Agnes Schweinzer und Jens Altmann für die Beratung bei den verschiedensten Problemen im Laufe der Arbeit und an meine Familie und Freunde, die mich unterstützt haben.

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung	7
2. Literaturüberblick	8
2.1. Rhizobien	8
2.2. Arbuskuläre Mykorrhiza	9
2.3. Dreifachsymbiose	11
Ziele und Arbeitshypothesen	12
2.4. Ziele	12
2.5. Arbeitshypothesen.....	12
3. Material und Methoden.....	13
3.1. Standort.....	13
3.1.1. Klima	14
1.1.1. Boden	15
1.2. Versuchsaufbau	17
1.2.1. Versuchsvarianten.....	17
1.2.2. Versuchsdesign	17
1.2.3. Beimpfung	19
1.2.3.1. Beimpfung mit arbuskulärer Mykorrhiza	19
1.2.3.2. Beimpfung mit Rhizobien	20
1.2.4. Anbaudaten und Pflegemaßnahmen.....	20
1.2.4.1. Bewässerung.....	21
1.3. Ernte und Probenaufbereitung	22
1.3.1. Entnahme und Aufbereitung der oberirdischen Biomasse	22
1.3.2. Entnahme der Bodenproben	23
1.3.3. Entnahme und Aufbereitung der Wurzelproben	24
1.4. Versuchsauswertung	25
1.4.1. Isotopenanalyse	26
1.4.2. Wurzellänge und Mykorrhizierung.....	26
1.4.2.1. Scannen der Wurzeln mit WinRhizo.....	27
1.4.3. Bodenfeuchte und Nitratgehalt.....	28
1.4.3.1. Bestimmung des gravimetrischen Wassergehalts	28
1.4.3.2. N _{min} - Nitratbestimmung (Methode nach ÖNORM L 1091):.....	28
1.4.4. Bestimmung der biologischen Stickstofffixierung.....	29
1.4.4.1. ¹⁵ N-Verdünnungsmethode	29
1.4.4.2. Berechnung des symbiotisch fixierten Stickstoffs	31
1.4.5. Statistisches Modell.....	31
2. Ergebnisse	32
2.1. Bodeneigenschaften	32
2.1.1. Nitratgehalt des Bodens	32

2.1.2. Bodenwassergehalt	33
2.2. Pflanzliche Eigenschaften	36
3.1.2. Wurzeigenschaften	36
2.2.1. Eigenschaften der oberirdischen Biomasse	38
2.2.1.1. Die signifikanten Wechselwirkungen (RxI, MxI, RxM, RxMxI).....	40
2.2.1.2. Die Hauptfaktoren (R, M, I).....	44
2.3. Stickstoffparameter.....	46
4. Diskussion.....	55
4.1. Wechselwirkung von Rhizobien und Bewässerung	55
4.2. Wechselwirkung von Mykorrhiza und Bewässerung.....	57
4.3. Wechselwirkung von Mykorrhiza und Rhizobien	59
4.4. Dreifachwechselwirkung von RxMxI	60
4.5. Haupteffekt Bewässerung	61
4.6. Haupteffekt Rhizobien	61
4.7. Haupteffekt Mykorrhiza.....	62
5. Schlussfolgerung und Ausblick	63
6. Zusammenfassung	65
7. Abstract.....	66
8. Quellenverzeichnis	67
9. Abbildungsverzeichnis.....	72
10. Tabellenverzeichnis	74
11. Anhang.....	75

Abkürzungen

H1 = erste Ernte am 15.7.2008

H2 = zweite Ernte am 8.9.2008

N = Stickstoff

P = Phosphor

TG = Trockengewicht

1. Einleitung

Die Luzerne (*Medicago sativa*) spielt weltweit als Futterpflanze und in der viehlosen ökologischen Landwirtschaft als Gründüngung eine zentrale Rolle. Im biologischen Landbau darf gemäß der Verordnung (EG) Nr. 834/2007, Artikel 12, kein mineralischer Stickstoffdünger verwendet werden. Der für die Pflanzenernährung nötige Stickstoff kann durch organische Düngemittel und durch die Symbiose von Leguminosen (*Fabaceae*) und stickstofffixierenden Bakterien in den Boden gelangen. In der viehlosen ökologischen Landwirtschaft, in der kein Wirtschaftsdünger vorhanden ist, ist der Leguminosenanbau die einzige Stickstoffquelle. Neben den stickstofffixierenden Bakterien gehen auch arbuskuläre Mykorrhizapilze mit der Luzerne eine Symbiose ein und tragen vor allem zu ihrer Phosphorversorgung bei. Während dem ein- bis zweijährigen Anbau als Gründüngung wird die Luzerne gemulcht, die Nährstoffe verbleiben auf der Fläche und werden für die Folgekulturen nutzbar. Die Mikroorganismen im Boden sind somit ein sehr wichtiger Bestandteil für die Bodenfruchtbarkeit und für das Funktionieren eines ökologischen Pflanzenbaus. Das größte Ackerbaugebiet Österreichs, das Marchfeld, liegt im pannonisch beeinflussten Osten wo der Niederschlag meist gering ist und viele Kulturen bewässert werden müssen. Der Wasserverbrauch der Gründüngung in einer Fruchtfolge sollte daher möglichst gering sein, gleichzeitig soll sie aber viele Nährstoffe zur Verfügung stellen. Einige Forschungsergebnisse weisen darauf hin, dass Mykorrhiza und Rhizobien neben der Nährstoffversorgung auch die Trockentoleranz der Leguminosen verbessern. Vor allem für eine nachhaltige Landwirtschaft mit geringerem Ressourcen- und Energieeinsatz ist die Kenntnis der Pflanze-Symbionten-Beziehung wichtig. Die unter kontrollierten Bedingungen gewonnenen Erkenntnisse über die Auswirkungen von Rhizobien- und Mykorrhizabeimpfung und ihre Beziehungen zur Wirtspflanze müssen noch vermehrt im Freiland getestet werden.

2. Literaturüberblick

2.1. Rhizobien

Rhizobien sind Luftstickstoff (N₂) fixierende Bodenbakterien, die als heterotrophe Saprobionten frei im Boden oder auch als Symbionten in den Wurzelknöllchen von Leguminosen leben können. Im Gegensatz zur arbuskulären Mykorrhiza sind die Rhizobien wirtsspezifisch. Die Rhizobien-Art *Sinorhizobium meliloti* kann mit Luzerne (*Medicago*), *Melilotus* und *Trigonella* Knöllchen ausbilden. Bei der N₂-Fixierung wird mit hohem Energieaufwand die Dreifachbindung des atomaren Stickstoffs gelöst und NH₃ gebildet, wie folgende Gleichung zeigt: $N_2 + 8 H^+ + 8 e^- + 16 ATP \rightarrow 2 NH_3 + H_2 + 16 ADP + 16 P_i$ (Kneip et al. 2007). Die Wirtspflanze muss den Rhizobien 25 % der Assimilate für die N₂-Reduktion zur Verfügung stellen (Schulze 2004). Die N₂-Fixierleistung ist von vielen Faktoren abhängig. Geringe Nodulation kann durch einen sauren pH-Wert (< 6), Verdichtung des Bodens, Staunässe, Trockenheit (Sadowsky 2005), Bodentemperaturen über 38°C, Molybdän-, Cobalt-, Phosphor-, Schwefel- und Bor-Mangel entstehen (Marble 1989). Auch neukultivierte Böden, in denen über lange Zeit keine Wirtspflanzen wuchsen, machen eine Beimpfung mit Rhizobien notwendig (Marble 1989).

Ein geringer Bodenwassergehalt vermindert das Wachstum der Bodenmikroorganismen allgemein, so auch der frei im Boden lebenden Rhizobien. Indirekt werden sie auch über die Veränderung des Pflanzenwachstums und die Abgabe von Wurzelexudaten beeinflusst (Tate 2000, Sadowsky 2005). Rhizobien haben eine große Toleranz gegenüber Trockenstress und sind generell resistenter gegen Trockenheit als ihre Wirtspflanzen (Sadowsky 2005). In einem Versuch von Antolin et al. (1995) wurde eine höhere Trockentoleranz von Luzerne durch die Symbiose mit Rhizobien im Vergleich zur N-gedüngten Variante festgestellt. Die N₂-Fixierleistung reagiert jedoch empfindlich auf Trockenstress; empfindlicher als die N-Aufnahme aus dem Boden und die Photosynthese (Ledgard und Steele 1992, Sadowsky 2005). Eine optimale Wasserversorgung der Wirtspflanze führt zu einer maximalen N₂-Fixierung durch die Rhizobien (Zahran 1999). Neben den Umweltfaktoren haben aber vor allem die Rhizobienstämme Einfluss auf die biologische Stickstofffixierung. Die Besiedelung der Knöllchen durch indigene Rhizobien aus dem Boden hat nicht unbedingt eine hohe N₂-Fixierung zur Folge, sondern hängt von ihrer Überlebensfähigkeit im Boden ab (Tate 2000). In natürlichen Ökosystemen sind normalerweise genügend Rhizobien für die Versorgung mit Stickstoff vorhanden, auf intensiv genutzten Ackerflächen ist jedoch die Rhizobiendichte oft nicht ausreichend. Daher ist die Beimpfung von Boden oder Saatgut in der Landwirtschaft eine übliche Praxis. Das Inokulum bewirkt eine gesteigerte Knöllchenbildung, eine höhere

Wahrscheinlichkeit des Zusammentreffens von Bakterium und Wurzel und eine höhere Stickstofffixierleistung durch darauf selektierte Rhizobien-Isolate (Tate 2000).

2.2. Arbuskuläre Mykorrhiza

Die Symbiose zwischen Pflanzen und Mykorrhizapilzen ist sehr alt und weit verbreitet (Smith und Read 2008), für einen Großteil der Gefäßpflanzen gehört die Mykorrhiza zu ihren normalen nährstoffabsorbierenden Organen (Smith et al. 2009). In den Böden der meisten Ökosysteme an Land sind Mykorrhizapilze vorhanden und stellen eine Schlüsselkomponente im Nährstoffkreislauf dar (Neumann und George 2010). Mit etwa 80 % der terrestrischen Pflanzenarten gehen sie eine Symbiose ein, indem sie die Rinde der Pflanzenwurzeln besiedeln und mit ihrem Myzel als feine Verlängerung der Wurzeln dienen, um Nährstoffe aufzunehmen (Van der Heijden et al. 1998, Barea et al. 2005). Bis auf einige Arten, hauptsächlich aus den Familien Brassicaceae, Chaenopodiaceae, Cyperaceae, Caryophyllaceae und Juncaceae, können alle Pflanzen eine Symbiose mit Mykorrhiza eingehen (Barea et al. 2005). Im weiteren Text bezieht sich zur Vereinfachung die Bezeichnung Mykorrhiza immer auf arbuskuläre Mykorrhiza. Die Hyphen der arbuskulären Mykorrhiza sind mit 5-10 µm wesentlich dünner als die Pflanzenwurzeln (Giovannetti et al. 2010). Sie können in die kleinsten Porenräume eindringen und die Nährstoffe eines viel größeren Bodenvolumens erschließen und so auch der Pflanze zugänglich machen (Allen 1991, Brundrett 1996). Die absorbierende Hyphenoberfläche ist im Vergleich zum Hyphenvolumen um ein Vielfaches größer als das der Pflanzenwurzel und verbraucht dadurch weniger Ressourcen für ihren Aufbau (Harley 1989, Jakobsen et al. 2002). Für die erhaltenen Nährstoffe gibt die Pflanze etwa 4 - 20 % ihrer Assimilate an die Mykorrhiza ab (Kucey und Paul 1992, Jakobsen und Rosendahl 2006). Die Mykorrhiza ist obligat biotroph, sie kann ohne die Wirtspflanze nicht überleben. Die Beziehung von Pflanze und Mykorrhiza ist normalerweise von gegenseitigem Nutzen (mutualistisch) (Barea et al. 2005), kann aber auch bis zum Parasitismus reichen (Klironomos 2003). Der Haupteffekt der Mykorrhiza ist die Beschaffung von mineralischen Nährstoffen, besonders jenen, deren Ionen eine geringe Mobilitätsrate haben oder in geringer Konzentration in der Bodenlösung vorliegen, vor allem Phosphat, Stickstoff, Zink, Kupfer (Neumann und George 2010) und Schwefel (Allen und Shachar-Hill 2009). Die Hyphen suchen jedoch nicht aktiv nach Phosphor (Olsson et al. 2002).

Die Ausnutzung der lokalen Nährstoffe und die größere Vitalität der Pflanzen durch die Symbionten sind besonders im ökologischen Landbau von Bedeutung, da wenige regulierende Maßnahmen getroffen werden können. So spielen neben der Nährstoffkomponente weitere förderliche Eigenschaften der Mykorrhiza für die

Pflanzengesundheit eine Rolle, wie die Verminderung von Wurzelpathogenen und Trockenstress, die Verbesserung der Bodenstruktur (van der Heijden und Sanders 2002), die Steigerung der Vitalität der Wirtspflanze, der Ausgleich bei Wurzelschaden, die Veränderung des Wurzelsystems und der Rhizosphäre und eine verbesserte Salz- und Schadstofftoleranz (Barea et al. 2005).

Der geringe Niederschlag am Versuchsstandort in Raasdorf, Niederösterreich, führt immer wieder zu Trockenstress der Kulturpflanzen. In einigen Studien zeigte sich eine verbesserte Trockenresistenz der Pflanzen durch die Mykorrhiza (Sánchez-Díaz et al. 1990, Ruiz-Lozano und Azcón 1995, Goicoechea et al. 1997, Barea et al. 2005, Khalavati et al. 2005, Ruiz-Lozano und Aroca 2010). Ein direkter Transport von Wasser durch die Hyphen wurde von Khalavati et al. (2005) festgestellt. Dabei wurden 4 % des Wassers aus einem Hyphenkompartiment zu den Wurzeln transportiert. Auch die den Boden durchwachsenden Hyphen außerhalb der Wurzeln haben Einfluss auf die Pflanzen und den Boden. Das Myzel stabilisiert die Erde und steigert dadurch die Wasserhaltekapazität (Sutton und Sheppard 1976). Allein durch das Wachsen in mykorrhiziertem Boden konnte bei *Phaseolus vulgaris* (nicht mykorrhiziert) eine erhöhte Stomataleitfähigkeit festgestellt werden (Augé 2004). Durch die quantitative und qualitative Veränderung der Mikroorganismen in der Rhizosphäre bildet sich die Mykorrhizosphäre (Barea et al. 2005). Die Mykorrhiza verändert auch die Exudate der Wirtspflanze (Vázquez et al. 2001).

Die Beziehung zwischen Mykorrhiza, Pflanzen und Umwelt ist komplex. Das Wissen über diese Symbiose ist in vielen Bereichen noch gering. Trotz vieler Versuche kann über die Wirkung der Mykorrhiza auf den Wasserhaushalt der Pflanze noch sehr wenig ausgesagt werden (Augé 2004, Augé 2001) und es fehlen noch Belege, dass Mykorrhiza Wasserstress wirklich verhindern kann (Chalk et al. 2006). Es gibt viel Information über die Funktion der Mykorrhiza unter vereinfachten Bedingungen, das Verständnis für ihre Funktion unter multifaktoriellen Umständen, wie sie in der Natur auftreten, ist jedoch noch sehr gering (Ried 2002).

2.3. Dreifachsymbiose

Pflanzen, die mit N₂-fixierenden Bakterien eine Symbiose bilden, können gleichzeitig auch eine Symbiose mit Mykorrhiza eingehen, dies ist auch bei Luzerne der Fall. Diese Gemeinschaft (tripartite Symbiose) führte vielen Studien zufolge zu einer höheren Produktivität der Pflanzen, als die Symbiose mit nur einem Endophyten oder das sterile Wachstum ohne Symbionten (Larimer et al. 2010). Die Dreifachsymbiose steigerte die Pflanzenfitness, Knöllchenaktivität, Nährstoffaufnahme und oft die Mykorrhizakolonisierung der Wurzeln und die Photosyntheserate (Larimer et al. 2010, Jia et al. 2004). Für die Rhizobien ist der Hauptvorteil der tripartiten Symbiose der von der Mykorrhiza zur Verfügung gestellte P, da die Nodulation viel P verbraucht. Aber auch Nährstoffe wie z.B. Zn, Cu, Mo und Ca können eine höhere Infektionsrate und Effektivität der Rhizobien bewirken (Barea et al. 2005). Umgekehrt ist die gute N-Versorgung für die Pflanze sehr wichtig, um die Mykorrhiza mitversorgen zu können (Barea et al. 2005). Außerdem ist N für die Chitinsynthese der Pilzzellwand wichtig (Barea et al. 2005). Bei Trockenstress kann der N-Gehalt im Spross durch die Inokulation mit Rhizobien, Mykorrhiza oder Doppelbeimpfung im Vergleich zu nicht beimpfter Luzerne erhöht werden (Goicoechea et al. 1997). Trotz vieler Einzelerkenntnisse ist die Auswirkung der Dreifachsymbiose momentan noch nicht ausreichend geklärt (Larimer et al. 2010).

Im Feldversuch müssen die ausgesetzten Rhizobien und Mykorrhizapilze mit plötzlich veränderten Umweltbedingungen zurechtkommen. Sie stehen mit den autochthonen Mikroorganismen in Konkurrenz um die Kolonisierung des Wirtes und sind der Bodenfauna ausgesetzt. Wegen der unkontrollierten Wechselwirkungen im Freiland wurden bisher nur sehr wenige Studien in unbehandeltem Ackerboden durchgeführt. In einem Feldversuch von Azcón-Aguilar und Barea (1981) konnte eine Ertragssteigerung und höhere Nährstoffgehalte von *Medicago sativa* durch die Doppelinokulation mit Rhizobien und Mykorrhiza festgestellt werden. Auch andere Versuche mit Inokulum im Freiland waren erfolgreich (Barea et al. 1987, De Aguilar et al. 1979). Sonst existieren jedoch sehr wenige Daten über die Auswirkung von Mykorrhiza und den Umweltfaktoren auf die Leguminosen-Rhizobien-Symbiose und es besteht Bedarf an weiteren Feldexperimenten, in denen die Leistung der autochthonen und der inokulierten Mykorrhiza unter verschiedenen klimatischen Bedingungen getestet wird (Chalk et al. 2006, Augé 2001).

Ziele und Arbeitshypothesen

2.4. Ziele

Ziel dieser Arbeit ist es, die Auswirkung von handelsüblichem Mykorrhiza- und Rhizobieninokulum auf Luzerne im Freiland unter den Bedingungen des ökologischen Landbaus zu testen. Um die Wirkung des Inokulums und der Bewässerung auf die Biomassebildung und die Stickstofffixierleistung festzustellen, war der Vergleich von Luzerne unter bewässerten und unter natürlichen Niederschlagsbedingungen vorgesehen, sowie die verschiedenen Kombinationen von Mykorrhiza- und Rhizobienbeimpfung mit und ohne Bewässerung.

2.5. Arbeitshypothesen

1. Die Rhizobieninokulation steigert die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N_2 -Fixierleistung der Luzerne ohne Bewässerung und kann dadurch die Bewässerung ersetzen.
2. Die Mykorrhizainokulation steigert die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N_2 -Fixierleistung der Luzerne ohne Bewässerung und kann dadurch die Bewässerung ersetzen. Der Mykorrhizierungsgrad der Wurzeln nimmt ohne Bewässerung zu.
3. Die Coinokulation mit Rhizobien und Mykorrhiza steigert die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N_2 -Fixierleistung der Luzerne stärker als die Einzelbeimpfungen.
4. Die Bewässerung steigert die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N_2 -Fixierleistung der Luzerne.

3. Material und Methoden

3.1. Standort

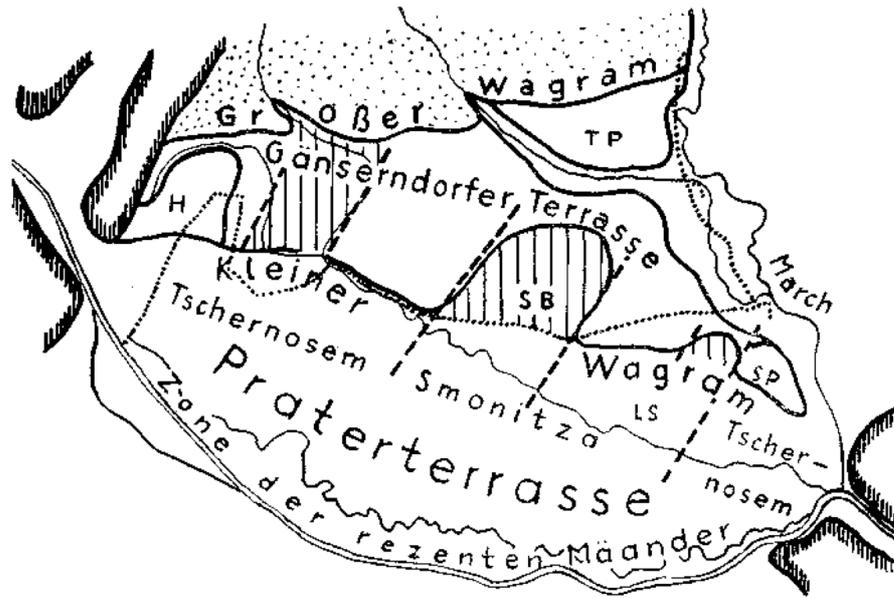
Die Versuchsfläche befindet sich östlich von Wien im Marchfeld, einem ebenen Teil des Wiener Beckens, der intensiv landwirtschaftlich genutzt wird (Abbildung 1). Diese Ebene entstand durch die Sedimente der Donau und ist im Norden vom Großen Wagram (Beginn des Weinviertler Hügellandes), im Westen und Süden von der Donau und im Osten von der March begrenzt. Im Laufe der Kalt- und Warmzeiten entstanden Terrassen (Abbildung 2) aus dem Donauschotter mit pleistozänen Deckschichten aus kalkreichem Schluff und darüber Löss (Fink 1955). Die Versuchswirtschaft der Universität für Bodenkultur liegt auf der Praterterasse des Marchfelds im pannonischen Klimagebiet in Groß-Enzersdorf. Das Versuchsfeld (Seehöhe 156 m, N 48° 13.955', E 16° 35.846') befindet sich in Raasdorf auf den seit 1997 (Umstellungsjahr) biologisch bewirtschafteten Flächen (24 ha Ackerland, 2 ha Hecken und Saumstreifen).



Legende: Schloss Radweg Gemeinde Bahnlinie Straße

Abbildung 1: Das Bundesland Niederösterreich mit der Region Marchfeld (orange) östlich von Wien (links) und die Gemeinden des Marchfelds (rechts).

(LEADER Region Marchfeld, 29.8.2010, http://www.regionmarchfeld.at/de/index.php?option=com_content&task=blogcategory&id=57&Itemid=4)



Legende:

..... Fahrtstrecke; eng schraffiert: Beckenränder; punktiert: geschlossenes Lößgebiet; strichliert: Bruchlinien; weit schraffiert: abgesenkte Teilstücke der Gänserndorfer Terrasse; SB: Siebenbrunner Bucht; SP: Schloßhofer Platte; TP: Tallesbrunner Platte; LS: Lasseer Wanne; H: höhere Terrassen um das Herrenholz.

Abbildung 2: Terrassen des Marchfelds (Fink 1955).

Klima

Nach pflanzengeographischen und klimatologischen Kriterien gehört das Marchfeld zum Pannonikum mit heißen, trockenen Sommern mit geringer Taubildung und schneearmen, kalten Wintern. Die Temperatur kann zwischen den Extremen von -30°C bis über $+35^{\circ}\text{C}$ im Sommer schwanken (Freyer et al. 2000). Die langjährige jährliche Durchschnittstemperatur beträgt $9,8^{\circ}\text{C}$, der Niederschlag 520 mm (ZAMG Groß-Enzersdorf 1971-2000), die Ebene ist dem Wind ausgesetzt, was die Verdunstung zusätzlich steigert.

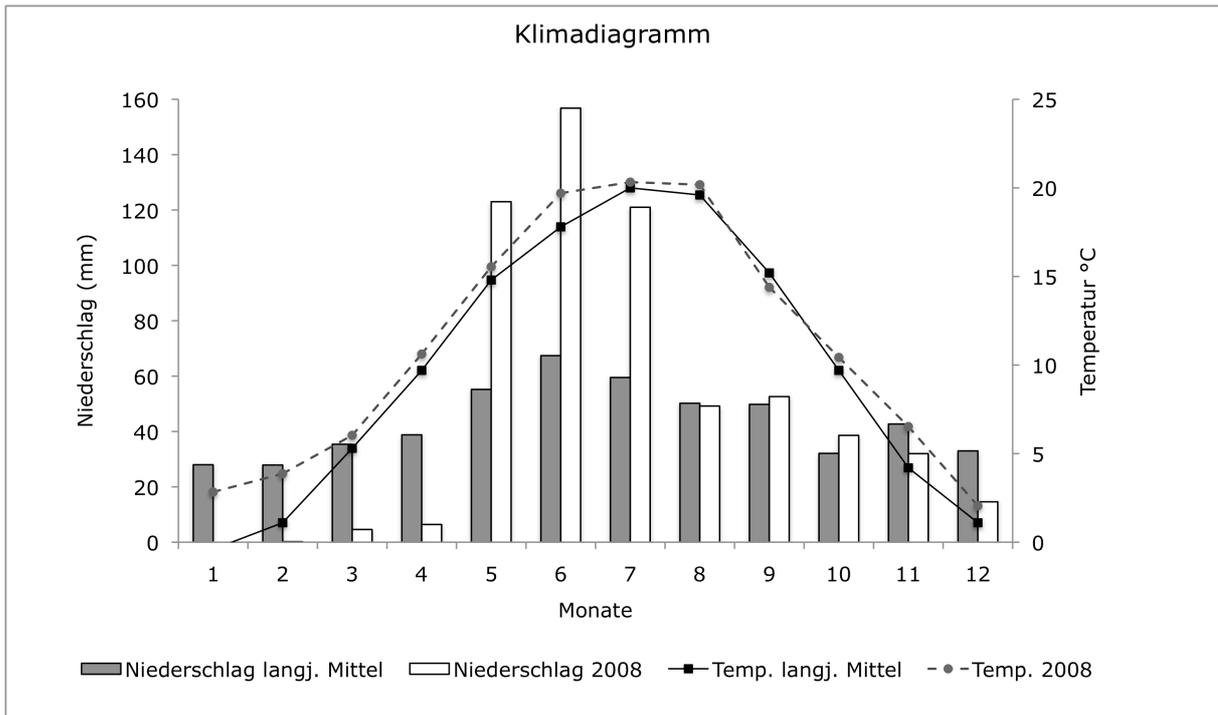


Abbildung 3: Monatliches Temperaturmittel und monatliche Niederschlagssumme 2008 und im langjährigen Mittel (1971-2000) am Versuchsstandort.

Die Klimadaten der Versuchsfläche im Jahr 2008 wurden durch die Wetterstation des Instituts für Pflanzenbau und Pflanzenzüchtung der Universität für Bodenkultur Wien in Raasdorf aufgezeichnet. Zum Vergleich ist das langjährige Mittel der Jahre 1971-2000 der nächstgelegenen Wetterstation der Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik (ZAMG) in Groß-Enzersdorf dargestellt.

Das Jahresmittel 2008 lag bei der Temperatur um 1,2°C über dem langjährigen Mittel, besonders die Wintermonate November, Jänner und Februar waren deutlich wärmer. Die Niederschlagssumme 2008 überstieg das langjährige Mittel um 79 mm. Nach einem trockenen Frühjahr folgten sehr regenreiche Sommermonate. Im Mai lag der Niederschlag um 68 mm über dem langjährigen Durchschnitt, im Juni um 89 mm und im Juli um 61 mm.

Boden

Der Bodentyp ist ein tiefgründiger, kalkreicher Tschernosem aus Löss, dessen Mächtigkeit zwischen 90-160 cm liegt, darunter ist feiner Sand. Gemeinsam haben der Löss und der schluffige Feinsand eine Mächtigkeit von 1-2 m, darunter beginnt der Donauschotter. Der Boden hat eine hohe Nährstoff- und Wasserspeicherkapazität (geschätzte nutzbare Feldkapazität ca. 200 mm), eine gute Durchlüftung und bei ausreichender Wasserversorgung eine hohe Ertragsfähigkeit (Freyer et al. 2000). Im Zuge der Bodenuntersuchungen von Frank (1999) wurden die Bodeneigenschaften auf den

ökologisch bewirtschafteten Flächen der Versuchsanstalt in einem Raster ermittelt. Für die vorliegende Arbeit wurden die Werte des Probenpunktes 49 verwendet. Die Bodenart ist lehmiger Schluff mit einem Kohlenstoffgehalt von 4,02 %, der pH-Wert ist schwach alkalisch (Tabelle 1).

Tabelle 1: Bodenanalyse auf der Versuchsfläche (Frank 1999)

Horizont	Mächtigkeit cm	Bodenart	CaCO ₃ in %	pH-Wert (CaCl ₂)	C anorg.	C org.	C ges.	N ges.	C/N
Ap	33	IU	15,09	7,67	1,81	2,21	4,02	0,183	12,08
AC	13	sU	16,86	7,68	-	-	-	-	-
C	30	S	28,53	7,84	-	-	-	-	-

Tabelle 2: Fruchtfolgeplan der Versuchsfläche (Schlag Nr. 6, Größe 6 ha) von 1997-2008

Kultur	Erntejahr
Sonnenblume	1997
Futtererbse, Platterbse, Erbse, Wicke	1998
Winterroggen, Futtererbse, Platterbse, Wicke	1999
Sommergerste	2000
Luzerne	2001
Winterweizen	2002
Winterweizen	2003
Körnermais	2004
Sommergerste / Zwischenfrucht	2005
Erbse / Zwischenfrucht	2006
Winterweizen / Zwischenfrucht	2007
Sommergerste	2008

Die Luzerneversuchspartellen befanden sich innerhalb des Sommergerstefelds.

1.1. Versuchsaufbau

Versuchsvarianten

Um die Auswirkungen der Einzelbehandlungen wie Rhizobieninokulation, Mykorrhizainokulation und Bewässerung und deren Wechselwirkungen zu testen, wurden acht Varianten gewählt (Tabelle 3).

Tabelle 3: Aufzählung der verschiedenen Varianten

Nr.	Variante	Inokulation	Bewässerung
1	R+ M- I-	Rhizobien	nein
2	R- M+ I-	Mykorrhiza	nein
3	R+ M+ I-	Rhizobien und Mykorrhiza	nein
4	R- M- I-	keine Inokulation (Kontrolle)	nein
5	R+ M- I+	Rhizobien	ja
6	R- M+ I+	Mykorrhiza	ja
7	R+ M+ I+	Rhizobien und Mykorrhiza	ja
8	R- M- I+	keine Inokulation	ja

Um die Stickstofffixierleistung der Luzerne abschätzen zu können, wurde eine nicht-stickstoffbindende Grasmischung als Referenzkultur angebaut. Die Mischung bestand zu jeweils 25% aus Rotschwingel (*Festuca rubra*), Knautgras (*Dactylis glomerata*), Glatthafer (*Arrhenatherum elatius*) und Deutschem Weidelgras (*Lolium perenne*).

Versuchsdesign

Die Varianten wurden in einem Randomized Complete Block Design (RCBD) mit vier Wiederholungen (Block 1-4) angelegt (Abbildung 4). Eine Reihe Grasparzellen wechselte sich mit einer Reihe Luzerneparzellen ab. Die bewässerten Plots sind in der Abbildung dunkelgrün (Luzerne) und orange (Gras) gekennzeichnet, die unbewässerten hellgrün und gelb. Die Luzerne- und Grasparzellen hatten eine Größe von 3 x 3 m. Die Versuchsfläche von 576 m² unterteilte sich somit in 64 Parzellen, 32 davon waren Luzerneparzellen und 32 Grasparzellen. An zwei Seiten der Versuchsfläche wurden Randparzellen (M) mit Luzerne als Mantelfläche gesät.

Der Versuch wurde 2007 von Dr. Mohammad Reza Ardakani (Department of Agronomy and Plant Breeding, Azad University, Iran) entworfen und geleitet und 2008 von mir als Diplomarbeit übernommen.

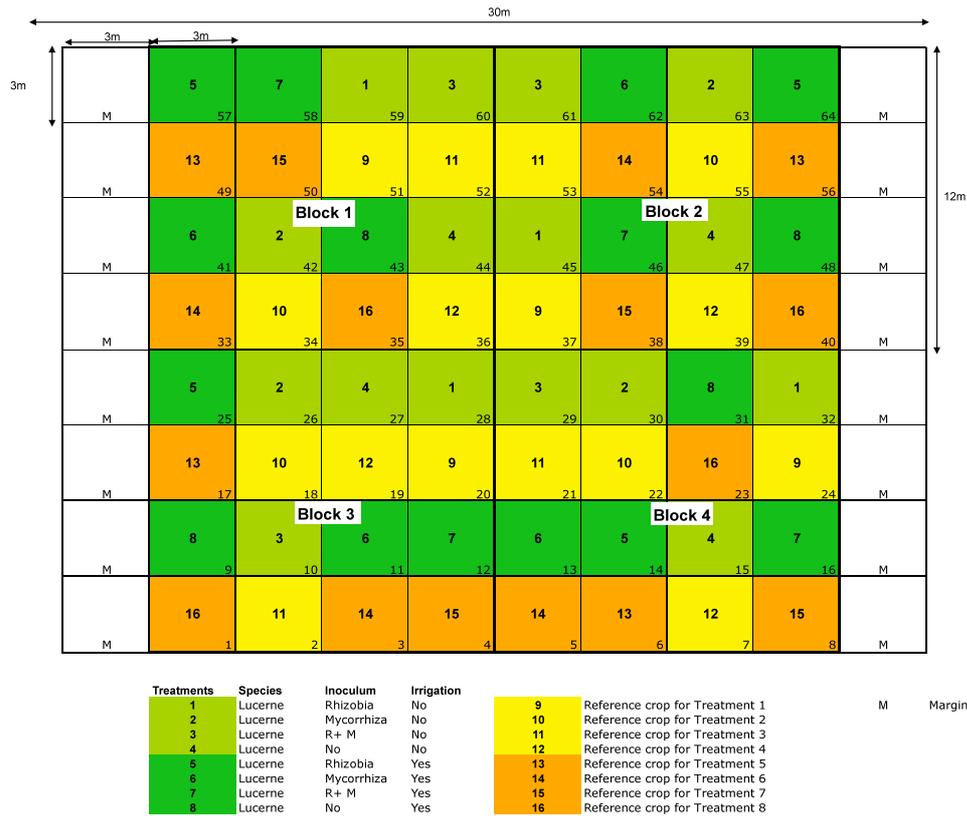


Abbildung 4: Versuchsplan

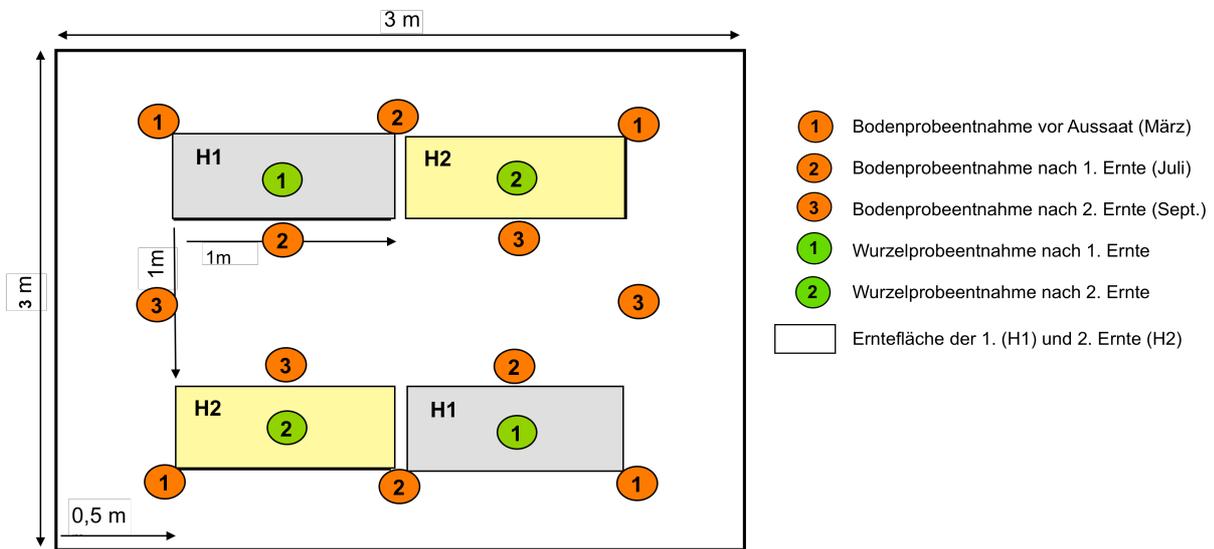


Abbildung 5: Plan einer Luzerne-Parzelle mit den Ernteflächen und Probenentnahmepunkten.

Auf den Luzerneparzellen waren für jede der beiden Ernten zwei Ernteflächen mit jeweils 0,5 m² vorgesehen (Abbildung 5). Die Ernteflächen lagen 0,5 m vom Rand der Parzelle entfernt und hatten zueinander einen Abstand von 1 m. Die Bodenproben wurden zu drei Zeitpunkten (Kreise 1-3 orange) an jeweils vier Stellen außerhalb der Ernteflächen gezogen. Die Wurzelproben wurden nach den Ernten in der Mitte der Ernteflächen entnommen (Kreise 1 und 2, grün). Die Grasflächen wurden auf die gleiche Weise wie die Luzerneflächen geerntet, jedoch wurden keine Bodenproben entnommen und Wurzelproben nur nach der 2. Ernte.

Beimpfung

1.1.1.1. Beimpfung mit arbuskulärer Mykorrhiza

Das Mykorrhiza-Inokulum, durch das Trägermaterial Vermiculit trocken und feinkörnig, enthielt eine Mischung aus drei verschiedenen Pilztaxa: *Glomus etunicatum*, *Glomus intraradices* und *Glomus claroideum* (Tabelle 4).

Tabelle 4: Bestandteile des Mykorrhiza-Inokulums INOQ Agri (Charge V1/07), Firma INOQ GmbH.

Parameter	
Endomykorrhizapilze (heimische Stämme, keine gentechnisch veränderten Organismen)	<i>Glomus etunicatum</i> , <i>Glomus intraradices</i> , <i>Glomus claroideum</i> .
Mykorrhizaeinheiten	350 pro cm ³ Substrat
Mykorrhizawirkung (Wuchsförderung im Standardtest)	26 ± 8 %
Trägermaterial	Vermiculit 1-2 mm
Schüttgewicht	530 -560 g/l
Dosierung	bis 100 ml/m ²
pH-Wert	5,6
Nährstoffgehalt	P205 1,46 %, K20 5 %

Um es möglichst nahe an das Saatgut zu bringen, wurden pro Parzelle (9 m²) 850 g Inokulum händisch gleichmäßig auf der Fläche verteilt und sogleich etwa 5 cm tief in die Erde eingereicht, um es vor der Sonne zu schützen. Es wurde das 1,5-fache der empfohlenen Inokulummenge verwendet um den Vorgaben aus dem Vorjahresversuch zu entsprechen.

1.1.1.2. Beimpfung mit Rhizobien

Als Rhizobien-Inokulum wurde ein handelsübliches Produkt der Firma Becker Underwood mit dem Namen HiStick verwendet. Die Trägersubstanz war sterilisierter Torf in Pulverform und trug mindestens 2×10^9 lebende Zellen *Sinorhizobium meliloti* pro Gramm. 6,75 g des Rhizobien-Inokulum wurden mit den leicht angefeuchteten Luzernesamen (31,7 g pro Parzelle) vermischt und händisch ausgesät, da die leicht feuchten Samen nicht mit der Sämaschine gesät werden konnten. 400 g Inokulum reichten für die Beimpfung von 45 kg Saatgut, die Bemessung des Inokulums war großzügig (27-fache Menge), um eine sichere Ausbringung zu gewährleisten und den Vorgaben aus dem Vorjahresversuch zu entsprechen.

Anbaudaten und Pflegemaßnahmen

Die Luzerne wurde am 8. April 2008 und die Grasmischung am 11. April 2008 mit einer Saatstärke von jeweils 25 kg ha^{-1} gesät. Vor der Aussaat wurde der Boden gepflügt und die Saatbettbereitung erfolgte mit einer Egge. Da die angefeuchteten und mit Rhizobiuminokulum versetzten Samen nicht mit der Sämaschine gesät werden konnten, wurden auch die unbehandelten Luzernesamen breitwürfig mit der Hand ausgesät, um Anbauunterschiede zu vermeiden. Die Grasmischung wurde in Reihen mit einem Abstand von 12 cm mit einer Parzellen-Saatmaschine (Wintersteiger (Oyjord) TC 2700 Tool Carrier) gesät.

Um die Saatgutmenge berechnen zu können, wurde die Keimfähigkeit des Luzerne- und Grassaatguts mit einem Keimfähigkeitstest bestimmt. Dafür wurden pro Pflanzenart 200 Samen angekeimt. In eine desinfizierte Plastikschaale kam ein ziehharmonikaförmig gefalteter Zellstoff mit 50 Falten, in jede wurden 2 Samen gesetzt, der Zellstoff regelmäßig mit Wasser besprüht und zwei Wochen unverschlossen bei 17°C inkubiert. Die Keimungsraten waren sehr unterschiedlich. Die Luzerne hatte eine Keimungsrate von 71 %, *Lolium perenne* 98%, *Arrhenatherum elatius* 24,5 %, *Dactylis glomerata* 64,5 % und *Festuca rubra* 70,5 % (Tabelle 5 und 6).

Tabelle 5: Saatguttablette *Medicago sativa*, Sorte Sittel

Pflanzenart	Saatgut kg ha^{-1}	Keimungsrate %	Saatgut / Plot g/ 9m^2
Luzerne cv. Sittel	25	71	35

Tabelle 6: Saatguttabelle der Grasmischung mit Rotschwingel (*Festuca rubra*), Gewöhnlichem Knäuelgras (*Dactylis glomerata*), Gewöhnlichem Glatthafer (*Arrhenatherum elatius*), Deutschem Weidelgras (*Lolium perenne*)

Pflanzenart	Saatgutstärke kg ha ⁻¹	% pro Fläche	Saatgutanteil kg ha ⁻¹	Keimungsrate %	Saatgut g/ 9 m ²
<i>Lolium perenne</i>	26	25	6,5	93	25,2
<i>Arrhenatherum elatius</i>	28	25	7	24,5	103,6
<i>Dactylis glomerata</i>	26	25	6,5	64,5	36
<i>Festuca rubra</i>	20	25	5	70,5	25,5

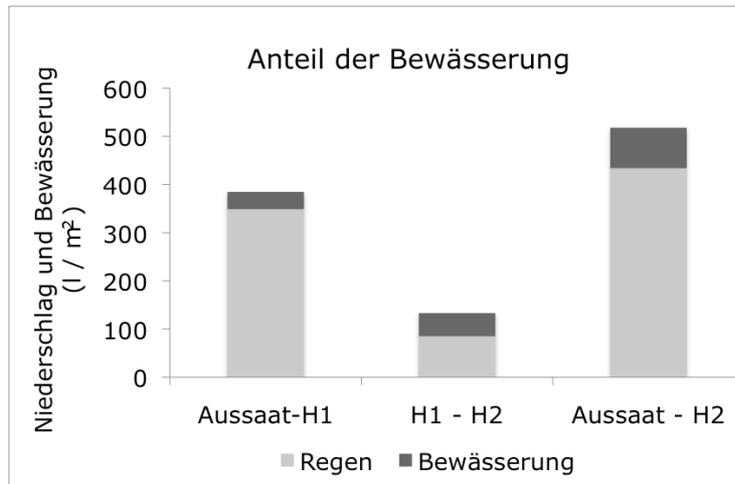
Aufkommendes Beikraut auf der Versuchsfläche wurde regelmäßig händisch entfernt, die ausgerissenen Pflanzen wurden auf den Parzellen belassen um keine Nährstoffe von den Flächen zu exportieren.

1.1.1.3. Bewässerung

Wegen Trockenheit wurde am 16.5.2008 eine Bewässerung aller Parzellen mit 20 mm vorgenommen, um die Etablierung des Bestands zu sichern. Danach wurden nur noch die Parzellen der bewässerten Gruppe in an die Witterung angepassten Abständen beregnet (Tabelle 7). Vor der ersten Ernte wurde dreimal mit 12 l/m² bewässert, der natürliche Niederschlag betrug von April bis zur ersten Ernte 328,8 l/m². Die Bewässerung betrug bis zur ersten Ernte 36 l/m² Wasser. Zwischen der ersten Ernte am 15.7.2008 und der zweiten Ernte am 8.9.2008 wurde insgesamt mit 48 l/m² bewässert. Der Niederschlag in diesem Zeitraum betrug 85 l/m². Insgesamt standen den bewässerten Varianten also 84 mm Wasser mehr zur Verfügung (Abbildung 6).

Tabelle 7: Bewässerung der Parzellen

Bewässerungsmengen und -zeitpunkte der bewässerten Varianten im Jahr 2008									
				1. Ernte				2. Ernte	
Datum der Bewässerung	29.5.	19.6.	24.6.		14.8.	19.8.	25.8.	28.8.	
Bewässerung l/m ²	12	12	12		12	12	12	12	



Legende: H1 = erste Ernte, H2 = zweite Ernte

Abbildung 6: Niederschlag und Bewässerungsanteil der bewässerten Varianten

1.2. Ernte und Probenaufbereitung

Die Luzerne und das Grasmengewe wurden zweimal in der Vegetationsperiode geerntet, das erste Mal am 15.7.2008 und das zweite Mal am 8.9.2008. Der Erntezeitpunkt richtete sich nach der Luzerneblüte und entsprach dem Zeitpunkt, an dem etwa 80% der Luzerne in Blüte stand. In der Grasmischung hatte sich zu 100 % *Arrhenatherum elatius* durchgesetzt.

Entnahme und Aufbereitung der oberirdischen Biomasse

Um die Stängelanzahl, das Blatt- und das Stängelgewicht festzustellen wurde außerhalb der Beprobungsflächen in den Luzerneplots eine Fläche von 20 x 20 cm geerntet. In der abgegrenzten Fläche wurde die Luzerne fünf Zentimeter über dem Boden geschnitten, die Stängel über 15 cm Länge gezählt (Stängelanzahl), die Blätter von den Stängeln getrennt und beides nach 48 h Trocknung bei 65°C im Trockenofen gewogen, um das Trockengewicht zu ermitteln.

Bei der ersten Ernte wurden die Luzernepflanzen auf den zwei Ernteflächen H1 und bei der zweiten Ernte auf den zwei Ernteflächen H2 (siehe Abbildung 5) fünf Zentimeter über dem Boden geerntet, da dies der maschinellen Schnitthöhe entspricht. Dafür wurde auf den Luzerneparzellen ein 50 x 100 cm großer Rahmen aus Eisenstangen in den Pflanzenbestand geschoben und händisch beerntet (insgesamt 1 m²). Da das Gras in Reihen gesät wurde, wurde es auch in Reihen geerntet und in m² umgerechnet. Pro Erntefläche wurden vier ganze Meter geerntet, Lücken im Bestand wurden bei der Messung ausgelassen. Bei der zweiten Ernte wurden auch die Stoppeln direkt am Boden mittels Sägen geerntet, um die Gesamtbiomasse bestimmen zu können. Bei allen Proben wurde am Feld direkt nach der Ernte das Frischgewicht bestimmt. Noch am Tag der Ernte wurde die Biomasse gehäckselt, durchmischt und eine Probe von etwa 120 g zur Bestimmung des Frischgewichts eingewogen. Für die Bestimmung des Trockengewichts wurde die Biomasse im Trockenofen bei 65°C 48 h lang getrocknet und anschließend gewogen. Die trockene Pflanzenbiomasse wurde in einer Mühle fein zermahlen und in Folge für die Isotopenbestimmung verwendet.

Nach der Probenentnahme wurde der gesamte Luzerne- und Grasbestand maschinell gemulcht. Durch den fixierten Luftstickstoff erhöht sich der ¹⁴N-Gehalt auf den Luzerneflächen. Um auf den Grasparzellen die gleichen Bedingungen zu schaffen, wurde auf deren Ernteflächen das Häckselgut der entsprechenden Luzernefläche aufgebracht (Pietsch 2004).

Entnahme der Bodenproben

Für die Messung des Nitrat- und Wassergehalts des Bodens wurden vor der Aussaat und nach den Ernten Bodenproben aus den Luzerneparzellen entnommen. Mit Bodenbohrern (Pürckhauer Hohlmeißelbohrer) und einem elektrischen Bohrhammer (Schlagbohrmaschine) wurden pro Parzelle vier 90 cm tiefe Einstiche gemacht und in drei Schichten (0-30 cm, 30-60 cm, 60-90 cm) unterteilt. Die vier Wiederholungen einer Schicht wurden vermischt und in einer Kühlbox gekühlt. Im Labor wurden die Proben bis zur Analyse tiefgefroren, um die Mineralisierung des Stickstoffs zu verhindern.

Entnahme und Aufbereitung der Wurzelproben

Um die gesamte Biomasse sowie Wurzelparameter bestimmen zu können, wurden nach der ersten Ernte von den Luzerneparzellen, nach der zweiten Ernte auch von den Grasparzellen Wurzelproben genommen. Mit einem großen Bodenbohrer und einem elektrischen Bohrhammer wurden pro Parzelle zwei Bohrkerne (30 cm tief, 9 cm im Durchmesser) entnommen, einer direkt über einer Pflanze, der zweite zwischen den Pflanzen. Die beiden Bohrkerne einer Parzelle wurden vermischt und ergaben eine Wurzelprobe.

Jede Wurzelprobe (Gewicht ca. 6 kg) wurde in einer Wanne gewogen, die Erde etwas zerkleinert und dann mit Wasser aufgeschlämmt. Um die Probe zu reinigen, wurden aufschwimmende Strohreste abgeschöpft. Nachdem sich die Erdbrocken im Wasser gelöst hatten, wurde ein Teil der Probe durch ein Sieb mit 1 mm Maschenweite gegossen. Die Wanne wurde wieder mit Wasser aufgefüllt und auf diese Weise die gesamte Erde durch das Sieb gewaschen und die Wurzeln herausgesiebt. Zur weiteren Reinigung wurden die Wurzeln in eine saubere Wanne gespült, die aufschwimmenden Verunreinigungen mit einer Spachtel entfernt und die großen Hauptwurzeln aussortiert. Die Feinwurzeln wurden in ein kleines, sehr feines Sieb gegossen, Steine und Erde blieben in der Wanne zurück. Mit einer Pinzette wurden die restlichen Verunreinigungen entfernt.

1.3. Versuchsauswertung

Von allen Pflanzenteilen wurde das Trockengewicht und die anderen in Tabelle 8 aufgelisteten Parameter bestimmt.

Tabelle 8: Aufzählung der gemessenen und errechneten Parameter.

Anzahl	erhobene Parameter	erste Ernte (H1)	zweite Ernte (H2)
1	Wurzeltrockengewicht (g/m ²)	Luzerne	Luzerne und Gras
2	Wurzellänge (cm)	-	Luzerne
3	Mykorrhizierung (%)	Luzerne	Luzerne
4	Wurzelflächenindex (Root Area Index RAI)	-	Luzerne
5	Pflanzenhöhe (cm)	Luzerne und Gras	Luzerne und Gras
6	Sprosstrockengewicht (kg ha ⁻¹)	Luzerne und Gras	Luzerne und Gras
7	Stoppeltrockengewicht (kg ha ⁻¹)	-	Luzerne und Gras
8	Blatttrockengewicht (g/m ²)	Luzerne	Luzerne
9	Trockengewicht Biomasse gesamt (kg ha ⁻¹)	-	Luzerne
10	Sprossertrag (Spross TG H1+H2) (kg ha ⁻¹)	-	Luzerne
11	Stängeltrockengewicht (g/m ²)	Luzerne	Luzerne
12	Stängelanzahl pro m ²	Luzerne	Luzerne
13	Blatt / Stängel Verhältnis	Luzerne	Luzerne
14	Spross / Wurzel Verhältnis	Luzerne	Luzerne
15	Blattflächenindex (Leaf Area Index LAI)	Luzerne	Luzerne
16	N-Gehalt (%) Spross	Luzerne und Gras	Luzerne und Gras
17	N-Gehalt (%) Stoppeln, Wurzeln	-	Luzerne und Gras
18	N-Gehalt (%) ganze Pflanze	-	Luzerne
19	N-Ertrag (kg ha ⁻¹) Spross	Luzerne	Luzerne
20	N-Ertrag Stoppeln, Wurzeln und ganze Pflanze	-	Luzerne
21	Biologische N ₂ -Fixierung (Ndfa) % Spross	Luzerne	Luzerne
22	Biologische N ₂ -Fixierung (Ndfa) % Stoppeln, Wurzeln und ganze Pflanze	-	Luzerne
23	Biologische N ₂ -Fixierung (Nfix) kg ha ⁻¹ Spross	Luzerne	Luzerne
24	Biologische N ₂ -Fixierung (Nfix) kg ha ⁻¹ Stoppeln, Wurzeln und ganze Pflanze	-	Luzerne
25	NO ₃ ⁻ -Stickstoff (Nmin) kg ha ⁻¹ des Bodens in drei Tiefen	Luzerne	Luzerne
26	Bodenwassergehalt % in drei Tiefen	Luzerne	Luzerne

Isotopenanalyse

Für die Isotopenanalyse der Pflanzenteile von Luzerne und Gras wurden eine Teilprobe des Sprosses und alle Stoppeln und Wurzeln getrocknet und fein gemahlen. Von diesen durch das Mahlen homogenisierten Proben wurden jeweils 1,5 - 2 mg in eine kleine Zinnkapsel eingewogen. Die Analyse wurde in einem Massenspektrometer (IRMS-T hermoQuest Finnigan DELTA plus) am Department für Chemische Ökologie und Ökosystemforschung der Universität Wien durchgeführt.

Wurzellänge und Mykorrhizierung

Zur Bestimmung der Mykorrhizierung (%) der Luzernewurzel wurde eine Teilprobe von etwa 0,5 g entnommen und in Alkohol (50 %) aufbewahrt. Nach der Methode von Vierheilig et al. (1998) wurden die Wurzeln in etwa 1 cm lange Stücke geschnitten und zum Entfärben in 10 %iger KOH 20 Minuten im Wasserbad (90°C) gekocht. Die Proben wurden mit kaltem Wasser aufgefüllt, dann in einem feinen Sieb gut gespült, um die Pigmente der Zellwände und Zellinhalte zu entfernen. Um die Mykorrhiza in den Wurzeln anzufärben, wurden sie in einer Mischung aus 5 % Tinte (Shaeffer, schwarz) und Haushaltessig (5 % Essigsäure) 3 Minuten gekocht, danach gut mit Wasser gespült und in Alkohol (50 %) gelagert. Die prozentuelle Besiedelung der Wurzeln mit Mykorrhiza und die Wurzellänge wurden mit der Gridline Intersection Method (Giovanetti und Mosse, 1980) bestimmt. Die gefärbten Wurzeln wurden in einer Petrischale mit eingeritzten vertikalen und horizontalen Linien gleichmäßig verteilt (Abbildung 7). Unter dem Binokular (Dunkelfeld Binokular Zeiss Stemi 2000-C) wurde entlang der vertikalen Linien an den Kreuzungspunkten von Wurzeln und Linien das Vorhandensein bzw. die Abwesenheit von Mykorrhiza gezählt (Abbildung 8). Zur ausreichend genauen Bestimmung des Mykorrhizierungsgrads (in %) der Wurzeln wurden mindestens 100 Kreuzungspunkte ausgezählt. Mit dieser Methode kann auch die Wurzellänge bestimmt werden.

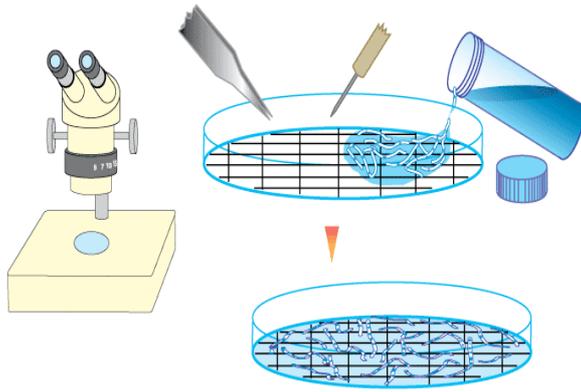


Abbildung 7: Die gefärbten Wurzeln werden in der Petrischale mit etwas Alkohol gleichmäßig verteilt und die Mykorrhizierung unter dem Binokular bestimmt.

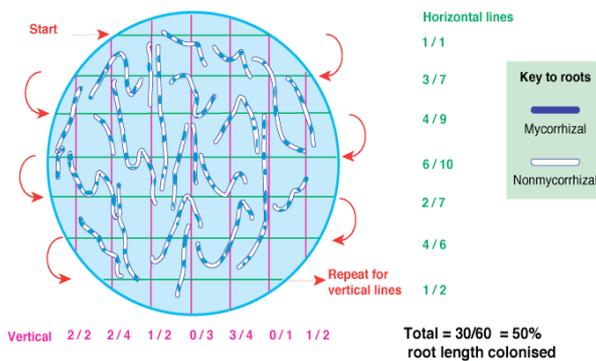


Abbildung 8: Bestimmung der Mykorrhizierung. Entlang ausgewählter Linien werden die Schnittpunkte mit mykorrhizierten Wurzeln und nicht mykorrhizierten Wurzeln gezählt. Entscheidend ist, ob Mykorrhiza direkt am Kreuzungspunkt vorhanden ist oder nicht (Abbildungen Brundrett et al. 1996).

1.3.1.1. Scannen der Wurzeln mit WinRhizo

Zur Bestimmung der Wurzelparameter wurden die gereinigten frischen Luzernewurzeln der zweiten Ernte in einer transparenten Wanne mit Wasser so verteilt, dass möglichst keine Wurzeln übereinander lagen und mit einem optischen Flachbettscanner (Regent Instruments LA1600, Epson) gescannt. Die digitalen Bilder wurden mit dem WinRHIZO-Softwarepaket (WinRHIZO 2004b, Regent Instruments Inc., Quebec, Canada) ausgewertet. Anhand der Länge und Fläche der Wurzeln auf den Scans wurden die Wurzellänge, Wurzeloberfläche, Wurzelvolumen und Wurzeldurchmesser errechnet.

Bodenfeuchte und Nitratgehalt

1.3.1.2. Bestimmung des gravimetrischen Wassergehalts

Der gravimetrische Wassergehalt θ_g ist die Wassermenge pro Masseneinheit ofentrockenen Bodens in $g_{\text{Wasser}}/g_{\text{Boden}}$ oder %. Der Wassergehalt des Bodens wurde in jedem Plot in den drei Tiefen 0-30 cm, 30-60 cm und 60-90 cm ermittelt. Die frisch aufgetaute Bodenprobe wurde durchmischt, 20 ± 1 g in eine Petrischale eingewogen, 24 h bei 105°C im Trockenofen getrocknet und das Trockengewicht bestimmt. Der gravimetrische Wassergehalt wurde wie folgt berechnet:

$$\text{Grav. Wassergehalt in \%} = \frac{(\text{Frischgewicht des Bodens} - \text{Trockengewicht des Bodens})}{\text{Trockengewicht des Bodens}} \times 100$$

Formel 1

Der gravimetrische Wassergehalt wurde in den volumetrischen Wassergehalt folgendermaßen umgerechnet:

$$\text{Volumetrischer Wassergehalt in \%} = \text{gravimetrischer Wassergehalt \%} \cdot \text{Dichte kg dm}^{-3}$$

Formel 2

1.3.1.3. N_{min} - Nitratbestimmung (Methode nach ÖNORM L 1091):

Der N_{min} -Gehalt ist der mineralische, pflanzenverfügbare Stickstoff des Bodens bzw. dessen Nitrat- und Ammoniumgehalt zum Zeitpunkt der Messung. In neutralem, kalkhaltigem Boden geht die Nitrifikation sehr rasch vonstatten, so dass der NH_4^+ -Gehalt im Vergleich zum NO_3^- -Gehalt sehr gering ist. Dies wurde auch in vorangegangenen Versuchen (Pietsch, 2004) festgestellt auf die Messung des Ammoniumgehalts wurde daher verzichtet.

Prinzip der Methode:

Das frei im Boden verfügbare Nitrat wird durch CaCl_2 -Extraktionslösung herausgelöst und bei 210 nm fotometrisch gemessen. Da auch Huminstoffe extrahiert und bei dieser Wellenlänge mitgemessen werden, muss ihre Konzentration bestimmt werden. Dazu werden den Proben nach der Messung verkupferte Zinkgranalien zugefügt, die das Nitrat zu N_2 reduzieren. Die Probe wird ein zweites Mal gemessen und der Huminstoffgehalt vom ersten Messwert abgezogen.

Extraktion des Nitrats aus dem Boden:

Zur Extraktion des NO_3^- -Stickstoffs wurden $50 \pm 0,1$ g der frisch aufgetauten Bodenprobe mit 200 ml Extraktionslösung (1,84 g CaCl_2 / 1 l deionisiertem Wasser) 30 min in einem Schüttler vermischt. Die Lösung wurde gefiltert, wobei der erste Teil des Filtrats zur Spülung des Filters und des Fläschchens verwendet und verworfen wurde. Etwa 30 ml des Filtrats wurden bis zur Messung mit dem UV-VIS-Photometer eingefroren. Die photometrische Bestimmung des Stickstoffs wurde nach der ÖNORM L 1091 (ÖNORM 1999a) durchgeführt. Zur Umrechnung der Messwerte des Reinstickstoffs von $\mu\text{g/ml}$ (= mg/l) in kg ha^{-1} umzurechnen wurde folgende Formel verwendet:

$$\frac{\text{N mg/l} \cdot 200 \text{ ml Extraktionslösung} \cdot \text{Bodentiefe in dm} \cdot \text{Dichte kg/dm}^3}{\text{Bodentrockengewicht g}}$$

Formel 3

Bestimmung der biologischen Stickstofffixierung

1.3.1.4. ^{15}N -Verdünnungsmethode

Bei der ^{15}N -Verdünnungsmethode (^{15}N isotope dilution method) wird der ^{15}N -Isotopengehalt des Bodens künstlich angereichert, um die Differenz des $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$ -Verhältnis im Vergleich zu dem in der Luft zu erhöhen. Auf diesem Boden werden eine stickstofffixierende Leguminose und eine nicht stickstofffixierende Referenzpflanze angebaut. Durch die Analyse des Pflanzenmaterials im Massenspektrometer wird die Isotopenzusammensetzung der Leguminose und der Referenzpflanze ermittelt. Daraus kann der aus der biologischen N_2 -Fixierung (Nitrogen derived from atmosphere % N_{dfa}) stammende Stickstoff in der Leguminose berechnet werden (McAuliffe et al. 1958). Das Bodenisotopenverhältnis mit dem der Leguminose zu vergleichen wäre wesentlich ungenauer als die Ermittlung mit Referenzpflanzen, da die Messung des Bodenisotopenverhältnisses immer nur eine Momentaufnahme zeigt, die Pflanze jedoch das Isotopenverhältnis über den gesamten Vegetationszeitraum integriert. Weiters wird der Bodenstickstoffgehalt durch mikrobielle Prozesse, Denitrifikation, N-Aufnahme und N-Auswaschung verändert (McAuliffe et al. 1958).

$$\text{Ndfa} = (1 - \text{atom \% } ^{15}\text{N excess}_{\text{Leguminose}} / \text{atom \% } ^{15}\text{N excess}_{\text{Referenzpflanze}}) \times 100$$

Formel 4: Berechnung des fixierten N₂-Stickstoffs in Prozent

Der Vorteil dieser Methode ist, dass der ermittelte Gehalt an biologisch fixiertem N₂ ein integrierter Wert über die gesamte Vegetationsperiode, sowie unabhängig vom Ertrag ist. Fehlerquellen der Methode können die Referenzpflanze und die räumlich und zeitlich unregelmäßige ¹⁵N-Markierung sein (Goh, 2007). Der mögliche Fehler durch die Referenzpflanze ist bei einer höheren N₂-Fixierung gering. Ist die Differenz des ¹⁵N-Gehalts in der Luft und im Boden signifikant, kann die Methode der natürlichen Häufigkeit von N (natural ¹⁵N abundance method, δ ¹⁵N-method) angewendet werden (Shearer und Kohl, 1986). Durch eine vorangegangene Überprüfung am Standort stellte sich heraus, dass dies nicht der Fall ist. Die N₂-Ermittlung wurde mit der ¹⁵N-Verdünnungsmethode durchgeführt, die eine künstliche Erhöhung des Boden-¹⁵N-Gehalts vorsieht.

Voraussetzungen für diese Methode:

- Gleichmäßige horizontale und vertikale Verteilung der ¹⁵N-Isotopenmarkierung (Chalk und Ladha 1999).
- Verwendung einer geeigneten Referenzpflanze, die folgende Voraussetzungen erfüllen muss: keine N₂-Fixierung, einen parallelen Verlauf der N-Aufnahme und ein vergleichbares N-Aneignungsvermögen wie die Leguminose. Wichtig sind außerdem eine ähnliche Phänomenologie und Wachstumsverlauf, Wurzelverteilung, derselbe Einfluss auf die Mineralisierung und N-Verluste (Heuwinkel 1999).

Ausbringung des ¹⁵N-markierten Düngers:

Nach der Aussaat von Luzerne und Gras wurde die ganze Versuchsfläche mit ¹⁵N-markiertem Dünger angereichert. Das in Wasser gelöste ¹⁵N-markierte KNO₃ wurde mit einer tragbaren Spritze (Spritzweite 2,5 m) und einer Gehgeschwindigkeit von 14,6 Sekunden pro Reihe (24 m) aufgebracht. Die Konzentration betrug 0,6746 g/m² oder 6,746 kg ha⁻¹. Nach dem Aufsprühen des Stickstoffs wurde dieser mit 20 l Wasser pro Plot eingewaschen.

Da nach der ersten Ernte alle Parzellen gemulcht wurden, musste die damit einhergehende Veränderung des ¹⁵N/¹⁴N-Verhältnisses berücksichtigt werden (Pietsch 2004). Durch die N₂-Bindung der Luzerne verändert sich das ¹⁵N/¹⁴N-Verhältnis nach der Mineralisierung des Mulchmaterials zugunsten des ¹⁴N-Gehalts auf den Luzerneparzellen.

Um gleiche Ausgangsbedingungen bzw. das gleiche $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$ -Verhältnis für die Gras-Referenzflächen zu gewährleisten, wurde der Luzernemulch auch auf die Ernteflächen H2 der Gras-Referenzfläche aufgebracht („extended ^{15}N isotope dilution method“ nach Pietsch und Friedel 2005).

1.3.1.5. Berechnung des symbiotisch fixierten Stickstoffs

Der Anteil des symbiotisch fixierten Stickstoffs in der Luzerne wurde folgendermaßen berechnet:

$$\text{Nfix Schnittgut (kg ha}^{-1}\text{)} = (\text{Ndfa}/100) \cdot \text{N-Ertrag (kg ha}^{-1}\text{)}$$

Formel 5

Für die Ermittlung des gesamten symbiotisch fixierten Stickstoffs in der Pflanze wurde die fixierte Stickstoffmenge der Pflanzenabschnitte (Spross, Stoppeln, Wurzeln) zusammengezählt.

$$\text{Nfix gesamte Pflanze (kg ha}^{-1}\text{)} = \text{Nfix Spross (Ernte 1)} + \text{Nfix Spross (Ernte 2)} + \text{Nfix Stoppen} + \text{Nfix Wurzeln}$$

Formel 6

Statistisches Modell

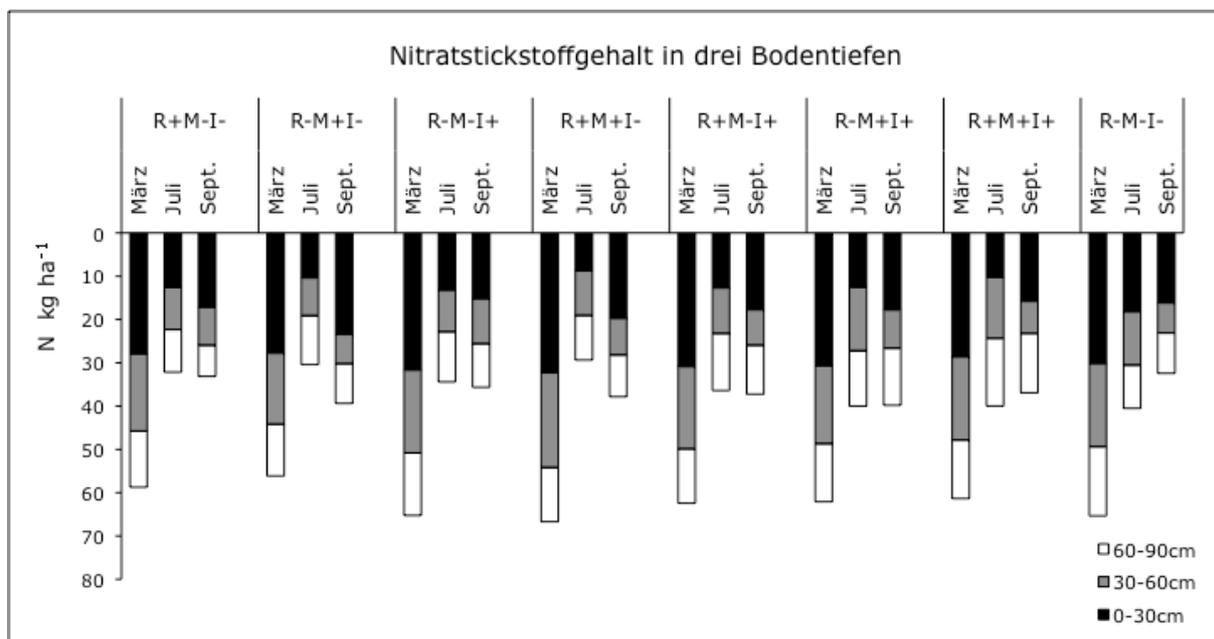
Die Auswertungen der erhobenen Eigenschaften wurden mit dem Statistikprogramm SPSS 15.0 durchgeführt. Entsprechend der Versuchsanlage (Randomized Complete Block Design RCBD, vier Wiederholungen) wurden die Ergebnisse mit der univariaten, mehrfaktoriellen Varianzanalyse berechnet. Die Einflussfaktoren (feste Faktoren) waren Block, Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung, die abhängigen Variablen die untersuchten Parameter und das Signifikanzniveau $p < 0,05$. Waren die Residuen nicht normal verteilt, wurden die logarithmierten Werte verwendet.

2. Ergebnisse

2.1. Bodeneigenschaften

Nitratgehalt des Bodens

Vor der Aussaat im März war der N-Gehalt mit etwa 60 kg ha^{-1} am höchsten und nahm dann im Laufe der ersten Wachstumsperiode um etwa die Hälfte ab. Vor allem der N aus den oberen 60 cm verringerte sich. Durch das Mulchen des Bestands im Juli stand den Pflanzen nach dem ersten Schnitt (H1) mehr Stickstoff zur Verfügung. Der N-Gehalt, vor allem des Oberbodens, war nach der zweiten Ernte im September höher als im Juli, mit Ausnahme der Variante R-M-I-, bei der sich der N-Gehalt leicht verringerte. In der zweiten Wachstumsperiode wurde also mehr Nitrat-N durch Mineralisation nachgeliefert, als von der Luzerne verbraucht wurde (Abbildung 9).



Legende: März = vor Aussaat, Juli = erste Ernte, Sept. = zweite Ernte, R = Rhizobium, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung.

Abbildung 9: Nitrat-Stickstoffgehalt vor der Aussaat (März), nach der ersten Ernte (Juli) und nach der zweiten Ernte (September) in drei Bodentiefen der jeweiligen Luzerne-Variante.

Weder die Inokulation mit Rhizobien noch mit Mykorrhiza hatte einen signifikanten Einfluss auf den N-Gehalt des Bodens. Die Bewässerung führte bei der ersten Ernte in der Bodentiefe von 60-90 cm zu einem signifikanten Anstieg des N von 10 auf 13 kg ha^{-1} (Anhang Abbildung 48), diese Tendenz zeigte sich auch bei der zweiten Ernte (Tabelle 9). Keine Auswirkungen hatten die Wechselwirkungen Rhizobien- und Mykorrhizainokulation,

Rhizobieninokulation - Bewässerung sowie die Dreifachwechselwirkung (R x M x I). Die Wechselwirkung zwischen Mykorrhizainokulation und Bewässerung war signifikant (Abbildung 10).

Tabelle 9: Ergebnisse der Signifikanz des N-Gehalts im Boden (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse)

Signifikanz des Tests der Zwischensubjekteffekte							
Abhängige Variable	R	M	I	R x M	R x I	M x I	R x M x I
Nmin H1* 0-30 cm	0,230	0,102	0,770	0,789	0,758	0,377	0,768
Nmin H1 30-60 cm	0,914	0,315	0,170	0,623	0,807	0,045	0,314
Nmin H1 60-90 cm	0,434	0,200	0,010	0,931	0,191	0,656	0,617
Nmin H2* 0-30 cm	0,958	0,177	0,266	0,275	0,687	0,307	0,629
Nmin H2* 30-60 cm	0,770	0,708	0,340	0,841	0,144	0,917	0,955
Nmin H2* 60-90 cm	0,629	<u>0,091</u>	<u>0,055</u>	0,663	0,811	0,997	0,602

Legende: Nmin = mineralischer N, cm = Bodentiefe, H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, * = transformierte Werte verwendet. Fett gedruckte Werte sind signifikant, unterstrichene Werte liegen bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5-10%.

Gemeinsam führten die Mykorrhizainokulation und die Bewässerung (M+I+) bei der zweiten Ernte in der Bodentiefe 30-60 cm zu einem Anstieg des N-Gehalts von etwa 10 kg ha⁻¹ auf 14 kg ha⁻¹ (Abbildung 10 und Tabelle 9).

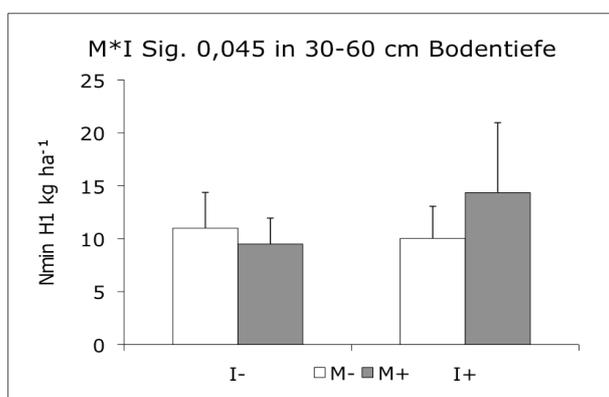


Abbildung 10: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza-Inokulum (M) auf den Nitratstickstoff in der Bodenschicht von 30-60 cm bei der ersten Ernte.

Bodenwassergehalt

Der volumetrische Wassergehalt des Bodens betrug vor der Aussaat im März 27 % in der Bodentiefe von 0-30 cm, 26 % in 30-60 cm und 24 % in 60-90 cm. Bei der ersten Ernte hatten die Hauptfaktoren Rhizobieninokulation, Mykorrhizainokulation und Bewässerung keine signifikante Auswirkung auf den Bodenwassergehalt (Tabelle 10). Es fanden keine signifikanten Wechselwirkungen zwischen den Faktoren statt (Tabelle 12).

Tabelle 10: Abhängigkeit des volumetrischen Bodenwassergehalts von den Hauptfaktoren Rhizobien, Mykorrhiza und Bewässerung bei der ersten Ernte in drei Bodentiefen.

Bodenwassergehalt bei H1 in Abhängigkeit der Hauptfaktoren R, M und I			
	vW % H1 0-30 cm	vW % H1 30-60 cm	vW % H1 60-90 cm
+ R	18,529 ± 60 a	18,74 ± 4,05 a	18,35 ± 5,29 a
- R	20,63 ± 2,57 a	19,27 ± 3,75 a	18,1 ± 4,43 a
+ M	19,6 ± 3,76 a	19,62 ± 3,97 a	18,47 ± 4,52 a
- M	19,31 ± 5,60 a	18,39 ± 3,74 a	17,98 ± 5,43 a
+ I	20,47 ± 3,51 a	19,51 ± 4,11 a	19,19 ± 5,35 a
- I	18,45 ± 5,57 a	18,5 ± 3,62 a	17,26 ± 4,09 a

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, vW = volumetrischer Bodenwassergehalt, ± Standardabweichung, Bodentiefe in cm, R = Rhizobieninokulation, M = Mykorrhizainokulation, I = Bewässerung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und - R) sind mit a und b gekennzeichnet.

Bei der zweiten Ernte im September war dann der Einfluss der Bewässerung auf den Bodenwassergehalt deutlich (Tabelle 11). In allen drei Bodentiefen war der Wassergehalt mit Bewässerung signifikant höher als ohne. Die Rhizobien- und Mykorrhizainokulation veränderte den Wassergehalt im Boden nicht. Im Laufe der Vegetationszeit verringerte sich der Wassergehalt in allen Varianten deutlich, vor allem im Unterboden in der Tiefe von 60-90 cm nahm der Wassergehalt trotz reichlicher Niederschläge im Versuchsjahr zwischen den Ernten ab (Tabelle 11).

Tabelle 11: Abhängigkeit des volumetrischen Bodenwassergehalts von den Hauptfaktoren Rhizobien, Mykorrhiza und Bewässerung bei der zweiten Ernte in drei Bodentiefen.

Bodenwassergehalt bei H2 in Abhängigkeit der Hauptfaktoren R, M und I			
	vW % H2 0-30 cm	vW % H2 30-60 cm	vW % H2 60-90 cm
+ R	18,53 ± 3,03 a	17,61 ± 3,56 a	12,54 ± 4,13 a
- R	18,58 ± 3,30 a	17,11 ± 4,28 a	12,64 ± 4,52 a
+ M	18,45 ± 3,67 a	17,61 ± 4,37 a	12,96 ± 4,35 a
- M	18,66 ± 2,56 a	17,11 ± 3,46 a	12,22 ± 4,27 a
+ I	20,67 ± 2,40 b	19,28 ± 4,11 b	15,10 ± 4,41 b
- I	16,44 ± 2,17 a	15,44 ± 2,52 a	10,08 ± 2,15 a

Legende: vW = volumetrischer Bodenwassergehalt, Bodentiefe in cm, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit der Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet

Tabelle 12: : Ergebnisse der Signifikanz des volumetrischen Wassergehalts im Boden (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse)

Signifikanz des Tests der Zwischensubjekteffekte							
Abhängige Variable	R	M	I	R x M	R x I	M x I	R x M x I
vW % H1 0-30 cm	<u>0,091</u>	0,828	0,142	0,478	0,573	0,430	0,342
vW % H1 30-60 cm	0,389	<u>0,051</u>	0,109	0,393	0,113	0,999	0,461
vW % H1 60-90 cm	0,826	0,673	0,101	0,599	0,255	0,755	0,646
vW % H2 0-30 cm	0,914	0,662	0,000	0,031	0,710	0,023	0,368
vW % H2 30-60 cm	0,460	0,462	0,000	0,264	0,940	0,287	0,984
vW % H2 60-90 cm	0,925	0,493	0,000	0,430	0,981	0,783	0,24

Legende: vW %= volumetrischer Wassergehalt in %, H1= 1. Ernte, H2= 2. Ernte, *= transformierte Werte verwendet, Fett gedruckte Werte sind signifikant, unterstrichene Werte liegen bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5-10%.

Die Wechselwirkung zwischen Mykorrhizainokulation und Bewässerung hatte einen signifikanten Einfluss auf den Wassergehalt des Oberbodens (0-30 cm) bei der zweiten Ernte. Bei M+I+ war der volumetrische Bodenwassergehalt mit 21 % am höchsten, bei M-I+ war er mit 20 % aber sehr ähnlich (Abbildung 11). Die Bewässerung dürfte den Effekt der Mykorrhiza bei M+I+ überlagern und den höheren Wassergehalt verursachen.

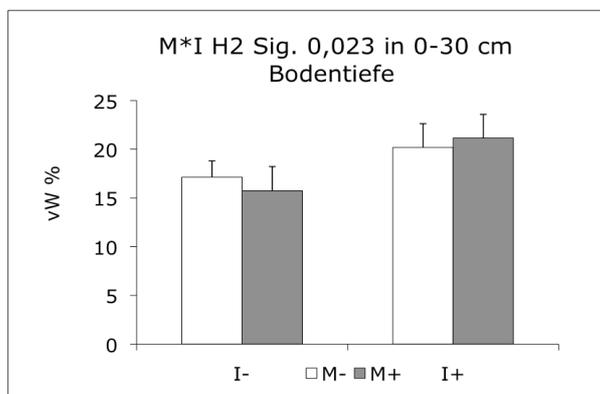


Abbildung 11: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza-inokulation (M) auf den volumetrischen Bodenwassergehalt in 0-30 cm Tiefe bei der zweiten Ernte.

Die Wechselwirkung zwischen Rhizobien- und Mykorrhizainokulation war für den volumetrischen Wassergehalt des Oberbodens (0-30 cm) bei der zweiten Ernte signifikant. Die Unterschiede zwischen den Varianten waren jedoch gering. Bei R-M- und R+M+ betrug der Wassergehalt 19 % und bei R+M- und R-M+ 18 % (Abbildung 12).

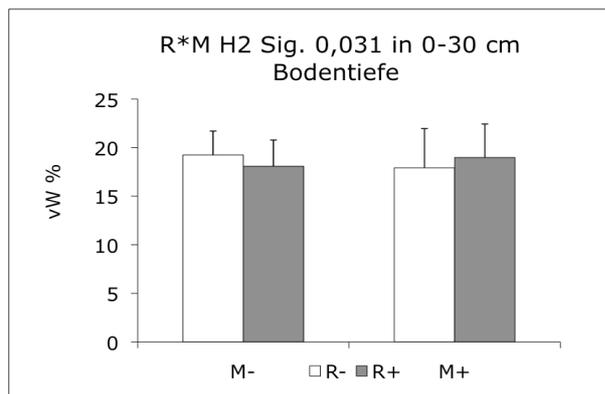


Abbildung 12: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobien- (R) und Mykorrhiza-inokulation (M) auf den volumetrischen Bodenwassergehalt in 0-30 cm Tiefe bei der zweiten Ernte.

2.2. Pflanzliche Eigenschaften

Wurzeleigenschaften

Das Wurzeltrockengewicht H1 und H2, die Mykorrhizierung H1 und H2 und die Wurzellänge der ersten und zweiten Ernte zeigten in Abhängigkeit der Hauptfaktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung keine signifikanten Unterschiede (Tabelle 13). Im Durchschnitt war das Trockengewicht der Wurzeln bei der ersten Ernte 217 g / m² und bei der zweiten Ernte 326 g / m². Der Anteil der mit Mykorrhiza besiedelten Wurzeln (Mykorrhizierung) nahm im Mittel von 41 % bei H1 auf 53 % bei H2 zu. Die Wurzellänge war bei der zweiten Ernte im Mittel 3936 m/m² und 30 cm Tiefe.

Tabelle 13: Wurzelparameter der Luzerne in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung

Mittelwerte der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung					
	Wurzel TG H1 g/m ²	Wurzel TG H2 g/m ²	Mykorrhizierung H1 %	Mykorrhizierung H2 %	Wurzellänge H2 m/m ²
+ R	196,3 ± 90,8 a	350,2 ± 245,3 a	39,2 ± 8,7 a	52,7 ± 9,0 a	3113,4 ± 959,4 a
- R	238,5 ± 153,2 a	302,0 ± 181,4 a	43,0 ± 8,4 a	52,9 ± 4,8 a	3073,2 ± 864,9 a
+ M	223,0 ± 119,1 a	303,7 ± 183,5 a	38,7 ± 8,9 a	53,9 ± 8,3 a	2984,5 ± 922,0 a
- M	211,8 ± 135,7 a	348,4 ± 244,1 a	43,5 ± 8,0 a	51,7 ± 5,8 a	3202,1 ± 891,1 a
+ I	246,2 ± 136,4 a	334,9 ± 196,3 a	42,6 ± 10,4 a	52,4 ± 5,2 a	3344,6 ± 762,4 a
- I	188,6 ± 110,9 a	317,2 ± 235,8 a	39,4 ± 6,0 a	53,2 ± 8,8 a	2842,0 ± 976,5 a

Legende: H1= 1. Ernte, H2= 2. Ernte, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet.

Beim Wurzeltrockengewicht der zweiten Ernte zeigte sich eine hochsignifikante Wechselwirkung zwischen Mykorrhizainokulation und Bewässerung (MxI) und eine tendenzielle Wechselwirkung zwischen Rhizobiuminokulation und Bewässerung (RxM). Signifikant war die Wechselwirkung zwischen Mykorrhizainokulation und Bewässerung (MxI) bei der Mykorrhizierung der Wurzeln und Wurzellänge der zweiten Ernte (Tabelle 14).

Tabelle 14: Ergebnisse der Signifikanz der Wurzelparameter (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse)

Signifikanz des Tests der Zwischensubjekteffekte							
Abhängige Variable	R	M	I	R x M	R x I	M x I	R x M x I
Wurzel TG H1*	0,683	0,661	0,158	0,787	0,609	0,475	0,411
Wurzel TG H2*	0,657	0,506	0,522	0,552	<u>0,055</u>	0,001	0,135
Mykorrhizierung H1	0,461	0,216	0,363	0,691	0,384	0,525	0,825
Mykorrhizierung H2	0,914	0,381	0,767	0,244	0,348	0,034	0,398
Wurzellänge H2*	0,899	0,495	0,124	0,916	0,793	0,035	0,947

Legende: H1= 1. Ernte, H2= 2. Ernte, *= transformierte Werte verwendet, Fett gedruckte Werte sind signifikant, unterstrichene Werte liegen bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5-10%.

Die Wechselwirkung Mykorrhizainokulation – Bewässerung (MxI) hatte das Wurzeltrockengewicht der zweiten Ernte hoch signifikant beeinflusst. Ohne Bewässerung sank es durch die Zugabe von Mykorrhiza deutlich von 436 g/m² auf 199 g/m². Durch die Bewässerung war die Wirkung der Mykorrhizaimpfung auf das Wurzeltrockengewicht positiv, es stieg von 261 g/m² auf 409 g/m². Das Gewicht der Wurzeln war mit Mykorrhiza-Zugabe und Bewässerung (M+I+) etwa gleich hoch wie ohne Mykorrhiza-Zugabe und ohne Bewässerung (Abbildung 13).

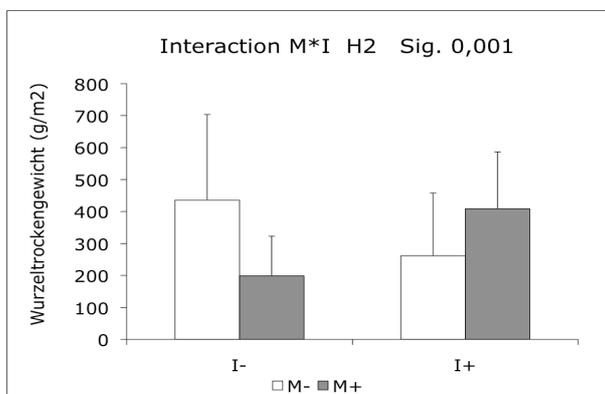


Abbildung 13: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza-Inokulum (M) auf das Wurzeltrockengewicht.

Die Wechselwirkung Mykorrhizainokulation – Bewässerung (MxI) hatte einen signifikanten Einfluss auf den Mykorrhizierungsgrad der Luzernewurzeln H2. Die Mykorrhizierung nahm durch die Beimpfung bei Trockenheit (M+I-) zu und bei Bewässerung (M+I+) ab. Sie verhielt sich also gegenläufig wie das Wurzelgewicht und die Wurzellänge und lag zwischen 49 und 57 % (Abbildung 14).

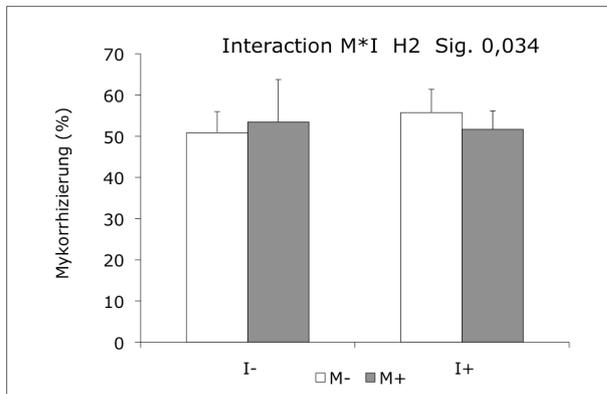


Abbildung 14: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza-Inokulum (M) auf die Mykorrhizierung.

Die Wurzellänge der zweiten Ernte wurde durch die Wechselwirkung Mykorrhizainokulation – Bewässerung (MxI) signifikant beeinflusst. Die Wurzellänge verhielt sich wie das Wurzelgewicht und nahm durch die Mykorrhizaimpfung ohne Bewässerung von 3305 m/m² auf 2379 m/m² ab und bei Bewässerung 3099 m/m² auf 3590 m/m² zu (Abbildung 15).

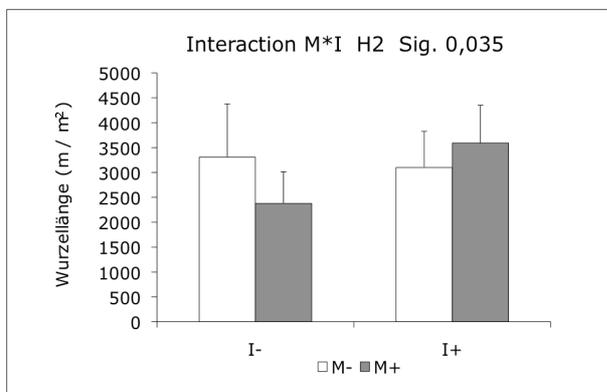


Abbildung 15: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza (M) auf die Wurzellänge.

Eigenschaften der oberirdischen Biomasse

Die Rhizobieninokulation hatte eine signifikante Wirkung auf das Stängelrockengewicht der ersten Ernte und die Stängelanzahl und Pflanzenhöhe bei der zweiten Ernte (Abbildung 15). Die Mykorrhizaimpfung hatte eine signifikante Auswirkung auf die Stängelanzahl der ersten Ernte und die Bewässerung auf das Stängelgewicht H1, die Pflanzenhöhe H2, das Sprosstrockengewicht H2, sowie auf den LAI H2. Die Wechselwirkung Rhizobium mit Mykorrhiza hatte auf die oberirdische Biomasse keinen signifikanten Einfluss. Eine signifikante Wechselwirkung bestand zwischen Rhizobium und

Bewässerung beim Stängelrockengewicht H2, eine sehr signifikante Wechselwirkung bei der Stängelzahl H1. Sehr signifikant war die Wechselwirkung zwischen Mykorrhiza und Bewässerung (MxI) beim Spross/Wurzel-Verhältnis H2 und signifikant beim Stoppelrockengewicht H2 und dem LAI H1. Die Dreifachwechselwirkung Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung war bei der Stängelanzahl H1 signifikant und zeigte eine tendenzielle Auswirkung auf die Pflanzenhöhe der zweiten Ernte (Tabelle 15).

Tabelle 15: Ergebnisse der Signifikanz der oberirdischen Biomasse (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse)

Signifikanz des Tests der Zwischensubjekteffekte							
Abhängige Variable	R	M	I	R x M	R x I	M x I	R x M x I
Spross TG H1	0,914	0,796	0,331	0,895	0,328	0,345	0,161
Spross TG H2	0,497	0,660	0,050	0,926	0,872	0,760	0,407
Stoppel TG H2*	0,227	0,221	0,178	<u>0,057</u>	0,773	0,011	0,686
TG Biomasse gesamt *	0,243	0,831	0,016	0,812	<u>0,060</u>	0,000	0,050
Blatt TG H1	0,149	0,452	0,192	0,960	0,662	0,781	0,553
Blatt TG H2	0,104	0,646	0,167	0,327	<u>0,077</u>	0,609	0,118
Stängel TG H1	0,020	0,276	0,018	0,507	0,854	0,216	0,810
Stängel TG H2*	0,356	0,948	0,255	0,777	0,044	0,791	0,145
Blatt/Stängel-Verhältnis H1	0,424	0,854	0,182	0,315	0,212	0,171	0,476
Blatt/Stängel-Verhältnis H2	0,307	0,413	0,847	<u>0,083</u>	0,250	0,172	0,947
Spross/Wurzel-Verhältnis H1*	0,733	0,693	0,223	0,795	0,750	0,610	0,299
Spross/Wurzel-Verhältnis H2*	0,548	0,670	0,706	0,601	<u>0,097</u>	0,003	0,290
Stängelanzahl H1	0,456	0,030	0,427	0,219	0,006	0,372	0,017
Stängelanzahl H2*	0,025	0,472	0,330	0,792	0,185	0,232	0,286
Blattflächenindex (LAI) H1	0,353	<u>0,057</u>	0,446	0,637	0,489	0,039	0,347
Blattflächenindex (LAI) H2	0,392	0,880	0,002	0,893	0,484	0,623	0,271
Pflanzenhöhe H1*	0,156	0,643	0,156	0,177	0,357	0,860	0,636
Pflanzenhöhe H2*	0,027	0,180	0,014	0,317	0,500	0,841	<u>0,1</u>
Spross H1 + H2	0,620	0,856	<u>0,086</u>	0,907	0,756	0,841	0,96

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, * = transformierter Wert verwendet, Fett gedruckte Werte sind signifikant, unterstrichene Werte liegen bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5-10%.

2.2.1.1. Die signifikanten Wechselwirkungen (Rxl, Mxl, RxM, RxMxl)

Die Faktoren Rhizobieninokulation und Bewässerung zeigten in ihrem Einfluss auf das Stängelrockengewicht der zweiten Ernte eine signifikante Wechselwirkung. Ohne Bewässerung führte die Rhizobieninokulation zu einem leichten Anstieg des Stängelrockengewichts. Am höchsten war das Stängelrockengewicht durch die Bewässerung ohne Inokulum (R-I+) mit 553 g/m². Durch die Kombination von Rhizobiuminokulum und Bewässerung sank es auf 452 g/m². Die Rhizobien hatten in diesem Fall mit Bewässerung einen negativen Effekt, ohne Bewässerung einen leicht positiven (Abbildung 16).

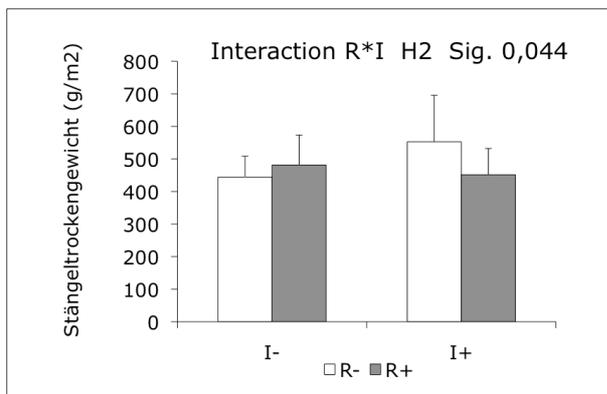


Abbildung 16: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Rhizobium (R) auf das Stängelrockengewicht.

Mykorrhizainokulation und Bewässerung hatten eine signifikante Wechselwirkung auf das Spross/Wurzel-Verhältnis zur zweiten Ernte (Abbildung 17). Das Spross/Wurzel-Verhältnis stieg ohne Bewässerung durch die Mykorrhizazugabe deutlich an. Über dem Wert 1 war das Sprossgewicht höher als das Wurzelgewicht. Etwa gleich hoch wie bei M+I- war das Spross/Wurzel-Verhältnis mit Bewässerung und verringerte sich durch die Kombination Bewässerung und Inokulation (M+I+).

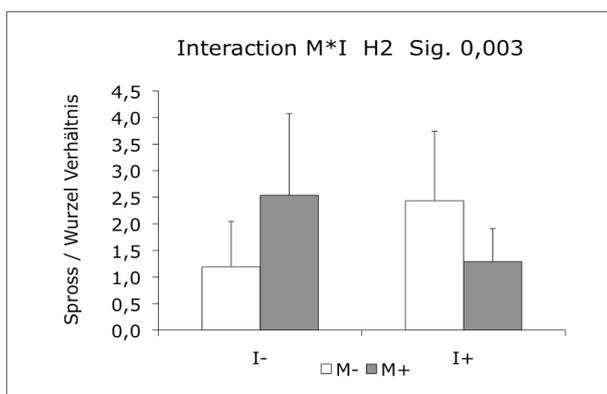


Abbildung 17: Einfluss der Wechselwirkung von Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf das Spross/Wurzel-Verhältnis.

Die Faktoren Rhizobieninokulation und Bewässerung zeigten in ihrem Einfluss auf die Stängelzahl der ersten Ernte eine signifikante Wechselwirkung (Abbildung 18). Ohne Bewässerung stieg die Stängelanzahl durch die Rhizobieninokulation von 691 pro m² auf 928 pro m², ebenso hoch war sie auch durch die Bewässerung ohne Inokulum (R-I+). Die Rhizobienbeimpfung gemeinsam mit Bewässerung verminderte jedoch die Stängelanzahl von 931 auf 788 Stück pro m² in etwa auf die Menge der Variante ohne Bewässerung und ohne Rhizobieninokulum.

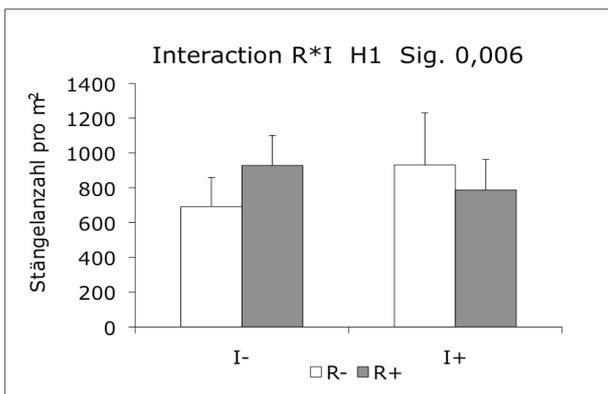


Abbildung 18: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobium (R) und Bewässerung (I) auf die Stängelzahl.

Der Blattflächenindex (Leaf Area Index, LAI) wurde signifikant durch die Wechselwirkung von Mykorrhizainokulum und Bewässerung beeinflusst (Abbildung 19). Ohne Bewässerung hatte die Zugabe von Mykorrhiza keine Auswirkung, mit Bewässerung jedoch verringerte sich der LAI durch die Mykorrhizainokulation. Die höchste Blattfläche pro Bodenfläche entwickelte sich also allein durch die Bewässerung.

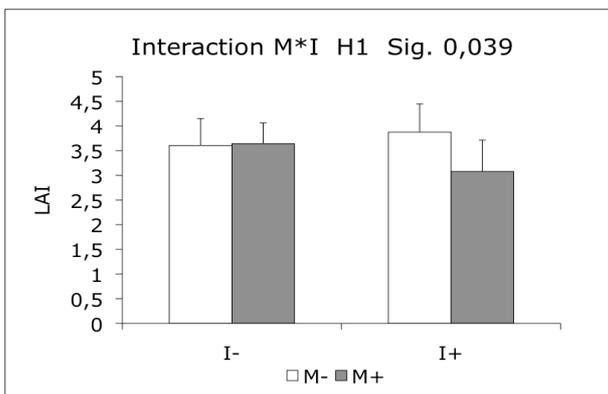


Abbildung 19: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza (M) auf den Blattflächenindex

Das Stoppeltrockengewicht der zweiten Ernte wurde signifikant von der Wechselwirkung Mykorrhizainokulation – Bewässerung beeinflusst (Abbildung 20). Ohne Bewässerung sank das Stoppeltrockengewicht durch den Mykorrhizaeffekt leicht, mit Bewässerung stieg es jedoch deutlich an

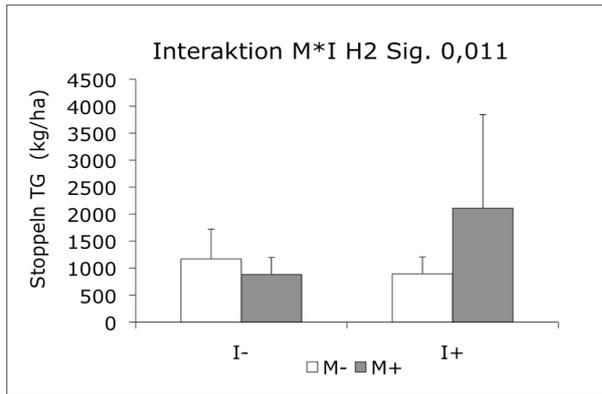


Abbildung 20: Einfluss der Wechselwirkung von Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf das Trockengewicht der Stoppeln.

Die Wechselwirkung zwischen Mykorrhizainokulation und Bewässerung und deren Auswirkung auf das Trockengewicht der gesamten Biomasse (Trockengewicht von Spross H1 und H2, Stoppeln H2 und Wurzeln H2) war höchstsignifikant. Die Mykorrhizainokulation führte ohne Bewässerung zu einer Verminderung der Gesamtbiomasse um 2650 kg ha⁻¹, sie sank im Mittel von 14703 kg ha⁻¹ auf 12053 kg ha⁻¹. Mit Bewässerung hatte die Beimpfung mit Mykorrhiza einen positiven Effekt, die Gesamtbiomasse stieg von 13562 kg ha⁻¹ auf 16082 kg ha⁻¹ an und war dadurch höher als die Variante M-I- (Abbildung 21).

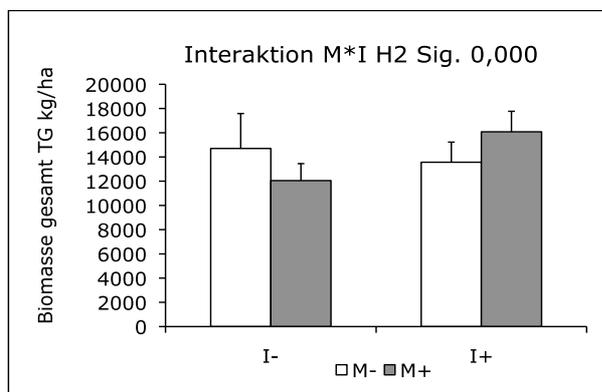


Abbildung 21: Einfluss der Wechselwirkung von Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf die gesamte Biomasse.

Die Dreifachwechselwirkung zwischen Bewässerung, Rhizobien- und Mykorrhizainokulation hatte eine signifikante Auswirkung auf das Trockengewicht der gesamten Biomasse (Abbildung 22). Ohne Bewässerung war die Biomasse mit Rhizobieninokulum (R+M-I-) am höchsten und betrug 16320 kg ha⁻¹. Durch die Zugabe von Mykorrhizainokulum (R+M+I-) verringerte sich die Biomasse auf 12366 kg ha⁻¹. Mit Bewässerung war es umgekehrt, der Rhizobieneffekt (R+M-I+) verringerte mit Bewässerung die Biomasse auf 12670 kg ha⁻¹ und die gemeinsame Inokulation von Rhizobien und Mykorrhiza (R+M+I+) führte zu einem Biomasseanstieg auf 16616 kg ha⁻¹. Ohne Bewässerung führte die Mykorrhizabeimpfung zu einer leichten Biomasseverringern im Vergleich zur Kontrolle und mit Bewässerung zu einer höheren

Biomasse im Vergleich mit der bewässerten Variante ohne Inokulation. Am günstigsten erwies sich ohne Bewässerung die alleinige Rhizobieninokulation und mit Bewässerung und die Doppelbeimpfung.

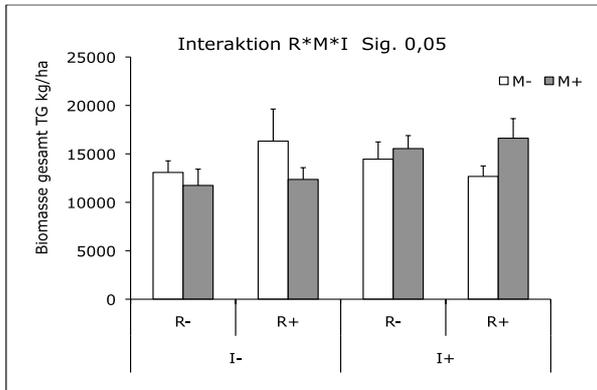


Abbildung 22: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobien (R), Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf das Trockengewicht der gesamten Biomasse.

Die Dreifachwechselwirkung hatte bei der ersten Ernte einen signifikanten Effekt auf die Stängelzahl pro m² (Abbildung 23). Der Rhizobieneffekt war ohne Bewässerung positiv, die Stängelzahl war mit 1013 pro m² (Variante R+M-I-) deutlich höher als ohne Rhizobien mit 694 pro m² (Variante R-M-I-). Mit Bewässerung war es umgekehrt, die Stängelanzahl war ohne Rhizobieninokulation am höchsten und sank deutlich durch die Rhizobienzugabe von 1150 Stängel pro m² bei R-M-I+ auf 769 Stängel pro m² bei R+M-I+. Die Mykorrhizainokulation hatte mit Rhizobien und ohne Bewässerung eine positive Auswirkung. Ohne Bewässerung erwies sich die Variante R+M-I- am günstigsten, mit Bewässerung R-M-I+.

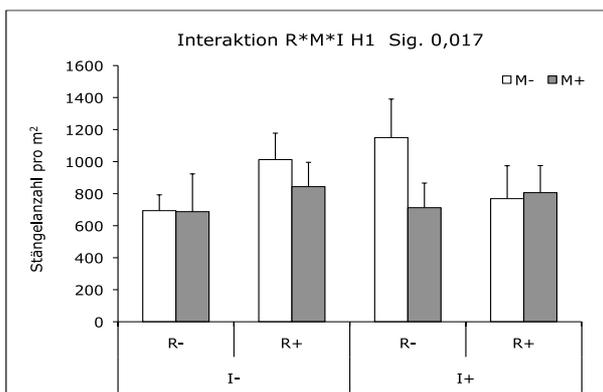


Abbildung 23: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobien (R), Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf die Stängelanzahl.

2.2.1.2. Die Hauptfaktoren (R, M, I)

Durch die Bewässerung nahm die oberirdische Biomasse zu, wie die signifikante Zunahme des Sprossgewichts und der Biomasse gesamt bei der zweiten Ernte zeigten (Tabelle 16). Die Gesamtbiomasse stieg von 13378 kg ha⁻¹ auf 14822 kg ha⁻¹, das Sprossgewicht H2 von 3780 auf 4385 kg ha⁻¹. Die Parameter Spross TG H1 und Stoppel TG H2 wurden durch die Faktoren R, M und I nicht signifikant beeinflusst. Das mittlere Sprossgewicht war bei der ersten Ernte mit 5492 kg ha⁻¹ höher als bei der zweiten Ernte mit 4082 kg ha⁻¹. Der Mittelwert der Stoppeln lag bei 1265 kg ha⁻¹ und das Trockengewicht der Gesamtbiomasse (Spross H1 und H2 + Stoppeln H2 + Wurzeln H2) bei 14,1 t ha⁻¹.

Tabelle 16: Biomasseparameter in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung

Mittelwerte der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung				
	Spross TG H1 kg ha-1	Spross TG H2 kg ha-1	Stoppel TG H2 kg ha-1	Biomasse gesamt TG kg ha-1
+ R	5482,3 ± 744,9 a	3981,9 ± 925,3 a	1526,5 ± 1389,5 a	14492,2 ± 2778,4 a
- R	5502,6 ± 430,3 a	4182,7 ± 990,1 a	1002,7 ± 311,9 a	13707,6 ± 2007,0 a
+M	5516,7 ± 677,1 a	4017,6 ± 908,2 a	1496,2 ± 1360,8 a	14067,3 ± 2562,9 a
- M	5468,2 ± 529,7 a	4147,0 ± 1012,1 a	1033,0 ± 456,1 a	14132,6 ± 2346,3 a
+ I	5584,7 ± 651,2 a	4384,8 ± 645,3 b	1503,2 ± 1357,0 a	14822,0 ± 2076,6 b
- I	5400,2 ± 545,9 a	3779,8 ± 1116,4 a	1025,9 ± 459,7 a	13377,8 ± 2579,0 a

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet

Das Stängeltrockengewicht H1 wurde bei der ersten Ernte durch die Rhizobien von 715 g/m² auf 597 g/m² verringert (Tabelle 17). Die Bewässerung bewirkte einen signifikanten Anstieg des Stängeltrockengewichts H1 von 595 g/m² auf 716 g/m². Die Parameter Blatt TG H1 und H2, Stängel TG H2 und Blatt/Stängel-Verhältnis H1 zeigten keine signifikanten Unterschiede. Der Durchschnittswert des Blatttrockengewichts war bei der ersten Ernte 298 g/m² und bei der zweiten 304 g/m². Das Stängeltrockengewicht hatte einen Mittelwert von 656 g/m² bei der ersten Ernte und 482 g/m² bei der zweiten Ernte.

Tabelle 17: Blatt- und Stängelparameter in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobien, Mykorrhiza und Bewässerung

Mittelwerte der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung					
	Blatt TG H1 g/m ²	Blatt TG H2 g/m ²	Stängel TG H1 g/m ²	Stängel TG H2 g/m ²	Blatt/Stängel- Verhältnis H1
+ R	277,0 ± 74,9 a	288,8 ± 49,7 a	596,5 ± 131,1 b	466,4 ± 85,0 a	0,46 ± 0,1 a
- R	319,3 ± 70,2 a	318,4 ± 65,5 a	714,5 ± 146,4 a	498,3 ± 120,8 a	0,45 ± 0,0 a
+ M	287,3 ± 81,5 a	307,7 ± 66,3 a	629,3 ± 142,1 a	483,3 ± 119,7 a	0,45 ± 0,1 a
- M	309,0 ± 67,7 a	299,5 ± 52,9 a	681,7 ± 156,2 a	481,4 ± 89,6 a	0,46 ± 0,1 a
+ I	317,2 ± 78,3 a	316,1 ± 66,1 a	715,8 ± 139,9 b	502,0 ± 123,6 a	0,44 ± 0,1 a
- I	279,0 ± 67,6 a	291,1 ± 50,3 a	595,3 ± 136,9 a	462,7 ± 79,1 a	0,47 ± 0,1 a

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet

Die Stängelanzahl der ersten Ernte sank durch die Mykorrhizaimpfung signifikant von 906 Stück pro m² auf 762 pro m². Bei der zweiten Ernte wurde die Stängelanzahl jedoch durch die Rhizobienimpfung vermindert, von 1042 Stück pro m² auf 883 pro m². Die mittlere Stängelanzahl war 834 pro m² bei H1 und 963 pro m² bei H2. Die anderen Parameter der Tabelle 18 zeigten keine signifikanten Unterschiede durch die Faktoren R, M und I.

Tabelle 18: Biomasseparameter in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung

Mittelwerte der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung					
	Blatt/Stängel- Verhältnis H2	Spross/Wurzel- Verhältnis H1	Spross/Wurzel- Verhältnis H2	Stängelanzahl H1 pro m ²	Stängelanzahl H2 pro m ²
+ R	0,62 ± 0,1 a	3,31 ± 1,4 a	1,81 ± 1,3 a	857,8 ± 183,0 a	882,8 ± 108,3 b
- R	0,64 ± 0,0 a	3,48 ± 2,4 a	1,92 ± 1,3 a	810,9 ± 265,2 a	1042,2 ± 221,7 a
+ M	0,64 ± 0,1 a	3,21 ± 1,7 a	1,91 ± 1,3 a	762,5 ± 174,9 b	989,1 ± 218,9 a
- M	0,63 ± 0,1 a	3,58 ± 2,2 a	1,81 ± 1,2 a	906,3 ± 251,7 a	935,9 ± 158,1 a
+ I	0,64 ± 0,1 a	2,85 ± 1,3 a	1,86 ± 1,2 a	859,4 ± 248,3 a	998,4 ± 225,2 a
- I	0,63 ± 0,1 a	3,94 ± 2,4 a	1,86 ± 1,4 a	809,4 ± 204,9 a	926,6 ± 144,8 a

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet

Durch die Bewässerung nahm der Blattflächenindex (LAI) und die Pflanzhöhe bei der zweiten Ernte signifikant zu (Tabelle 19). Die Pflanzhöhe stieg um 2 cm. Die Zugabe von Rhizobien verringerte die Pflanzhöhe H2 um 2 cm. Die Parameter LAI 1 und Pflanzhöhe H1 zeigten keine signifikanten Unterschiede.

Tabelle 19: Pflanzhöhe und LAI in Abhängigkeit der Faktor Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung

Mittelwerte der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung				
	LAI H1	LAI H2	Pflanzhöhe H1 cm	Pflanzhöhe H2 cm
+ R	3,64 ± 0,6 a	4,55 ± 0,9 a	78,83 ± 4,2 a	79,31 ± 2,9 b
- R	3,46 ± 0,6 a	4,76 ± 0,8 a	81,53 ± 5,5 a	81,33 ± 3,2 a
+M	3,36 ± 0,6 a	4,64 ± 0,8 a	79,75 ± 4,9 a	79,75 ± 3,2 a
- M	3,74 ± 0,6 a	4,67 ± 0,9 a	80,60 ± 5,3 a	80,89 ± 3,1 a
+ I	3,48 ± 0,7 a	5,06 ± 0,6 b	78,81 ± 3,9 a	81,43 ± 2,6 b
- I	3,62 ± 0,5 a	4,25 ± 0,8 a	81,54 ± 5,7 a	79,21 ± 3,4 a

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet

2.3. Stickstoffparameter

Die Hauptfaktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung hatten keine signifikante Auswirkung auf den N-Gehalt des Sprosses, der Stoppeln, der Wurzeln und den Gehalt in der ganzen Pflanze (Tabelle 20). Der Mittelwert des Stickstoffgehalts im Spross bei der ersten Ernte (N% Spross H1) lag bei 3,43 %, bei der zweiten Ernte war er mit 3,4 % fast gleich. Die Stoppeln H2 hatten einen Stickstoffgehalt von im Mittel 3 %, die Wurzeln H2 1,97 % und die ganze Pflanze 2,79 %.

Tabelle 20: N % der Luzerne in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung

Mittelwerte der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung					
	N% Spross H1	N% Spross H2	N% Stoppeln H2	N% Wurzeln H2	N% ganze Pflanze H2
+ R	3,39 ± 0,3 a	3,44 ± 0,1 a	3,0 ± 0,4 a	2,0 ± 0,4 a	2,8 ± 0,4 a
- R	3,46 ± 0,2 a	3,35 ± 0,2 a	3,0 ± 0,4 a	1,9 ± 0,4 a	2,8 ± 0,3 a
+ M	3,48 ± 0,2 a	3,40 ± 0,1 a	2,9 ± 0,4 a	2,0 ± 0,4 a	2,8 ± 0,3 a
- M	3,38 ± 0,3 a	3,40 ± 0,2 a	3,1 ± 0,3 a	1,9 ± 0,4 a	2,8 ± 0,3 a
+ I	3,35 ± 0,3 a	3,44 ± 0,1 a	2,9 ± 0,4 a	2,0 ± 0,4 a	2,8 ± 0,3 a
- I	3,50 ± 0,3 a	3,35 ± 0,2 a	3,1 ± 0,3 a	1,9 ± 0,3 a	2,8 ± 0,3 a

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet

Die Bewässerung steigerte den N-Ertrag der Stoppeln signifikant von 29,9 kg ha⁻¹ auf 45,2 kg ha⁻¹ und in der ganzen Pflanze (N-Ertrag total) von 401,7 kg ha⁻¹ auf 446,3 kg ha⁻¹ (Tabelle 21). Die Rhizobien- und Mykorrhizabeimpfung hatte keinen Einfluss auf den Stickstoffertrag der Luzerne.

Tabelle 21: Der N-Ertrag der Luzerne in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung

Mittelwerte der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung					
	N-Ertrag Spross H1 kg ha ⁻¹	N-Ertrag Spross H2 kg ha ⁻¹	N-Ertrag Stoppeln H2 kg ha ⁻¹	N-Ertrag Wurzeln H2 kg ha ⁻¹	N-Ertrag total kg ha ⁻¹
+ R	186,3 ± 33,1 a	137,4 ± 34,1 a	45,8 ± 42,8 a	64,5 ± 35,7 a	434,0 ± 74,2 a
- R	190,7 ± 19,9 a	140,4 ± 34,1 a	29,3 ± 9,1 a	55,3 ± 30,0 a	414,0 ± 55,4 a
+ M	192,2 ± 28,8 a	137,1 ± 33,3 a	44,2 ± 41,8 a	59,0 ± 32,9 a	432,5 ± 78,3 a
- M	184,9 ± 25,4 a	140,8 ± 34,8 a	30,9 ± 14,8 a	60,8 ± 33,7 a	415,6 ± 50,0 a
+ I	187,2 ± 26,2 a	151,0 ± 23,3 a	45,2 ± 41,5 b	62,9 ± 32,2 a	446,3 ± 66,1 b
- I	189,8 ± 28,5 a	126,9 ± 38,4 a	29,9 ± 14,7 a	56,9 ± 34,1 a	401,7 ± 57,9 a

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet

Der Anteil des fixierten Stickstoffs Ndfa (in %) wurde durch die Inokulation von Rhizobien und Mykorrhiza, sowie durch die Bewässerung nicht beeinflusst (Tabelle 22). Die Mittelwerte des biologisch fixierten N waren in der oberirdischen Biomasse sehr ähnlich, im Spross H1 waren es 63 %, im Spross H2 62 %, in den Stoppeln H2 60 %, in der ganzen Pflanze 61 % und in den Wurzeln H2 mit 47 % etwas geringer.

Tabelle 22: Der Anteil des fixierten Stickstoffs (Ndfa %) in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung

Mittelwerte der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung					
	Ndfa% Spross H1	Ndfa% Spross H2	Ndfa% Stoppeln H2	Ndfa% Wurzeln H2	Ndfa% ganze Pflanze
+ R	62,7 ± 7,9 a	59,3 ± 12,4 a	58,0 ± 12,3 a	47,0 ± 23,3 a	59,5 ± 9,0 a
- R	62,4 ± 10,2 a	64,5 ± 9,9 a	62,7 ± 11,0 a	47,3 ± 22,2 a	62,4 ± 8,6 a
+ M	64,4 ± 6,0 a	60,5 ± 10,9 a	45,4 ± 19,9 a	45,4 ± 19,9 a	60,2 ± 7,9 a
- M	60,7 ± 11,1 a	63,3 ± 12,0 a	48,9 ± 25,1 a	48,9 ± 25,1 a	61,6 ± 9,9 a
+ I	64,6 ± 9,6 a	58,3 ± 13,2 a	57,6 ± 13,5 a	42,6 ± 21,8 a	59,7 ± 10,7 a
- I	60,5 ± 8,1 a	65,4 ± 8,0 a	63,2 ± 9,1 a	51,6 ± 22,7 a	62,0 ± 6,5 a

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet

Die biologische Stickstofffixierung Nfix (in kg ha⁻¹) wurde durch die Inokulation von Rhizobien und Mykorrhiza, sowie durch Bewässerung nicht beeinflusst (Tabelle 23). Die Mittelwerte des fixierten Stickstoffs betragen 117 kg ha⁻¹ im Spross H1, 85 kg ha⁻¹ im Spross H2, 22 kg ha⁻¹ in den Stoppeln H2, 33 kg ha⁻¹ in den Wurzeln und 259 kg ha⁻¹ in der ganzen Pflanze (Nfix total).

Tabelle 23: Der Anteil des fixierten Stickstoffs (Nfix kg ha⁻¹) in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung

Mittelwerte der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung					
	Nfix Spross H1 kg ha ⁻¹	Nfix Spross H2 kg ha ⁻¹	Nfix Stoppeln H2 kg ha ⁻¹	Nfix Wurzeln H2 kg ha ⁻¹	Nfix total kg ha ⁻¹
+ R	116,1 ± 22,0 a	80,4 ± 24,6 a	25,2 ± 20,9 a	35,8 ± 31,2 a	257,5 ± 51,6 a
- R	118,8 ± 21,5 a	89,9 ± 24,2 a	18,2 ± 5,9 a	30,5 ± 20,1 a	260,1 ± 45,1 a
+ M	122,9 ± 16,0 a	81,6 ± 21,3 a	24,1 ± 19,6 a	29,1 ± 21,0 a	257,7 ± 43,6 a
- M	112,0 ± 25,1 a	88,7 ± 27,6 a	19,4 ± 10,2 a	37,6 ± 30,8 a	259,9 ± 54,0 a
+ I	120,8 ± 23,2 a	88,1 ± 24,4 a	24,7 ± 19,8 a	33,1 ± 23,5 a	265,9 ± 57,8 a
- I	114,2 ± 19,7 a	82,2 ± 25,0 a	18,7 ± 9,6 a	33,3 ± 29,1 a	251,5 ± 35,9 a

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, R = Rhizobien, M = Mykorrhiza, I = Bewässerung, ± Standardabweichung. Signifikante Unterschiede in Abhängigkeit von den Hauptfaktoren (z.B. +R und -R) sind mit a und b gekennzeichnet

Die Bewässerung hatte eine signifikante Auswirkung auf den N-Ertrag des Sprosses der zweiten Ernte sowie auf den gesamten N-Ertrag (Summe des N-Ertrags von Spross H1 und H2, Stoppeln H2, Wurzeln H2). Die Wechselwirkung des Rhizobien- und des Mykorrhizainokulums (RxM) hatte eine tendenzielle Auswirkung auf den prozentuellen N-Gehalt des Sprosses der ersten Ernte und der N-Fixierung der Stoppeln der zweiten Ernte, signifikant wirkte sie sich auf den N-Ertrag der Stoppeln H2 aus. Die Wechselwirkung von Rhizobieninokulation und Bewässerung (RxI) hatte eine sehr signifikante Wirkung auf die N-Fixierung der Wurzeln der zweiten Ernte. Hochsignifikant wirkte die Wechselwirkung von Mykorrhizainokulation und Bewässerung (MxI) auf den N-Ertrag der Wurzeln H2, sehr signifikant auf den gesamten N-Ertrag, signifikant auf den N-Ertrag der Stoppeln H2, auf den Anteil des biologisch fixierten Stickstoffs (Ndfa %) der Wurzeln H2 und die N-Fixierung der Wurzeln H2. Die Dreifachwechselwirkung R x M x I wirkte signifikant auf den N-Ertrag des Sprosses H1 (Tabelle 24).

Tabelle 24: Ergebnisse der Signifikanz der Wurzelparameter (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse)

Signifikanz des Tests der Zwischensubjekteffekte							
Abhängige Variable	R	M	I	R x M	R x I	M x I	R x M x I
N% Spross H1	0,431	0,268	0,111	<u>0,056</u>	0,511	0,580	0,164
N% Spross H2	0,133	0,996	0,113	0,796	0,534	0,735	0,136
N% Stoppeln H2	0,561	0,241	0,820	0,210	0,972	0,797	0,200
N% Wurzeln H2	0,570	0,317	0,736	0,608	0,363	0,622	0,483
N% ganze Pflanze H2	0,801	0,479	0,352	0,771	0,271	<u>0,066</u>	0,540
N-Ertrag Spross H1	0,582	0,364	0,745	0,188	0,204	0,677	0,049
N-Ertrag Spross H2	0,766	0,710	0,024	0,974	0,992	0,854	0,223
N-Ertrag Stoppeln H2*	0,262	0,325	0,188	0,050	0,912	0,026	0,393
N-Ertrag Wurzeln H2 *	0,386	0,769	0,341	0,603	<u>0,052</u>	0,000	0,144
N-Ertrag gesamt	0,226	0,306	0,012	0,310	0,186	0,003	0,150
Ndfa % Spross H1	0,913	0,242	0,198	0,557	0,622	0,330	0,232
Ndfa % Spross H2	0,154	0,438	<u>0,059</u>	0,559	0,656	0,589	0,807
Ndfa % Stoppeln H2	0,197	0,428	0,136	0,873	0,910	0,658	0,157
Ndfa % Wurzeln H2	0,963	0,594	0,176	0,432	0,914	0,017	0,525
Ndfa % total	0,268	0,512	0,360	0,536	0,896	0,646	0,315
Nfix Shoot H1	0,726	0,167	0,396	0,666	0,599	0,276	0,637
Nfix Shoot H2	0,272	0,409	0,493	0,588	0,682	0,705	0,289
Nfix Stubbles H2*	0,593	0,518	0,544	<u>0,061</u>	0,993	<u>0,051</u>	0,202
Nfix Wurzeln H2*	0,729	0,755	0,800	0,609	0,001	0,040	0,287
Nfix total kg ha ⁻¹	0,669	0,685	0,379	0,665	0,404	0,133	0,176

Legende: H1 = 1. Ernte, H2 = 2. Ernte, *= transformierter Wert verwendet, fett gedruckte Werte sind signifikant, unterstrichene Werte liegen bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5-10%.

Der Stickstoffertrag gesamt (Spross H1, H2, Stoppeln H2 und Wurzeln H2) wurde sehr signifikant von der Wechselwirkung Bewässerung – Mykorrhizainokulation beeinflusst (Abbildung 24). Ohne Bewässerung hatte die Mykorrhizainokulation eine negative Auswirkung auf den N-Ertrag, er sank von 421 kg ha⁻¹ bei M-I- auf 383 kg ha⁻¹ bei M+I-. Mit Bewässerung und Inokulum war der N-Ertrag am höchsten, er betrug 482 kg ha⁻¹.

Die Bewässerung alleine (Variante M-I-) führte zu keiner Erhöhung des N-Ertrags, sondern war mit 411 kg ha⁻¹ der Variante ohne Bewässerung sehr ähnlich.

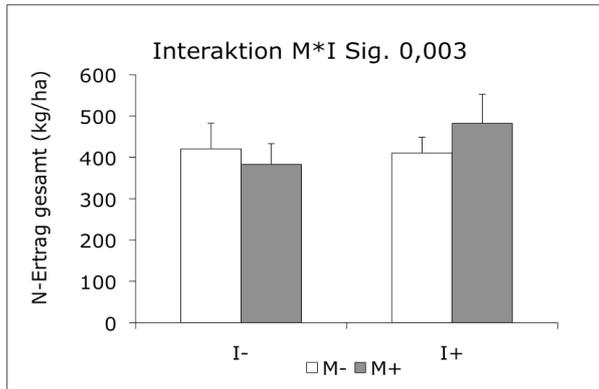


Abbildung 24: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza (M) auf den N-Ertrag.

Die Wechselwirkung Bewässerung – Mykorrhizainokulation wirkte sich signifikant auf den Stickstoffertrag der Stoppeln der zweiten Ernte aus (Abbildung 25). Wieder hatte die Mykorrhizainokulation ohne Bewässerung einen leicht negativen Effekt auf den N-Ertrag, mit Bewässerung jedoch führte die Mykorrhizazugabe zu einem sehr deutlichen Anstieg des Stickstoffs in den Stoppeln auf 63 kg h⁻¹.

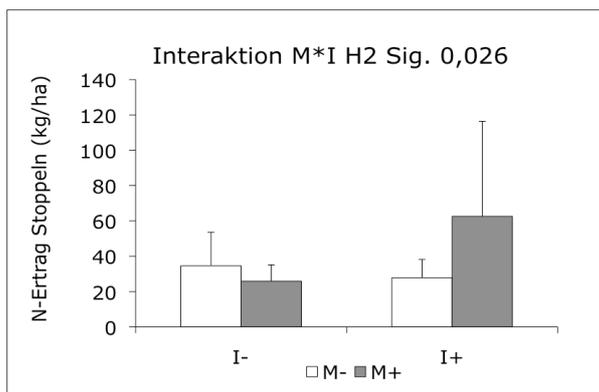


Abbildung 25: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza (M) auf den Stickstoffgehalt der Stoppeln.

Auch die Wechselwirkung Rhizobieninokulation – Mykorrhizainokulation hatte eine signifikante Wirkung auf den Stickstoffertrag der Stoppeln H2 (Abbildung 26). Der N-Ertrag blieb mit und ohne Mykorrhizainokulum gleich, auch Rhizobiuminokulation alleine ändert den N-Ertrag nicht. Durch die Kombination von Rhizobium- und Mykorrhizabeimpfung jedoch verdoppelte sich der N-Ertrag in den Stoppeln auf 61 kg ha⁻¹.

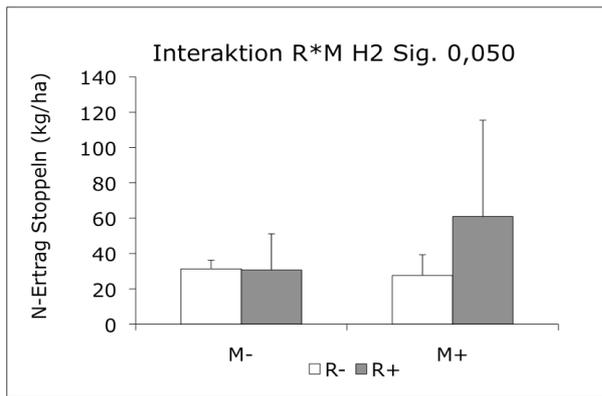


Abbildung 26: Einfluss der Wechselwirkung der Mykorrhiza (M) und der Rhizobien (R) auf den N-Ertrag der Stoppeln.

Die Dreifachwechselwirkung zwischen Rhizobieninokulation, Mykorrhizainokulation und Bewässerung hatte eine signifikante Auswirkung auf den N-Ertrag des Sprosses der ersten Ernte. Der N-Ertrag im Spross war am höchsten bei der Kombination R+M+I- mit 212 kg ha^{-1} (Abbildung 27). Die Bewässerung führte bei der Variante R+M+I+ zu einer Verminderung des N-Ertrags auf 179 kg ha^{-1} .

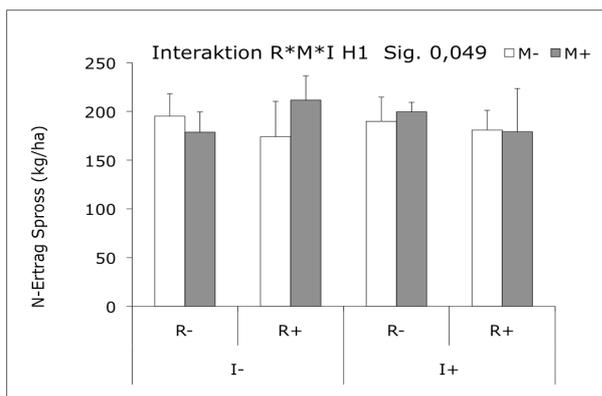


Abbildung 27: Einfluss der Wechselwirkung der Mykorrhiza (M), der Rhizobien (R) und der Bewässerung (I) auf den N-Ertrag des Sprosses.

Der N-Ertrag der Wurzeln war höchst signifikant von der Wechselwirkung Mykorrhizainokulation – Bewässerung beeinflusst (Abbildung 28). Ohne Bewässerung sank der N-Ertrag durch die Zugabe von Mykorrhiza deutlich von 76 kg ha^{-1} auf 38 kg ha^{-1} . Mit Bewässerung war es umgekehrt, die Mykorrhizainokulation steigerte den N-Ertrag deutlich von 46 kg ha^{-1} bei M-I+ auf 80 kg ha^{-1} bei M+I+. Ohne Bewässerung und ohne Mykorrhizainokulum war der N-Ertrag fast genau so hoch wie mit Bewässerung und mit Mykorrhizainokulum.

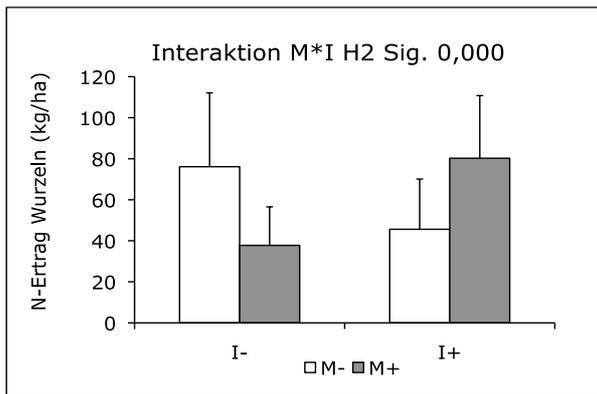


Abbildung 28: Einfluss der Wechselwirkung der Mykorrhiza (M) und der Bewässerung (I) auf den N-Ertrag der Wurzeln.

Der Anteil des biologisch fixierten Stickstoffs (N derived from atmosphere, Ndfa) in den Wurzeln wurde signifikant von der Wechselwirkung Mykorrhizainokulation – Bewässerung beeinflusst (Abbildung 29). Am höchsten war der Anteil des Ndfa bei der Variante ohne Bewässerung und ohne Mykorrhizazugabe mit 62 kg ha^{-1} . Durch das Mykorrhizainokulum nahm der Ndfa ohne Bewässerung auf 41 kg ha^{-1} ab. Die Bewässerung hatte mit und ohne Mykorrhizainokulum keine starke Auswirkung auf den Ndfa, die Variante M-I+ hatte einen Mittelwert von 41 kg ha^{-1} und M+I+ 49 kg ha^{-1} .

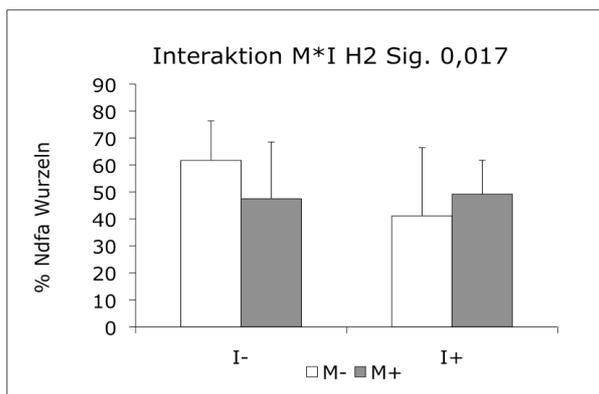


Abbildung 29: Einfluss der Wechselwirkung der Mykorrhiza (M) und der Bewässerung (I) auf die biologische N-Fixierung der Wurzeln.

Die N-Fixierung in den Wurzeln wurde hoch signifikant von der Wechselwirkung Rhizobieninokulation – Bewässerung beeinflusst (Abbildung 30). Ohne Bewässerung nahm die Fixierleistung durch die Rhizobieninokulation deutlich von 25 kg ha^{-1} auf 42 kg ha^{-1} zu. Mit Bewässerung hatte die Rhizobieninokulation einen negativen Effekt auf die N-Fixierleistung, von 37 kg ha^{-1} bei M-I+ nahm sie auf 29 kg ha^{-1} ab. Die Bewässerung alleine wirkte sich positiv auf die N-Fixierung aus.

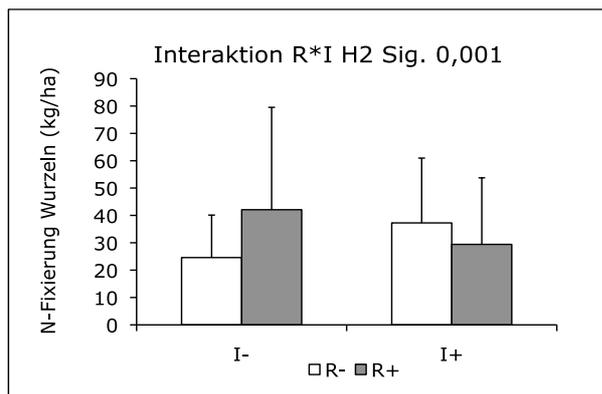


Abbildung 30: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobien (R) und Bewässerung (I) auf die N-Fixierleistung der Wurzeln. Es wurden logarithmierte Werte verwendet.

Die Wechselwirkung Mykorrhiza - Bewässerung hatte eine gegenteilige Wirkung auf die N-Fixierung wie die Wechselwirkung Rhizobien - Bewässerung (Abbildung 31). Am höchsten war Nfix ohne Bewässerung und ohne Mykorrhizainokulum mit 49 kg ha^{-1} . Die Zugabe von Mykorrhiza ohne Bewässerung verminderte Nfix stark auf 17 kg ha^{-1} . Dies deutet auf eine Konkurrenz des Mykorrhizainokulats zu der Rhizobien-Symbiose unter diesen Bedingungen hin. Mit Bewässerung hatte die Mykorrhizainokulation einen positiven Effekt auf die N-Fixierung, sie stieg von 24 kg ha^{-1} (M-I+) auf 41 kg ha^{-1} , war aber immer noch geringer als die Variante R-I-.

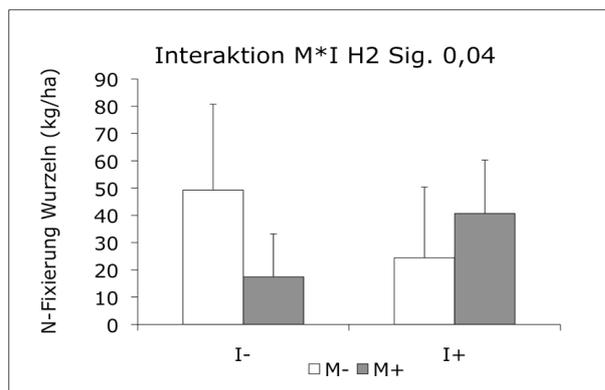


Abbildung 31: Einfluss der Wechselwirkung von Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf die N-Fixierung der Wurzeln. Es wurden logarithmierte Werte verwendet.

4. Diskussion

4.1. Wechselwirkung von Rhizobien und Bewässerung

Die Hypothese 1 ging davon aus, dass die Rhizobieninokulation die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N₂-Fixierleistung der Luzerne ohne Bewässerung erhöht und sich die Bewässerung durch die Rhizobieninokulation ersetzen lässt. Die Rhizobieninokulation hatte bei der zweiten Ernte ohne Bewässerung (R+I-) eine positive Wirkung auf die Stängelbiomasse und die N-Fixierung der Wurzeln. Unter bewässerten Bedingungen war der Effekt jedoch negativ und die Variante R+I+ erhöhte die Parameter. Anscheinend erzielten die autochthonen Rhizobien mit Bewässerung einen besseren Effekt als die inokulierten Rhizobien. Die Rhizobien reagieren normalerweise weniger empfindlich auf Trockenstress als die Wirtspflanze (Zahran 1999, Marble 1989). Da das Jahr 2008 relativ feucht war, unterschied sich die Bodenfeuchte in den oberen 30 cm des Bodens zwischen bewässerten und unbewässerten Varianten bei der ersten Ernte nicht signifikant voneinander (Tabelle 10), bei der zweiten Ernte war die Differenz mit 4 vol. % signifikant (Tabelle 11). Richtiger Trockenstress und dessen Auswirkung auf Rhizobien, Luzerne und deren Beziehung konnte daher nicht in vollem Ausmaß beobachtet werden. Trotzdem standen die Bewässerung und die Rhizobien (RxI) bei den drei Parametern Stängelanzahl H1 (Abbildung 18), Stängelrockengewicht H2 (Abbildung 16) und N-Fixierung der Wurzel H2 (Abbildung 30) in signifikanter Wechselwirkung.

Da die nicht mit Rhizobien beimpften Varianten keinerlei Anzeichen einer Stickstoffmangelernährung hatten und teilweise besser abschnitten als die inokulierten Varianten (siehe Rhizobium als Hauptfaktor), wurde angenommen, dass am Standort genügend autochthone Rhizobien vorhanden waren. Wahrscheinlich da die Fläche schon seit 10 Jahren biologisch bewirtschaftet wurde, ein neutraler pH-Wert (Tabelle 1) herrschte und in der Fruchtfolge schon vor dem Jahr 2008 Luzerne angebaut wurde. Auch ein höherer Humusgehalt, wie in biologisch bewirtschafteten Flächen meist vorhanden, trägt dazu bei, dass die Rhizobien in trockenem Boden länger überleben (Chao und Alexander 1982). Der Gesamtkohlenstoffgehalt am Standort betrug 4% (Tabelle 1). Die Knöllchenparameter wurden nicht erhoben, da die Erhebungen im Versuchsjahr davor keine signifikanten Ergebnisse ergaben. Die Zunahme der Stängelanzahl H1 und des Stängelrockengewichts H2 bei R+I- und deren Abnahme bei R+I+ hatten keine signifikante Auswirkung auf die Sprossbiomasse. Bei der Gesamtbiomasse war eine tendenzielle Zunahme durch die Rhizobieninokulation ohne Bewässerung zu beobachten. Die Gesamtbiomasse nahm mit der Bewässerung (R+I+) aber nicht ab (Anhang Abbildung 32). Auch Ardakani et al. (2009a) (Fig. 2B) fanden im Versuchsjahr davor eine

Steigerung des Sprossgewichts bei R+I- bei der ersten Ernte. Die N-Fixierung der Wurzeln (Nfix Wurzeln H2, Abbildung 30) war bei R+I- deutlich erhöht.

Insgesamt hatten die inokulierten Rhizobien, wie erwartet, bei den nicht bewässerten Varianten einen positiven Effekt auf die Luzerne. Die Parameter Stängelanzahl H1 und Stängeltrockengewicht H2 bestätigen die in der Hypothese 1 angenommene Biomassezunahme, die N-Fixierung der Wurzeln H2 die in der Hypothese erwartete Steigerung der N-Fixierung. Für alle anderen Parameter wurde die Hypothese 1 nicht bestätigt.

Der Anstieg der Parameter bei R-I+ dürfte auf die autochthonen Rhizobien zurückzuführen sein. Die inokulierten Rhizobien hatten sogar einen negativen Effekt mit Bewässerung (R+I+). Die Effektivität der Symbiose hängt neben den Umweltbedingungen auch von den Rhizobien-Isolaten ab (Azcón et al. 1991, Erdoğan 1995). Die Symbiose mit den natürlichen Rhizobien, die durch Anpassung an ihre Umgebung eine hohe Überlebensfähigkeit besitzen, bedeutet nicht unbedingt eine gute N₂-Fixierungsleistung (Tate 2000). Es ist nicht ungewöhnlich, dass die Labor-Rhizobien den Konkurrenzkampf mit den weniger effizienten, aber besser angepassten autochthonen Rhizobien um einen Platz in den Knöllchen verlieren. Das könnte auch mit der geringen Populationsdichte der inokulierten Rhizobien und dem dadurch selteneren Zusammentreffen von Wurzel und Rhizobium zusammenhängen (Tate 2000). Gute Bedingungen für die Pflanze wie eine optimale Bodenfeuchte, führen auch zu einer guten Symbiose mit maximaler N-Fixierung (Tate 2000). Da die Luzerne durch die Bewässerung profitierte, hatte das wahrscheinlich auch einen positiven Einfluss auf die Symbiose mit den natürlichen Symbionten. Warum sich die inokulierten Rhizobien mit Bewässerung negativ auf Stängelanzahl H1, Stängeltrockengewicht H2 und Nfix Wurzeln H2 der Luzerne ausgewirkt haben, ist nicht ganz klar. Die Auswirkung von R+I- und R-I+ auf die Parameter mit signifikanter Rxl-Wechselwirkung war in etwa gleich. Das entsprach der Annahme in der Hypothese 1, dass die Rhizobieninokulation als Ersatz der Bewässerung dienen konnte. In diesem Versuch konnte die Rhizobieninokulation die Bewässerung bei den Parametern Stängeltrockengewicht H2, Stängelanzahl H1 und N-Fixierung Wurzel H2 ersetzen, bei allen anderen Parametern war das bezüglich der Rxl-Wechselwirkung nicht der Fall.

4.2. Wechselwirkung von Mykorrhiza und Bewässerung

Die Hypothese 2 ging davon aus, dass die Mykorrhizainokulation die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N₂-Fixierleistung der Luzerne ohne Bewässerung erhöht und sich die Bewässerung durch die Mykorrhizainokulation ersetzen lässt. Die Mykorrhizainokulation hatte jedoch bei den meisten Parametern mit der Bewässerung eine positive Auswirkung. Wie die signifikanten Ergebnisse der Biomasse gesamt TG (Abbildung 21), der Stoppel TG H2 (Abbildung 20), Wurzel TG H2 (Abbildung 13) und der Wurzellänge H2 (Abbildung 15) zeigten, wurde die oberirdische und unterirdische Biomasse der Luzerne durch die Mykorrhizainokulation und die Bewässerung (M+I+) gefördert. Auch bei Ardakani et al. (2009a) wurde das Sprosstrockengewicht und das Wurzeltrockengewicht durch M+I+ gesteigert. Nicht nur bei der Biomassebildung sondern auch auf die Stickstoffparameter wirkte die Mykorrhizainokulation nur gemeinsam mit der Bewässerung positiv. Bei der biologischen N₂-Fixierung (Nfix und Ndfa) der Luzerne war die Wechselwirkung MxI bei den Parametern Ndfa % Wurzeln H2 (Abbildung 29) und Nfix Wurzeln H2 (Abbildung 31) signifikant, beim N-Ertrag die Parameter N-Ertrag gesamt (Abbildung 24), N-Ertrag Stoppeln H2 (Abbildung 25) und N-Ertrag Wurzeln H2 (Abbildung 28). Auch der Nitrat-N-Gehalt des Bodens war bei M+I+ in einer Bodenschicht signifikant höher bei der ersten Ernte (Abbildung 10). Entgegen der Erwartung führte die Beimpfung mit Mykorrhiza bei Trockenheit nicht zu einer verbesserten Leistung der Luzerne.

Die in der Hypothese 2 getroffene Annahme über den positiven Effekt der Mykorrhizainokulation auf die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N₂-Fixierleistung wurde durch die Ergebnisse nicht belegt. Das zeigten folgende Parameter der Biomasse: Biomasse gesamt (Abbildung 21), Stoppel TG H2 (Abbildung 20), Wurzel TG H2 (Abbildung 13) und Wurzellänge H2 (Abbildung 15). Auch für folgende Stickstoff-Parameter trifft die Hypothese 2 nicht zu: Ndfa % Wurzeln H2 (Abbildung 29), Nfix Wurzeln H2 (Abbildung 31), N-Ertrag gesamt (Abbildung 24), N-Ertrag Stoppeln H2 (Abbildung 25) und N-Ertrag Wurzeln H2 (Abbildung 28).

In vielen Studien wurde eine Förderung der Pflanze durch die arbuskuläre Mykorrhiza bei Trockenheit festgestellt (Sánchez-Díaz et al. 1990, Goicoechea et al. 1997, Barea et al. 2005, Ruiz-Lozano und Aroca 2010), es handelte sich aber in den meisten Fällen um sterile Topfversuche. Bei einem Freilandversuch von Erdoğan (1995) mit verschiedenen Kleesorten und verschiedenen Mykorrhiza- und Rhizobien-Isolaten waren die Ergebnisse sehr unterschiedlich. In einem trockenen Jahr (1991) konnte eine Kombination von Perserklee, *Glomus spp.* und *Rhizobium leguminosarum bivar. trifolii* den Ertrag und den Nährstoffgehalt (N, P, K) steigern. In anderen Varianten und Ernten kamen aber auch

Ertragseinbußen und Nährstoffverringern durch die Beimpfung vor und wurden mit zu hohen C-Kosten erklärt.

Die Symbiose mit Mykorrhiza hat bekanntermaßen viele Vorteile für die Pflanze, die Beziehung zwischen Pflanze und Pilz ist aber sehr komplex. Möglicherweise wurde durch die Mykorrhiza die Transpiration erhöht und die Photosynthese stimuliert (Augè 2001, Ruiz-Lozano und Aroca 2010, Franken 2010), was bei ausreichender Wasserversorgung eine höhere CO₂-Assimilationsrate bedeutet (Franken 2010) sowie eine bessere und schnellere Nährstoffversorgung bewirkt haben könnte. In einer Studie (Augè 2001) zeigte sich, dass *Glomus intraradices* und *Glomus etunicatum*, die den Großteil des von mir verwendeten Inokulums ausmachten, die Transpiration besonders häufig erhöhten. Mykorrhizierte Pflanzen konnten den Boden schneller und gründlicher austrocknen als Pflanzen ohne Mykorrhiza (Augè 2001). In meinem Versuch war der volumetrische Bodenwassergehalt im Oberboden mit Bewässerung und Mykorrhiza (Abbildung 11) aber signifikant höher als in den unbewässerten Varianten. Öldistel und Weizen trockneten mit *Glomus etunicatum*, der den Hauptanteil in meinem Inokulum hatte, den Boden schneller aus als Pflanzen derselben Größe ohne Mykorrhiza (Bryla und Duniway 1998).

In der Bodentiefe von 30-60 cm wurde der Nitrat-N bei H1 durch M+I+ erhöht (Abbildung 10), was wahrscheinlich an einer gesteigerten Stickstoffmineralisierung durch die Mykorrhizabeimpfung mit ausreichender Bodenfeuchte verursacht wurde. Dieser höhere N-Gehalt des Bodens konnte ebenfalls zur positiven Auswirkung des Mykorrhizainokulums mit Bewässerung beigetragen haben.

Bei einem Vergleich des Verhältnisses von Photosyntheserate/Stomataleitfähigkeit (Transpiration) in einem Versuch mit *Glomus*-Taxa und Salat hatte *G. etunicatum* den geringsten Wert, trotzdem hatte er eine positive Auswirkung auf das Salatwachstum bei Trockenheit im Gegensatz zu einer Art mit hohem Wert (Ruiz-Lozano und Aroca 2010, Ruiz-Lozano et al. 1995). Das zeigte, dass jedes Mykorrhiza-Taxon ihre eigenen Mechanismen hatte, um die Trockentoleranz der Wirtspflanze zu steigern (Ruiz-Lozano und Aroca 2010). Nach Manzon und Azcón (1996), Jakobsen et al. (2002) und Klironomos (2003), hängt der Einfluss der Mykorrhiza auf das Pflanzenwachstum stark von der Kombination der Pflanzenart und dem verwendeten Pilzisolat ab. Bei fast allen Parametern in meinem Versuch (Stoppel TG H2 und N-Ertrag der Stoppeln ausgenommen) hatten die Varianten M+I+ und M-I- etwa die gleiche Höhe. Das könnte darauf hindeuten, dass die autochthone Mykorrhiza gut an die natürlichen Wasserverhältnisse angepasst war und dadurch das gleiche Ergebnis erzielte wie das Mykorrhizainokulum unter bewässerten Bedingungen. Positive Mykorrhiza-Effekte auf das Pflanzenwachstum bei Trockenheit haben oft mit der besseren P-Versorgung durch die

Mykorrhiza zu tun, da die Verfügbarkeit von P für die Pflanze in trockenem Boden abnimmt (Viets 1972, Koide 1991). Im relativ feuchten Versuchsjahr 2008 war der Bodenwassergehalt in den bewässerten und nicht bewässerten Parzellen nicht all zu groß, daher dürfte er die P-Versorgung nicht begrenzt haben. P-Gehalt des Versuchsstandorts siehe Tabelle 1. Der P-Gehalt der Luzerne wurde jedoch nicht gemessen.

Positiv wirkte sich die Mykorrhizainokulation ohne Bewässerung (M+I-) auf die Parameter Spross/Wurzel-Verhältnis H2 (Abbildung 17), Blattflächenindex (LAI) H1 (Abbildung 19) und Mykorrhizierung H2 (Abbildung 14) aus. Beim Spross/Wurzel-Verhältnis stieg das Sprossgewicht im Vergleich zum Wurzelgewicht bei M+I- und sank durch M+I+. Der LAI H1 verringerte sich bei M+I+, dieser Parameter widerspricht somit dem Trend der Biomasseförderung durch M+I+. Die Hypothese 2 trifft für die Parameter Spross/Wurzel-Verhältnis H2 (Abbildung 17) und LAI H1 (Abbildung 19) zu. Die Mykorrhizierungsrate der Luzernewurzeln wurde durch M+I- verstärkt und nahm durch M+I+ ab. Die in der Hypothese 2 getroffene Annahme, dass sich die Besiedelung der Luzernewurzeln ohne Bewässerung verstärkt, wurde nicht bestätigt. Abbildung 14 zeigt, dass das Mykorrhizainokulum die Kolonisierung der Wurzel bei Trockenheit förderte, aber auch, dass die Besiedelung mit autochthoner Mykorrhiza durch die Bewässerung (M-I+) anstieg. Die natürliche Mykorrhizierungsrate war mit 52 % bei der zweiten Ernte schon hoch, bei der ersten Ernte war sie geringer. Durch die Inokulierung konnte die Mykorrhizierung nur um 2 % erhöht werden. Vergleichswerte lagen bei 61 % nach 8 Wochen in natürlichem Boden mit *Glomus*-Inokulum (Azcón-Aguilar und Barea 1981) und auf einer ökologisch bewirtschafteten Ackerfläche nach 6 Monaten mit *Glomus*-Inokulum bei 65 % und ohne Inokulum bei 55 % (Ardakani et al. 2009b).

4.3. Wechselwirkung von Mykorrhiza und Rhizobien

Die Hypothese 3 nahm an, dass die Co-Inokulation mit Rhizobien und Mykorrhiza die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N₂-Fixierleistung der Luzerne mehr steigert als die Einzelbeimpfungen. Die Wechselwirkung der Mykorrhiza- und Rhizobieninokulation war nur bei einem Parameter, dem N-Ertrag der Stoppeln H2 (Abbildung 26) signifikant. Der N-Ertrag der Stoppeln H2 war durch die Doppelinokulation deutlich höher als jener der anderen Varianten. Sonst hatte die gleichzeitige Beimpfung von Mykorrhiza und Rhizobien keine signifikante Auswirkung. Die Hypothese 3 trifft daher nur für den Parameter N-Ertrag Stoppeln H2 zu, für alle anderen Parameter jedoch nicht. Die Kombination der verwendeten, handelsüblichen Symbionten für Luzerne (*Sinorhizobium meliloti*, *Glomus etunicatum*, *Glomus intraradices*, *Glomus claroideum*) hatten fast keine

positiven aber auch keine negativen Auswirkungen auf die Wirtspflanze *Medicago sativa* L. cv. Sitel. Viele Studien zeigten, dass die Effektivität der Symbiose von der Kombination der Arten bzw. Stämmen abhängt (Erdoğan 1995, Azcón et al. 1991, Larima et al. 2010). Auch auf ihre Effizienz getestete Rhizobien- und Mykorrhizaisolate können mit einer Wirtspflanze in manchen Kombinationen eine Ertragswirksamkeit erzielen und in anderen nicht (Erdoğan 1995). Die Auswahl der Genotypen von Pflanzen und Endophyten spielt eine wichtige Rolle (Erdoğan 1995). Um effektive Rhizobien und Mykorrhiza zu erhalten, ist es wichtig, in nicht sterilem Boden zu selektieren und diese mit co-selektierter Mykorrhiza zu kombinieren (Ames et al. 1991). Vermutlich waren die autochthonen Mikroorganismen ebenso effektiv oder hatten die beimpften Mikroorganismen verdrängt. Humusreicher Boden, wie er am Versuchsstandort vorhanden war, regt das Hyphenwachstum im Boden deutlich an (Olssen et al. 2002) und Rhizobien überleben länger (Chao und Alexander 1982), was die natürlichen Mikroorganismen positiv beeinflusst haben könnte. In der Metastudie von Larima et al. (2010) über die Wechselwirkung von Pflanzensymbionten zeigte sich, dass ein Großteil der analysierten Studien einen stärkeren, positiven Effekt der Co-Inokulation von Rhizobien und Mykorrhiza im Vergleich zu deren Einzelwirkung auf die Pflanze fanden, z.B. auf deren Fitness und Nährstoffaufnahme. Die fördernde Wirkung auf die Wirtspflanze, wie in vielen Topfversuchen ohne autochthone Mikroorganismen beschrieben (Azcón et al. 1991, Larimer et al. 2010), konnte in diesem Freilandversuch mit den natürlichen Bodenorganismen nicht nachgewiesen werden. In einem Freilandversuch von Erdoğan (1995) konnte in einem trockenen Jahr durch die Beimpfung mit Rhizobien und Mykorrhiza bei Persischem Klee der Trockenmasseertrag und der N-, P- und K-Gehalt im Vergleich zur Symbiose mit den autochthonen Mikroorganismen erhöht werden. Im vorliegenden Versuch waren die Bedingungen wie die Bodenfruchtbarkeit und der Niederschlag am Standort sehr gut, auch die vorhandenen Symbionten dürften für eine gute Pflanzenentwicklung gesorgt haben.

4.4. Dreifachwechselwirkung von RxMxl

Die Dreifachwechselwirkung war bei der Gesamtbiomasse signifikant (Abbildung 22). Es zeigte sich wieder, dass die Mykorrhizainokulation mit Bewässerung und die Rhizobieninokulation ohne Bewässerung den Ertrag erhöhte. Bei der Stängelanzahl H1 (Abbildung 23) hatte die Bewässerung mit den natürlichen Symbionten den positivsten Effekt, gefolgt von R+M-I-, was eine fördernde Wirkung der Rhizobieninokulation bei Trockenheit zeigt. Der N-Ertrag des Sprosses H1 (Abbildung 27) war bei R+M+I- am höchsten, was dem bisherigen Trend eher widerspricht. Eine klare Richtung ist bei der Dreifachinteraktion mit inokulierten Mikroorganismen nicht zu erkennen.

4.5. Haupteffekt Bewässerung

Die Hypothese 4 geht davon aus, dass die Bewässerung die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N₂-Fixierleistung der Luzerne steigert. Mit der Niederschlagssumme von 599 mm lag das Jahr 2008 deutlich über dem langjährigen Mittel von 520 mm, trotzdem hatte die Bewässerung (insgesamt 84 l/m²) einen Einfluss auf die Biomasseproduktion und auch auf die Symbionten, wie die signifikanten Wechselwirkungen zwischen Bewässerung und Rhizobien oder Mykorrhiza gezeigt haben. Die Bewässerung führte zu einer signifikanten Erhöhung der Parameter Spross TG H2 und TG Biomasse gesamt (Tabelle 16), Stängel TG H1 (Tabelle 17), Blattflächenindex (LAI) H2 und Pflanzenhöhe H2 (Tabelle 19). Für diese Parameter traf die Annahme der Hypothese 4 zu, der zufolge die Biomasse der Luzerne durch die Bewässerung ansteigt. Auch der N-Ertrag wurde bei den Parametern N-Ertrag gesamt und N-Ertrag Stoppeln H2 (Tabelle 21) signifikant durch die Bewässerung erhöht. Die Hypothese 4 wird für diese Parameter angenommen. Eine signifikant negative Auswirkung der Bewässerung ist in keinem Fall aufgetreten. Die Luzerne ist in der Wachstumsperiode empfindlich gegen unregelmäßigen Niederschlag (Marble 1989). Der positive Effekt der Bewässerung war wahrscheinlich nicht allein auf die Wassermenge zurückzuführen, sondern auch auf die regelmäßigeren Verfügbarkeit des Wassers, da die Bewässerung nach den Wetterverhältnissen ausgerichtet war und möglichst in den Trockenperioden gegossen wurde.

4.6. Haupteffekt Rhizobien

Da es bei der Rhizobienbeimpfung als Hauptfaktor und bei der Wechselwirkung der Rhizobien mit der Bewässerung und der inokulierten Mykorrhiza signifikante Ergebnisse gab, konnte davon ausgegangen werden, dass die Inokulationsmethode funktioniert hat. Das bedeutete, genügend Rhizobien hatten die Aufbringung aufs Feld sowie die Zeit bis zur Keimung der Luzerne überlebt und konnten sie besiedeln. Ein Freisetzungsversuch von Rhizobien (Keller et al. 1999) zeigte eine deutliche Abnahme der Bakterien innerhalb von zwei Wochen, 1 % der Rhizobien war jedoch nach einem Jahr in den Luzerne-Freilandparzellen noch nachweisbar, wurde eine Wirtspflanze (Luzerne) angebaut, waren auch nach 3,5 Jahren noch ausgebrachte Rhizobien vorhanden. Eine entscheidende Rolle für die rasche Infektion der Pflanzenwurzel spielt auch die unmittelbare Nähe der Rhizobien zum keimenden Samen, da die Verbreitung der Bakterien passiv erfolgt. Die in meinem Versuch ausgebrachten Rhizobien (*Sinorhizobium meliloti*) erwiesen sich gegenüber den autochthonen Mikroorganismen, den signifikanten Ergebnissen nach zu schließen, als konkurrenzfähig.

Hypothese 1 geht davon aus, dass die Rhizobieninokulation die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N₂-Fixierleistung der Luzerne erhöht. Die Rhizobieninokulation verringerte jedoch die Biomasse der Luzerne bei den Parametern Stängel TG H1 (Tabelle 17), Stängelanzahl H2 (Tabelle 18) und Pflanzenhöhe H2 (Tabelle 19). Eine Ertragssteigerung kam nicht vor. Die Hypothese 1 trifft daher nicht zu. Die inokulierten Rhizobien verbrauchten anscheinend mehr Kohlenstoff der Luzerne als sie mit ihren positiven Eigenschaften ausgleichen konnten, was zu einer Verringerung einiger Parameter führte. Die N₂-Fixierung verbraucht viel Energie, was zu einem hohen Verbrauch von C-Assimilaten führt. Mindestens 25 % des Kohlenstoffs, der für das Sprosswachstum nötig ist, wird für die N₂-Reduktion verbraucht (Schulze 2004). Momentan gibt es mehrere Theorien zur Regulation der N₂-Fixierung, aber mit keiner Theorie können alle Aspekte der N₂-Fixierung erklärt werden (Schulze 2004).

Die Rhizobienbeimpfung allein war nicht günstig, da es aber signifikante Wechselwirkungen von Rhizobien und Bewässerung oder Rhizobien und Mykorrhiza gab, folgt, dass die Wirkung der Rhizobien von den Umständen, wie Bewässerung oder Co-Inokulation mit Mykorrhiza abhängt und je nachdem auch positiv sein kann.

4.7. Haupteffekt Mykorrhiza

Die Hypothese 2 nahm an, dass die Mykorrhizainokulation die Biomassebildung, den N-Gehalt und die N₂-Fixierleistung der Luzerne erhöht. Die Mykorrhizainokulation zeigte jedoch keinen positiven Effekt sondern verringerte die Stängelanzahl der Luzerne bei der ersten Ernte (Tabelle 18) signifikant. Auf die anderen Parameter der Biomasse und auf die N₂-Fixierleistung hatte die Mykorrhizainokulation keine Auswirkung. Die Hypothese 2 trifft daher nicht zu. Bis zu 20 % der Kohlenstoffassimilate der Pflanze werden von den Mykorrhiza-Symbionten verbraucht (Auge 2001, Franken 2010). Die starke Mykorrhizakolonisierung (> 50 %) könnte bei geringem P-Gehalt im Boden, es wird von etwa 20 mg P₂O₅/100 g Boden ausgegangen, und einer dadurch bedingten geringen Anlieferung durch die Mykorrhiza, zu hohen C-Kosten für die Pflanze und damit zu einer Wachstumsdepression geführt haben (Smith et al. 2009). Die alleinige Inokulation mit Mykorrhiza war anscheinend nicht so effizient wie die autochthone und hatte die Luzerne eher belastet. Da es aber signifikante Wechselwirkungen zwischen Mykorrhiza und Bewässerung oder Rhizobien gab, folgt, dass die Wirkung der Mykorrhiza von den Umständen abhängt wie Bewässerung oder Co-Inokulation mit Rhizobien und je nachdem auch positiv sein kann.

5. Schlussfolgerung und Ausblick

Die Bewässerung hatte trotz des hohen, natürlichen Niederschlags im Versuchsjahr eine ertragsfördernde Wirkung. Auch die Mykorrhiza- und Rhizobieninokulation standen in signifikanter Wechselwirkung mit der Bewässerung. Nur mit Bewässerung hatte das Mykorrhizainokulum eine positive Auswirkung. Bei der Beimpfung mit Rhizoben war es umgekehrt, der Effekt war ohne Bewässerung positiv, wenn auch weniger ausgeprägt als bei der Mykorrhizainokulation. Das zeigte, dass die Wasserversorgung der Kultur bei der Beimpfung mit Rhizobien und Mykorrhiza eine Rolle spielte und deren Auswirkung beeinflusste. Die Mykorrhizabeimpfung führte zu einem höheren Wasserbedarf der Luzerne und trägt somit nicht unbedingt zu einer größeren Trockentoleranz der Wirtspflanze bei. Um den Wasserbedarf durch die Beimpfung nicht zusätzlich zu erhöhen, wäre es sinnvoll, die Selektion bei der Inokulumproduktion auch auf einen geringen Wasserverbrauch der Symbiose auszurichten.

Bei den am Standort vorhandenen autochthonen Mykorrhizapilzen war diese Anpassung den Ergebnissen nach zu schließen vorhanden. Die Menge und Effektivität der natürlichen Symbionten dürfte ausreichend gewesen sein, um ein gutes Wachstum der Luzerne zu gewährleisten. Das wurde durch die oft gleich guten und teilweise besseren Ergebnisse (siehe Rhizobien und Mykorrhiza als Hauptfaktoren) der beimpften Varianten im Vergleich zu den nicht beimpften Varianten bestätigt. Mit und ohne Bewässerung reagierten die nicht inokulierten Varianten gegenteilig wie die inokulierten. Die Variante ohne Bewässerung und Mykorrhizabeimpfung hatte denselben positiven Effekt auf viele Parameter (z.B. die Gesamtbiomasse) wie die Variante mit Bewässerung und mit Mykorrhizabeimpfung. Die Bedingungen des ökologischen Landbaus scheinen den natürlichen Symbionten der Luzerne einen sehr guten Lebensraum zu bieten. Der Verzicht auf Pflanzenschutzmittel, leichtlösliche Mineraldünger und der höhere Kohlenstoffgehalt des Bodens im ökologischen Landbau dürften der Grund dafür sein.

Die Doppelbeimpfung mit Rhizobien und Mykorrhiza hatte entgegen der Erwartungen fast keine Auswirkung auf die Luzerne. Die Verwendung von Rhizobien- und Mykorrhizainokulum führte in diesem Versuch zu keiner wesentlichen Ertragssteigerung oder Erhöhung der N₂-Fixierleistung. Die Rhizobieninokulation hatte ohne Bewässerung eine positive Auswirkung auf die Stängelbiomasse und die N-Fixierleistung der Wurzeln bei einer Ernte, für eine Inokulationsempfehlung zur Ertragssteigerung bei Trockenheit war der Effekt jedoch zu gering. Die Mykorrhizabeimpfung ist unter den untersuchten Bedingungen nicht zu empfehlen, ebenso wenig die Co-Inokulation.

Im System, das Pflanzen mit ihren Symbionten und ihrer Umwelt bilden, ist noch sehr viel unbekannt. Die Übertragung der zahlreichen, unter kontrollierten Bedingungen erlangten Erkenntnisse ins Freiland sind ein wichtiger nächster Schritt, um die Auswirkung der Beimpfung besser abschätzen zu können. Vor allem auch die Einbeziehung und Erforschung der autochthonen Symbionten, deren Nutzung und Förderung und die Auswirkung der landwirtschaftlichen Praxis auf ihre Leistungsfähigkeit scheint interessant. Die Effektivität der Inokulate könnte durch eine standortangepasste Co-Selektion der Symbionten erhöht werden und die Pflanzenproduktion im Sinne einer nachhaltigen Landwirtschaft verbessern.

6. Zusammenfassung

In vorliegendem Versuch wurde der Einfluss der Inokulation von *Medicago sativa* L. cv. Sittel (Luzerne) mit *Sinorhizobium meliloti* und den arbuskulären Mykorrhizapilzen *Glomus etunicatum*, *Glomus intraradices* und *Glomus claroideum* auf das Wachstum, den Ertrag und die Stickstofffixierleistung untersucht. Die Auswirkungen der Mikroorganismen mit Bewässerung und mit natürlichem Niederschlag wurden in acht Varianten in einem einjährigen Feldversuch getestet. Der Versuch fand unter den Bedingungen des ökologischen Landbaus in der Ackerbauregion Marchfeld im Osten Österreichs statt. Zur Ermittlung der Stickstofffixierleistung der Luzerne wurde die ¹⁵N-Verdünnungsmethode verwendet, als Referenzpflanze diente Gras.

Die Bewässerung hatte trotz eines niederschlagsreichen Versuchsjahres eine signifikant positive Wirkung auf die Biomasse und den N-Gehalt der Luzerne. Zwischen der Bewässerung und den Beimpfungen mit Mykorrhiza und Rhizobien zeigten sich deutliche Wechselwirkungen. Die Mykorrhizainokulation erhöhte mit Bewässerung die Gesamtbiomasse und den N-Gehalt, ohne Bewässerung führte die Mykorrhiza jedoch zu einer Verringerung der Gesamtbiomasse und des N-Gehalts der Luzerne. Die Beimpfung mit *Sinorhizobium meliloti* hatte ohne Bewässerung eine positive Auswirkung auf die Stängelbiomasse und den N-Gehalt der Luzerne. Die Wechselwirkung zwischen Rhizobien und Bewässerung war jedoch nicht so deutlich wie jene zwischen Mykorrhiza und Bewässerung. Wider Erwarten zeigte die Co-Inokulation mit Mykorrhiza und Rhizobien fast keinen Effekt auf die Luzerne.

Die Folgewirkungen der Mykorrhizabeimpfung könnten an einer erhöhten Transpirationsrate der Luzerne liegen, die bei einigen Taxa und besonders bei *G. etunicatum* beobachtet wurde. Die verwendeten Rhizobien dürften besser an die Bedingungen des natürlichen Niederschlags angepasst gewesen sein.

7. Abstract

This study evaluates the effect of *Sinorhizobium meliloti* and arbuscular mycorrhizal fungi on growth, yield and biological nitrogen fixation of *Medicago sativa* L. cv. Sitel in a single growing season field trial under organic farming conditions. The impact of the used symbiotic microorganisms *Sinorhizobium meliloti*, *Glomus etunicatum*, *Glomus intraradices* and *Glomus claroideum* was tested in Eastern Austrian agricultural region of Marchfeld in rain fed conditions and with irrigation. The ¹⁵N-dilution method was operated for estimating the biological nitrogen fixation, furthermore grass was used as reference plant.

Irrigation had a significantly positive effect on plant biomass and nitrogen contents of the plants, despite the relatively high precipitation during the experiment period. Also the interaction between the kind of water supply and the management of microorganisms was significant, but inoculations with mycorrhiza and rhizobacteria seemed to have contrasting effects on plant biomass and nitrogen contents. The interaction of mycorrhiza and *S. meliloti* did not influence the measured parameters significantly.

Mycorrhiza inoculation under irrigated conditions affected the total amount of alfalfa biomass and nitrogen contents positively, whereas under rain fed conditions mycorrhiza inoculation reduced the total amount of alfalfa biomass and nitrogen contents.

S. meliloti inoculation seemed to enhance biomass production and nitrogen contents of the roots on plots without irrigation.

This difference can be explained by a higher transpiration rate by some mycorrhiza taxa, especially *G. etunicatum*, and a better adaptation of *S. meliloti* on water supply under rain fed conditions.

8. Quellenverzeichnis

- Allen, M. (1991): The ecology of mycorrhiza. Cambridge University Press, p. 22-25.
- Allen, J. W., Shachar-Hill, Y. (2009): Sulfur transfer through an arbuscular mycorrhiza. *Plant Physiology*, Volume 149, Issue 1, p. 549-560.
- Ames, R. N., Thiagarajan, T. R., Ahmad, M. H., McLaughlin, W. A. (1991): Co-selection of compatible rhizobia and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for cowpea in sterilized and non-sterilized soils. *Biology and Fertility of Soils* Volume 12, Issue 2, p. 112-116.
- Antolin, M. C., Yoller, J., Sanchez-Diaz, M. (1995): Effects of temporary drought on nitrate-fed and nitrogen-fixing alfalfa plants. *Plant Science*, Volume 107, Issue 2, p. 159-165.
- Ardakani, M. R., Pietsch, G., Wanek, W., Schweiger, P., Moghaddam, A., Friedel, J. K. (2009a): Nitrogen fixation and yield of lucerne (*Medicago sativa* L.), as affected by co-inoculation with *Sinorhizobium meliloti* and arbuscular mycorrhiza under dry organic farming conditions. *American-Eurasian Journal of Agricultural and Environmental Science*, Volume 6, No. 2, p. 173-183.
- Ardakani, M. R., Pietsch, G., Moghaddam, A., Raza, A., Friedel, J. K. (2009b): Response of root properties to tripartite symbiosis between lucerne (*Medicago sativa* L.), rhizobia and mycorrhiza under dry organic farming conditions. *American Journal of Agricultural and Biological Science*, Volume 4, Issue 4, p. 266-277.
- Augé, R. (2004): Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations. *Canadian Journal of Soil Science*, Volume 84, Issue 4, p. 373-381.
- Augé, R. (2001): Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, Volume 11, Issue 1, p. 3-42.
- Azcón-Aguilar, C., Barea, J. M. (1981): Field inoculation of *Medicago* with V-A mycorrhiza and *Rhizobium* in phosphat-fixing agricultural soil. *Soil Biology and Biochemistry*, Volume 13, Issue 1, p.19-22.
- Azcón, R., Rubio, R., Barea, J. M. (1991): Selective interactions between different species of mycorrhizal fungi and *Rhizobium meliloti* strains, and their effects on growth, N₂-fixation (¹⁵N) and nutrition of *Medicago sativa* L. *New Phytologist*, Volume 117, Issue 3, p. 399-404.
- Barea, J. M., Azcón-Aguilar, C., Azcón, R. (1987): Vesicular-arbuscular mycorrhiza improve both symbiotic N₂ fixation and N uptake from soil as assessed with a ¹⁵N technique under field conditions. *New Phytologist*, Volume 106, No. 4, p. 717-725.
- Barea, J. M., Werner, D., Azcón-Guilar, C., Azcón, R. (2005): Interactions of arbuscular mycorrhiza and nitrogen-fixing symbiosis in sustainable agriculture. In: *Nitrogen Fixation in Agriculture, Forestry, Ecology and the Environment*. D. Werner and W. E. Newton, p. 199-222.
- Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., Malajczuk, N. (1996): Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. *ACIAR Monograph* 32. 374 + xp. And: <http://mycorrhizas.info/method.html>
- Bryla, D. R., Duniway, J. M. (1998): The influence of the mycorrhiza *Glomus etunicatum* on drought acclimation in safflower and wheat. *Physiologia Plantarum*, Volume 104, Issue 1, p. 87-96.
- Chalk, P. M., Ladha, J. K. (1999): Estimation of legume symbiotic dependence: an evaluation of techniques based on ¹⁵N dilution. *Review, Soil Biology and Biochemistry*, Volume 31, Issue 14, p. 1901-1917.

- Chalk, P. M., Souza, R. de F., Urquiaga, S., Alves, B. J. R., Boddey, R. M. (2006): The role of arbuscular mycorrhiza in legume symbiotic performance. *Soil Biology and Biochemistry*, Volume 38, Issue 9, p. 2944-2951.
- Chao, W., Alexander, M. (1982): Influence of soil characteristics on the survival of *Rhizobium* in soils undergoing drying. *Soil Science Society of America Journal*, Volume 46, Issue 5, p. 949-952.
- De Aguilar, C.A.-G., Azcon, R., Barea, J.M. (1979): Endomycorrhizal fungi and *Rhizobium* as biological fertilizers for *Medicago sativa* in normal cultivation. *Nature*, Volume 279, Issue 5711, p. 325-327.
- Erdoğan, A. (1995): Wirkung einer Beimpfung mit vesikulär-arbuskulären Mykorrhiza-Pilzen und *Rhizobium*-Bakterien auf den Ertrag und die Qualität von Futterleguminosen unter Feldbedingungen. Dissertation, Justus-Liebig-Universität, Gießen.
- Fink, J. (1955): Verhandlungen der geologischen Bundesanstalt, Sonderheft D: Beiträge zur Pleistozänforschung in Österreich, Exkursionen zwischen Salzach und March; Abschnitt Wien-Marchfeld-March.
- Freyer, B., Friedel J. K., Vogel C., Pietsch G. und Ehrmann O. (2000): Monitoring von Bodenkennwerten in der Umstellung auf Ökologischen Landbau im Trockengebiet Ostösterreichs. Abschlussbericht Forschungsprojekt Nr. 1170 Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft.
- Frank, R. 1999: Bodenzustandsinventur des Schlags R1/2 der Versuchswirtschaft Großenzersdorf mittels Kriging- und Polynominterpolation. Diplomarbeit, Universität für Bodenkultur, Wien.
- Franken, P. (2010): Molecular-physiological aspects of the AM symbiosis post penetration. In: *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Funktion*. Koltai, H., Kapulnik, Y., Springer, p. 93-116.
- Goh, K. M. (1997): Effects of multiple reference plants, season, and irrigation on biological nitrogen fixation by pasture legumes using the Isotope Dilution Method. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, Volume 38, Issue 13-14, p. 1841- 1860.
- Giovannetti, M., Avio, L., Sbrana C. (2010): Fungal spore germination and pre-symbiotic Mycelial growth - physiological and genetic aspects. In: *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*. H. Koltai and Y. Kapulnik, Springer, p. 3-32.
- Giovannetti, M., Mosse, B. (1980): An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist*, Volume 84, No. 3, pp. 489-500.
- Goicoechea, N., Antolín, M. C., Sánchez-Díaz, M. (1997): Influence of arbuscular mycorrhizae and *Rhizobium* on nutrient content and water relations in drought stressed alfalfa. *Plant and Soil*, Volume 192, No. 2, p. 261-268.
- Harley, J. (1989): The significance of mycorrhiza. *Mycological Research*, Volume 92, Issue 2, 129-139.
- Harrison, M. J. Pumplun, N., Breuillin, F. J., Noar, R. D., Park, H. (2010): Phosphate transporters in arbuscular mycorrhizal symbiosis. In: Koltai, H., Kapulnik, Y. (2010): *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Funktion*. Springer, p. 117-135.
- Heuwinkel, H. (1999): N₂-Fixierung von Körnerleguminosen: Aussagekraft und Weiterentwicklung vorhandener Messmethoden am Beispiel *Lupinus albus* L. Dissertation, Technische Universität München.

- Jakobsen, I., Rosendahl L. (2006): Carbon flow into soil and external hyphae from roots of mycorrhizal cucumber plants. *New Phytologist*, Volume 115, Issue 1, p. 77-83.
- Jakobsen, I., Smith, S. E., Smith, F. A. (2002): Function and diversity of arbuscular mycorrhizae in carbon and mineral nutrition. In: *Ecological Studies Vol. 157, Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Funktion*. Eds: H. Koltai, Y. Kapulnik, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, p. 75-92.
- Jia, Y., Gray, V. M., Straker, C. J. (2004): The influence of Rhizobium and arbuscular mycorrhizal fungi on nitrogen and phosphorus accumulation by *Vicia faba*. *Annals of Botany*, Volume 94, Issue 2, p. 251-258.
- Keller, M., Dresing, U., Schneiker, S., Selbitschka, W., Pühler, A. (1999): Freilandversuche mit leuchtmarkierten Rhizobien an zwei Standorten in Deutschland - erwartete und nicht erwartete Ergebnisse. In: *Biologische Sicherheit, Proceedings zum BMBF-Statusseminar 29. - 30. Juni 1999*, S. 85-93, Braunschweig. Und:
 Untersuchungen möglicher Auswirkungen gentechnisch veränderter Rhizobien auf die Bodenökologie. (1992 - 1996) GSF - Forschungszentrum für Umwelt und Gesundheit GmbH, Neuherberg; ZALF, Münchenberg; Universität Bielefeld; Universität Erlangen-Nürnberg; TÜV Südwest.
<http://www.biosicherheit.de/projekte/987.untersuchungen-auswirkungen-gentechnisch-veraenderter-rhizobien-bodenoekologie.html>
- Khalavati, M-A., Hu, Y., Mozafar, U. (2005): Quantification of water uptake by arbuscular mycorrhizal hyphae and its significance for leaf growth, water relations, and gas exchange of barley subjected to drought stress. *Plant Biology*, Volume 7, Issue 6, p. 706-712.
- Klironomos, J. (2003): Variation in plant response to native and exotic arbuscular mycorrhizal fungi. *Ecology*, Volume 84, Issue 9, p. 2292-2301.
- Kneip, C., Lockhart, P., Voß, Ch., Maier, U. (2007): Nitrogen fixation in eukaryotes – New models for symbiosis. *BMC Evolutionary Biology*, Volume 7, Article number 55.
- Koide, R. T. (1991): Nutrient supply, nutrient demand and plant response to mycorrhizal infection. *New Phytologist* Volume 117, Issue 3, 365-386.
- Kucey, R. M. N., Paul, E. A. (1982): Carbon flow, photosynthesis, and N₂ fixation in mycorrhizal and nodulated faba beans (*Vicia faba* L.). *Soil Biology and Biochemistry*, Volume 14, Issue 4, p. 407-412.
- Larimer, A. L., Bever, J. D., Clay, K. (2010): The interactive effects of plant microbial symbionts: a review and meta-analysis. *Symbiosis* Volume 51, Issue 2, 139-148.
- Ledgard, S. F. and Steele, K. W. (1992): Biological nitrogen fixation in mixed legume/grass pastures. *Plant and Soil*, Volume 141, Issue 1-2, p. 137-153.
- Manzon, A., Azcón, R. (1996): Relevance of mycorrhizal fungal origin and host plant genotype to inducing growth and nutrient uptake in *Medicago* species. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, Volume 60, Issue 1, p. 9-15.
- Marble, V. L. (1989): *Fodders for the Near East: Alfalfa*. FAO Plant Production and Protection Paper 97/1.
- McAuliffe, C., Chamblee, D. S., Uribe-Arango, H. und Woodhouse, W. W. (1958): Influence of inorganic nitrogen on nitrogen fixation by legumes as revealed by N¹⁵. *Agronomy Journal* 50: 334 – 337.
- Neumann, E., George, E. (2010): Nutrient uptake: The arbuscular mycorrhiza fungal symbiosis as a plant nutrient acquisition strategy. In: *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*. Eds: H. Koltai, Y. Kapulnik, Springer, p. 137-167.

- Newman, E. I. (1966): A method of estimating the total length of root in a sample. *Journal of Applied Ecology*, 3, 139.
- Olsson, P. A., Jakobsen, I., Wallander, H. (2002): Foraging and resource allocation strategies of mycorrhizal fungi in a patchy environment. In: *Ecological Studies Vol. 157, Mycorrhizal Ecology*. Eds.: M. G. A. van der Heijden und I. R. Sanders, Springer, Heidelberg, p. 93-115.
- ÖNORM L 1091 (1999a): Chemische Bodenuntersuchungen - Bestimmung von mineralischem Stickstoff - Nmin-Methode.
- Pietsch, G. (2004): N₂-Fixierungsleistung und Wasserverbrauch von Futterleguminosen im Ökologischen Landbau unter den klimatischen Bedingungen der pannonischen Region Österreichs. Dissertation, Universität für Bodenkultur, Wien.
- Pietsch, G., Friedel, J. K. (2005): The extended ¹⁵N isotope dilution method to estimate nitrogen fixation of different lucerne stands. 6th Austrian Stable Isotope User Group Meeting, 3-4.11. 2005, University of Vienna, Vienna Ecology Center, Althanstraße.
- Ried, D. J. (2002): Towards ecological relevance - progress and pitfalls in the path towards an understanding of mycorrhizal function in nature. In: *Ecological Studies Vol. 157, Mycorrhizal Ecology*. Eds.: M. G. A. van der Heijden und I. R. Sanders, Springer, Heidelberg, p. 1-29.
- Ruiz-Lozano, J. M., Aroca, R. (2010): Host response to osmotic stresses: Stomatal behavior and water use efficiency of arbuscular mycorrhizal plants. In: *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Funktion*. Eds: H. Koltai, Y. Kapulnik, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, p. 239-256.
- Ruiz-Lozano, J. M., Azcón, R. (1995): Hyphal contribution to water uptake in mycorrhizal plants as affected by the fungal species and water status. *Physiologia Plantarum*, Volume 95, Issue 3, p. 472-478.
- Ruiz-Lozano, J. M., Azcón, R., Gomez, M. (1995): Effects of arbuscular-mycorrhizal *Glomus* species on drought tolerance: Physiological and nutritional plant responses. *Applied and Environmental Microbiology*, Volume 61, Issue 2, p. 456-460.
- Sadowsky, M. J. (2005): Soil stress factors influencing symbiotic nitrogen fixation. In: *Nitrogen Fixation in Agriculture, Forestry, Ecology, and the Environment*. D. Werner and W. E. Newton, Springer, p. 89-112.
- Sanchez-Diaz, M., Pardo, M., Antolin M., Pena, J., Aguirreolea J. (1990): Effect of water stress on photosynthetic activity in the *Medicago-Rhizobium-Glomus* symbiosis. *Plant Science*, Volume 71, Issue 2, p. 215-221.
- Shearer G., Kohl, D. (1986): N₂-Fixation in Field Settings: Estimations based on natural ¹⁵N abundance. *Australian Journal of Plant Physiology*, Volume 13, Issue 6, p. 699-756.
- Schulze J. (2004): How are nitrogen fixation rates regulated in legumes? *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, Volume 167, Issue 2, p. 125-137.
- Smith, F. A., Grace, E. J., Smith, S. E. (2009): More than a carbon economy: nutrient trade and ecological sustainability in facultative arbuscular mycorrhizal symbioses. *New Phytologist*, Volume 182, Issue 2, 347-358.
- Smith, S. E., Read, D. J. (2008): *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, London.
- Sutton, J. C., Sheppard, B. R. (1976): Aggregation of sand-dune soil by endomycorrhizal fungi. *Canadian Journal of Botany* 54(3-4), Canada, p. 326-333.

- Tate, R.L. (2000): Soil Microbiology (Symbiotic Nitrogen Fixation), p. 376-403. John Wiley & Sons, Inc., New York.
- Van der Heijden, M. G. A., Klironomos J. N., Ursic M., Moutoglis P., Streitwolf-Engel R., Boller T., Wiemken A, Sanders, I. R. (1998): Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*, Volume 396, Issue 6706, p. 69–72.
- Van der Heijden, M. G. A., Sanders, I. R. (2002): Mycorrhizal Ecology: Synthesis and Perspectives. In: *Ecological Studies*, Vol. 157, Mycorrhizal Ecology, Eds.: M. G. A. van der Heijden und I. R. Sanders, Springer, Heidelberg, p. 441-456.
- Vázquez, M. M., Azcón, R., Barea, J. M. (2001): Compatibility of a wild type and its genetically modified *Sinorhizobium* strain with two mycorrhizal fungi on *Medicago* species as affected by drought stress. *Plant Science*, Volume 161, Issue 2, p. 347 – 358.
- Vierheilig, H., Coughlan, A. P., Wyss, U., Piché, Y. (1998): Ink and vinegar, a simple staining technique for arbuscular-mycorrhizal fungi. *Applied and Environmental Microbiology*, Volume 64, Issue 12, p. 5004–5007.
- Viets, F.G. (1972): Water deficits and nutrient availability. In: *Water deficits and plant growth*. Eds.: Kozłowski, T. T., Volume 3. Academic Press, New York, p. 217–239.
- Zahran, H. H. (1999): Rhizobium-legume symbiosis and nitrogen fixation under severe conditions and in an arid climate. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, Volume 63, No. 4, p. 968-989.

9. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Das Bundesland Niederösterreich mit der Region Marchfeld (orange) östlich von Wien (links) und die Gemeinden des Marchfelds (rechts).	13
Abbildung 2: Terrassen des Marchfelds (Fink 1955).....	14
Abbildung 3: Monatliches Temperaturmittel und monatliche Niederschlagssumme 2008 und im langjährigen Mittel (1971-2000) am Versuchsstandort.	15
Abbildung 4: Versuchsplan.....	18
Abbildung 5: Plan einer Luzerne-Parzelle mit den Ernteflächen und Probenentnahmepunkten.....	18
Abbildung 6: Niederschlag und Bewässerungsanteil der bewässerten Varianten	22
Abbildung 7: Die gefärbten Wurzeln werden in der Petrischale mit etwas Alkohol gleichmäßig verteilt und die Mykorrhizierung unter dem Binokular bestimmt.	27
Abbildung 8: Bestimmung der Mykorrhizierung. Entlang ausgewählter Linien werden die Schnittpunkte mit mykorrhizierten Wurzeln und nicht mykorrhizierten Wurzeln gezählt. Entscheidend ist, ob Mykorrhiza direkt am Kreuzungspunkt vorhanden ist oder nicht (Abbildungen Brundrett et al. 1996).	27
Abbildung 9: Nitrat-Stickstoffgehalt vor der Aussaat (März), nach der ersten Ernte (Juli) und nach der zweiten Ernte (September) in drei Bodentiefen der jeweiligen Luzerne-Variante.....	32
Abbildung 10: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza-Inokulum (M) auf den Nitratstickstoff in der Bodenschicht von 30-60 cm bei der ersten Ernte.	33
Abbildung 11: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza-inokulation (M) auf den volumetrischen Bodenwassergehalt in 0-30 cm Tiefe bei der zweiten Ernte.	35
Abbildung 12: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobien- (R) und Mykorrhiza-inokulation (M) auf den volumetrischen Bodenwassergehalt in 0-30 cm Tiefe bei der zweiten Ernte..	36
Abbildung 13: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza-Inokulum (M) auf das Wurzeltrockengewicht.	37
Abbildung 14: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza-Inokulum (M) auf die Mykorrhizierung.....	38
Abbildung 15: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza (M) auf die Wurzellänge.	38
Abbildung 16: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Rhizobium (R) auf das Stängelrockengewicht.....	40
Abbildung 17: Einfluss der Wechselwirkung von Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf das Spross/Wurzel-Verhältnis.	40
Abbildung 18: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobium (R) und Bewässerung (I) auf die Stängelzahl.	41
Abbildung 19: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza (M) auf den Blattflächenindex.....	41
Abbildung 20: Einfluss der Wechselwirkung von Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf das Trockengewicht der Stoppeln.	42
Abbildung 21: Einfluss der Wechselwirkung von Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf die gesamte Biomasse.	42
Abbildung 22: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobien (R), Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf das Trockengewicht der gesamten Biomasse.....	43
Abbildung 23: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobien (R), Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf die Stängelanzahl.	43

Abbildung 24: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza (M) auf den N-Ertrag	51
Abbildung 25: Einfluss der Wechselwirkung von Bewässerung (I) und Mykorrhiza (M) auf den Stickstoffgehalt der Stoppeln	51
Abbildung 26: Einfluss der Wechselwirkung der Mykorrhiza (M) und der Rhizobien (R) auf den N-Ertrag der Stoppeln.....	52
Abbildung 27: Einfluss der Wechselwirkung der Mykorrhiza (M), der Rhizobien (R) und der Bewässerung (I) auf den N-Ertrag des Sprosses.	52
Abbildung 28: Einfluss der Wechselwirkung der Mykorrhiza (M) und der Bewässerung (I) auf den N-Ertrag der Wurzeln.....	53
Abbildung 29: Einfluss der Wechselwirkung der Mykorrhiza (M) und der Bewässerung (I) auf die biologische N-Fixierung der Wurzeln.....	53
Abbildung 30: Einfluss der Wechselwirkung von Rhizobien (R) und Bewässerung (I) auf die N-Fixierleistung der Wurzeln. Es wurden logarithmierte Werte verwendet.	54
Abbildung 31: Einfluss der Wechselwirkung von Mykorrhiza (M) und Bewässerung (I) auf die N-Fixierung der Wurzeln. Es wurden logarithmierte Werte verwendet.....	54
Abbildung 32: Biomasse gesamt RxI	75
Abbildung 33: Stoppeln TG RxM.....	75
Abbildung 34: Blatt TG RxI.....	75
Abbildung 35: Spross/Wurzel-Verhältnis RxI	75
Abbildung 36: Blatt/Stängel-Verhältnis RxM	75
Abbildung 37: Sprossertrag gesamt	75
Abbildung 38: Pflanzenhöhe RxMxI	76
Abbildung 39: Wurzellänge RxI	76
Abbildung 40: Wurzellänge I	76
Abbildung 41: Wurzel TG RxI.....	76
Abbildung 42: N-Gehalt ganze Pflanze MxI	76
Abbildung 43: N-Gehalt Spross RxM	76
Abbildung 44: N-Ertrag Wurzeln RxI	77
Abbildung 45: Ndfa % I.....	77
Abbildung 46: N-Fixierung Stoppeln MxI.....	77
Abbildung 47: N-Fixierung Stoppeln RxM	77
Abbildung 48: Nmin I.....	77

10. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Bodenanalyse auf der Versuchsfläche (Frank 1999)	16
Tabelle 2: Fruchtfolgeplan der Versuchsfläche (Schlag Nr. 6, Größe 6 ha) von 1997-2008.....	16
Tabelle 3: Aufzählung der verschiedenen Varianten.....	17
Tabelle 4: Bestandteile des Mykorrhiza-Inokulums INOQ Agri (Charge V1/07), Firma INOQ GmbH.	19
Tabelle 5: Saatguttabelle <i>Medicago sativa</i> , Sorte Sitel.....	20
Tabelle 6: Saatguttabelle der Grasmischung mit Rotschwingel (<i>Festuca rubra</i>), Gewöhnlichem Knäuelgras (<i>Dactylis glomerata</i>), Gewöhnlichem Glatthafer (<i>Arrhenatherum elatius</i>), Deutschem Weidelgras (<i>Lolium perenne</i>).....	21
Tabelle 7: Bewässerung der Parzellen.....	22
Tabelle 8: Aufzählung der gemessenen und errechneten Parameter.....	25
Tabelle 9: Ergebnisse der Signifikanz des N-Gehalts im Boden (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse).....	33
Tabelle 10: Abhängigkeit des volumetrischen Bodenwassergehalts von den Hauptfaktoren Rhizobien, Mykorrhiza und Bewässerung bei der ersten Ernte in drei Bodentiefen.	34
Tabelle 11: Abhängigkeit des volumetrischen Bodenwassergehalts von den Hauptfaktoren Rhizobien, Mykorrhiza und Bewässerung bei der zweiten Ernte in drei Bodentiefen.	34
Tabelle 12: : Ergebnisse der Signifikanz des volumetrischen Wassergehalts im Boden (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse).....	35
Tabelle 13: Wurzelparameter der Luzerne in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung	36
Tabelle 14: Ergebnisse der Signifikanz der Wurzelparameter (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse).....	37
Tabelle 15: Ergebnisse der Signifikanz der oberirdischen Biomasse (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse).....	39
Tabelle 16: Biomasseparameter in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung	44
Tabelle 17: Blatt- und Stängelparameter in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobien, Mykorrhiza und Bewässerung	45
Tabelle 18: Biomasseparameter in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung	45
Tabelle 19: Pflanzenhöhe und LAI in Abhängigkeit der Faktor Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung	46
Tabelle 20: N % der Luzerne in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung	47
Tabelle 21: Der N-Ertrag der Luzerne in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung	47
Tabelle 22: Der Anteil des fixierten Stickstoffs (Ndfa %) in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung.....	48
Tabelle 23: Der Anteil des fixierten Stickstoffs (Nfix kg ha ⁻¹) in Abhängigkeit der Faktoren Rhizobium, Mykorrhiza und Bewässerung.....	49
Tabelle 24: Ergebnisse der Signifikanz der Wurzelparameter (Test der Zwischensubjekteffekte, univariate, mehrfaktorielle Varianzanalyse).....	50

11. Anhang

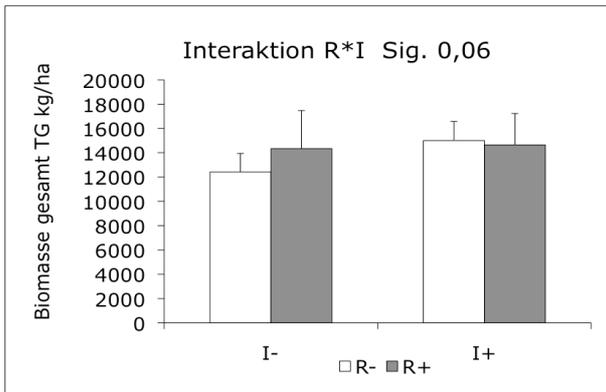


Abbildung 32: Biomasse gesamt RxI

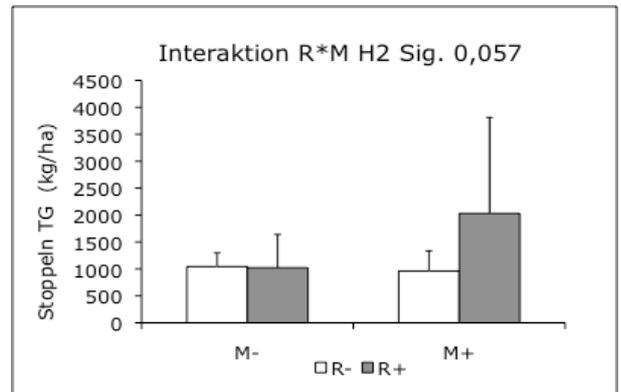


Abbildung 33: Stoppeln TG RxM

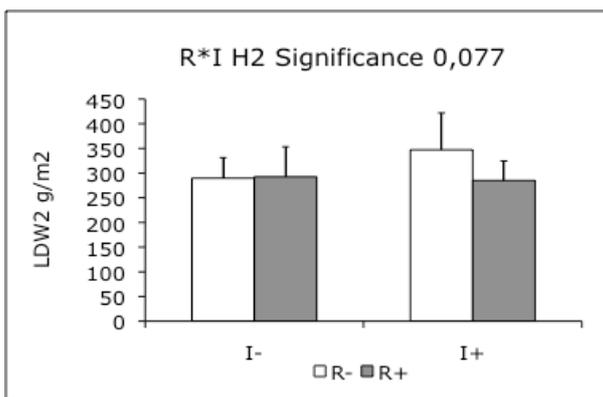


Abbildung 34: Blatt TG RxI

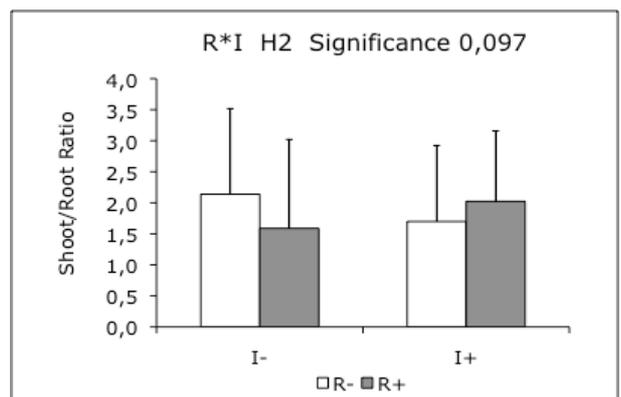


Abbildung 35: Spross/Wurzel-Verhältnis RxI

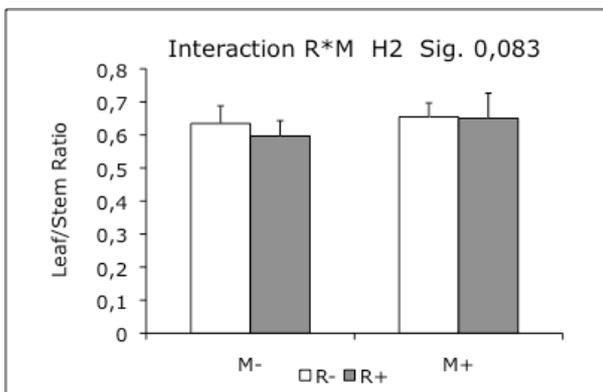


Abbildung 36: Blatt/Stängel-Verhältnis RxM

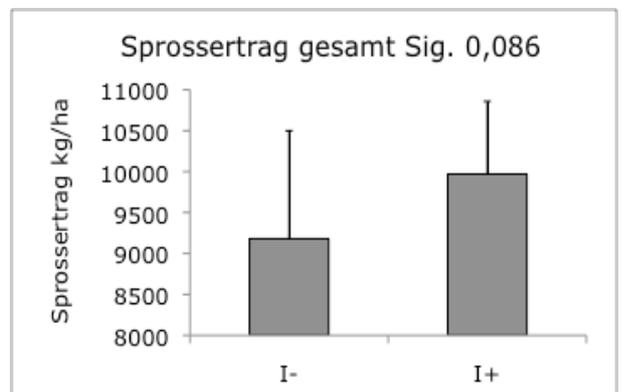


Abbildung 37: Sprossertrag gesamt

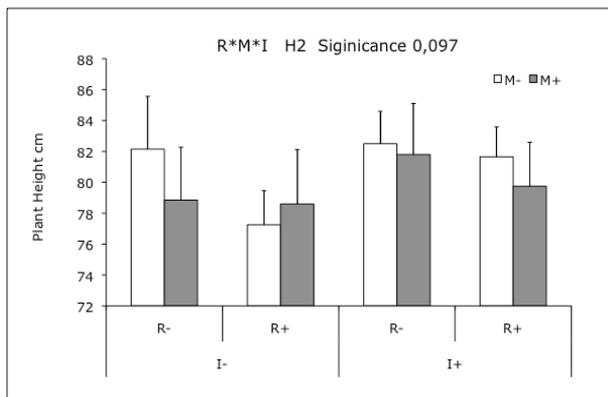


Abbildung 38: Pflanzenhöhe RxMxl

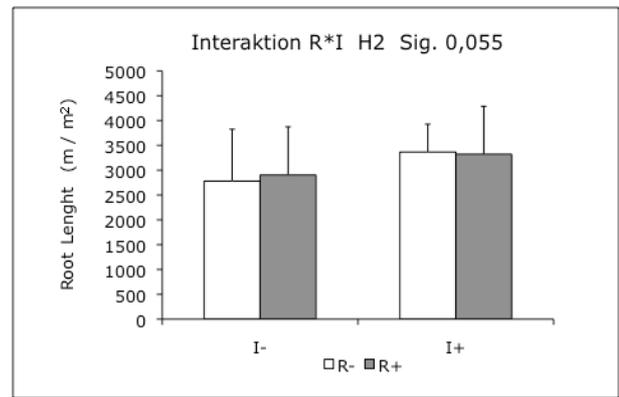


Abbildung 39: Wurzellänge RxI

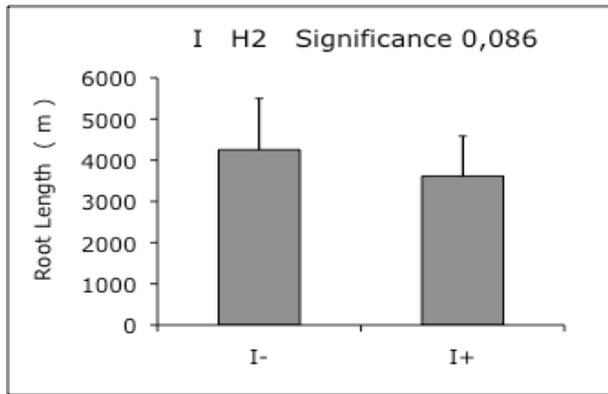


Abbildung 40: Wurzellänge I

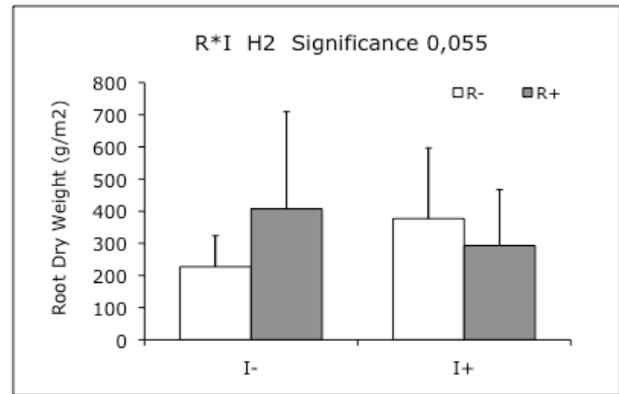


Abbildung 41: Wurzel TG RxI

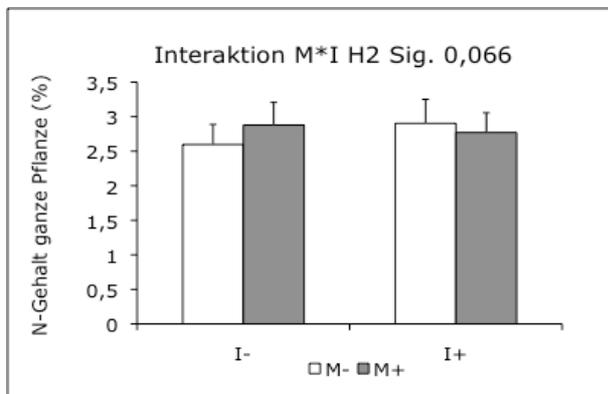


Abbildung 42: N-Gehalt ganze Pflanze Mxl

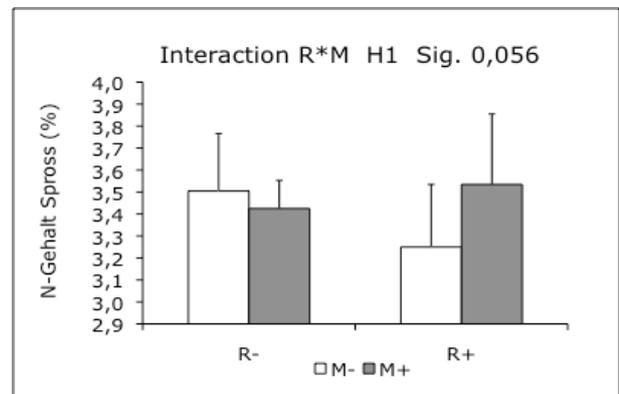


Abbildung 43: N-Gehalt Spross RxM

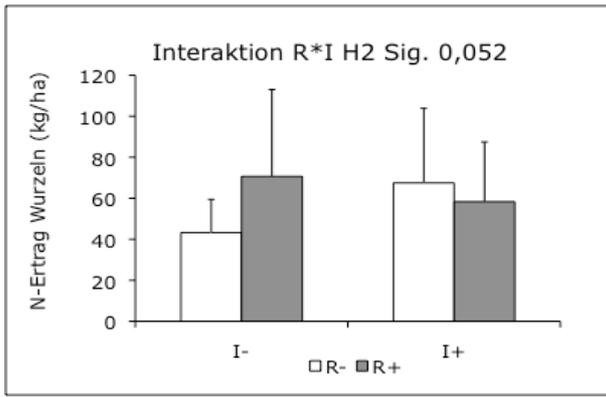


Abbildung 44: N-Ertrag Wurzeln RxI

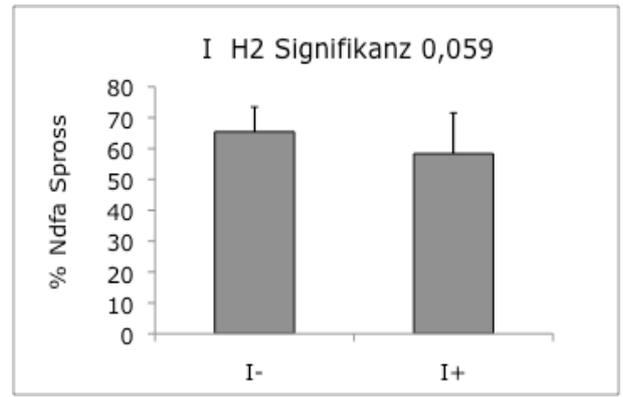


Abbildung 45: Ndfa % I

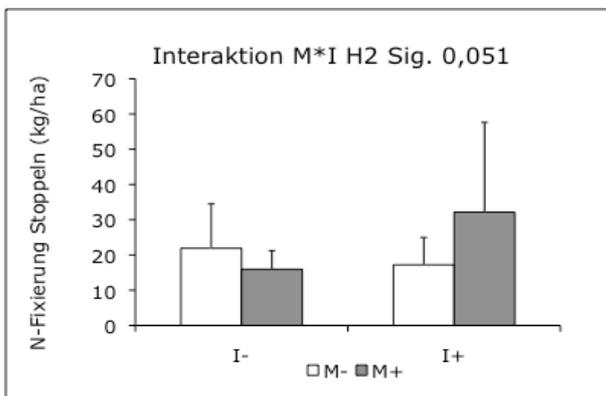


Abbildung 46: N-Fixierung Stoppeln MxI

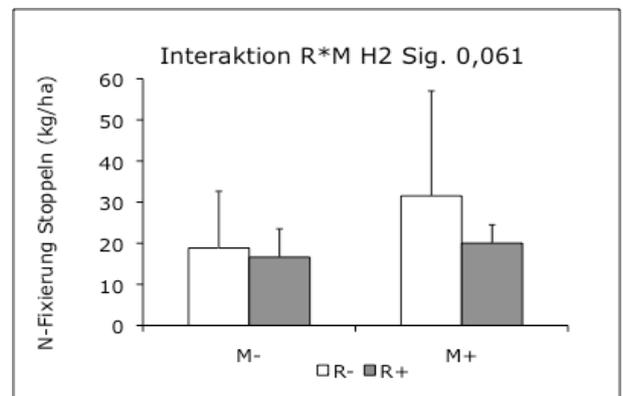


Abbildung 47: N-Fixierung Stoppeln RxM

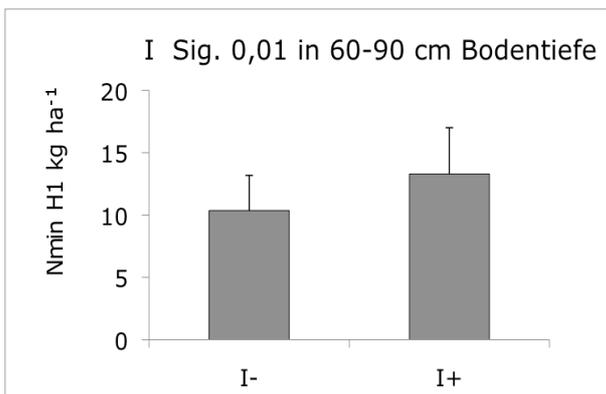


Abbildung 48: Nmin I

Lebenslauf

Persönliche Daten

Name	Lina Weissengruber
Geburtsdatum	24. Juni 1981
Geburtsort	Linz
Familienstand	ledig

Ausbildung

28.4.2011	Diplomprüfung
03/2005 - 04/2011	Diplomstudium Ökologie (Studienzweig), Universität Wien
10/2002 - 02/2005	Diplomstudium Biologie, Universität Wien
10/2001 - 09/2002	Studienberechtigungsprüfung
09/2000 - 07/2001	Lehre Damenkleidermacherin, mit Auszeichnung abgeschlossen
09/1988 - 07/2000	Freie Waldorfschule Linz