

**Untersuchungen zur Wirkung des arbuskulären  
Mykorrhizapilzes *G. intraradices* auf die Gesundheit  
und das Wachstum der Unterlagsrebe (5 BB)  
an salzbelasteten Standorten**

Dissertation zur Erlangung des akademischen Grades des  
Doktors der Naturwissenschaften (Dr. rer. nat.)

eingereicht im Fachbereich Biologie, Chemie, Pharmazie  
der Freien Universität Berlin

vorgelegt von

**Zahra Sabet**

Shiraz / Iran

Berlin, 2018

1. Gutachter: Prof. Dr. Rupert Mutzel

2. Gutachter: Prof. Dr. Rudolf K. Achazi

Disputation am 21.09.2018

## Inhaltsverzeichnis

<b>Inhaltsverzeichnis</b> .....	<b>II</b>
<b>Abbildungsverzeichnis</b> .....	<b>V</b>
<b>Tabellenverzeichnis</b> .....	<b>VII</b>
<b>Abkürzungsverzeichnis</b> .....	<b>IX</b>
<b>1 Einleitung</b> .....	<b>1</b>
1.1 Einfluss von Salz auf Pflanzenwachstum und Gesundheit.....	2
1.2 Mechanismen der Salztoleranz bei höheren Pflanzen .....	4
1.3 Steigerung der osmotischen Toleranz gegenüber Salzstress .....	5
1.4 Salinitätseffekte auf arbuskuläre Mykorrhizapilze .....	6
1.5 Mykorrhizasymbiosen .....	7
1.5.1 Bedeutung der Mykorrhiza für die Pflanzen .....	11
1.5.2 Die Rolle der Mykorrhiza zur direkten und indirekten Nährstofferschließung für die Pflanzen .....	13
1.5.3 Bedeutung von Mykorrhiza für Pflanzen gegenüber Umweltstress .....	14
1.5.4 Wirtschaftliche Vorteile der Mykorrhiza .....	16
1.6 Problemdarstellung und Lösungsansatz der Arbeit.....	18
1.7 Zielsetzung .....	19
<b>2 Material und Methoden</b> .....	<b>21</b>
2.1 Chemikalien .....	21
2.2 Biologische Materialien.....	22
2.2.1 Pflanzenmaterial .....	22
2.2.1.1 Kriterien bei der Auswahl der Rebenstecklinge (Unterlage 5BB).....	22
2.2.2 Herkunft und Charakterisierung der Versuchssubstrate.....	23
2.2.3 Eingesetzte Inokula .....	24
2.3 Versuchsdurchführung .....	24
2.3.1 Vorversuch .....	24
2.3.2 Hauptversuch .....	27
2.3.2.1 Versuchsbedingungen .....	28
2.3.2.2 Anpflanzen der Rebenstecklinge.....	30
2.3.2.3 Inokulumapplikation.....	30
2.3.2.4 Salzapplikation .....	30
2.3.2.5 Probenahmen .....	31
2.4 Auswertungsmethoden .....	32
2.4.1 Chemische Untersuchungsmethoden .....	32
2.4.1.1 Nährstoffe in den Weinreben.....	32
2.4.1.2 Nährstoffe im Versuchsboden .....	33
2.4.2 Biologische und biochemische Untersuchungsmethoden .....	34

2.4.2.1 Bestimmungen der Trockensubstanzerträge .....	34
2.4.2.2 Prolinbestimmung.....	34
2.4.2.3 Malondialdehydbestimmung.....	35
2.4.3 Mikrobiologische Untersuchungsmethoden.....	36
2.4.3.1 Anfärben der arbuskulären Mykorrhizapilze .....	36
2.4.3.2 Mikroskopische Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades .....	37
2.5 Statistische Auswertung .....	38
<b>3 Ergebnisse .....</b>	<b>41</b>
3.1 Vorversuche .....	41
3.1.1 Auswahl der Salzkonzentration .....	41
3.1.2 Auswahl der geeigneten Prüffaktoren .....	42
3.1.3 Zeit der Blattprobenahme .....	42
3.1.4 Ermittlung des richtigen Erntezeitpunkts .....	42
3.2 Hauptversuch .....	43
3.2.1 Bestimmung der Trockensubstanzerträge.....	44
3.2.2 Mykorrhizierungsgrad der Wurzeln.....	52
3.2.3 Prolingehalt in Weinrebenblättern .....	57
3.2.4 Malondialdehydgehalt in Weinrebenblättern .....	61
3.2.5 Nährstoffgehalte in den Rebpflanzen .....	68
3.2.6 Zusammenfassung ausgewählter Ergebnisse.....	80
<b>4 Diskussion .....</b>	<b>83</b>
4.1 Einfluss der AM <i>Glomus intraradices</i> auf die Biomasse der Rebstecklinge bei nativen Böden bei den Gefäßversuchen.....	87
4.2 Einfluss der AM <i>Glomus intraradices</i> auf die Biomasse der Rebstecklinge auf salzigen Böden bei den Gefäßversuchen.....	89
4.3 Prolin-Akkumulation als osmotische Anpassung bei den Rebstecklingen in den Gefäßversuchen .....	93
4.4 Malondialdehyd als Marker für oxidativen Stress bei den Rebstecklingen in den Gefäßversuchen .....	95
4.5 Arbuskuläre Mykorrhizierungseffekte des <i>Glomus intraradices</i> auf die Nährstoffaufnahme durch Rebpflanzen auf salzigen Boden .....	96
4.6 Rolle und Einfluss der Mykorrhizierung auf die Pflanzenentwicklung .....	101
4.7 Einflussfaktoren auf den Infektionsgrad .....	103
<b>5 Zusammenfassung / Summary .....</b>	<b>105</b>
<b>6 Ausblick.....</b>	<b>109</b>
<b>7 Literaturverzeichnis .....</b>	<b>111</b>
<b>Anhänge .....</b>	<b>X</b>
Anhang 1 .....	X
Einfluss von AM und NaCl auf den Prolin- und Malondialdehydgehalt in den Rebenblättern	



---

Anhang 2 .....	XIII
Prolin- und Malondialdehydgehalt in den Rebenblättern, Trockengewicht und AM- Infektionsgrad der Rebenwurzeln	
Anhang 3 .....	XVI
Chemische und physikalische Eigenschaften des Versuchsbodens, Nährstoffgehalten des Bodens	
<b>Danksagung</b> .....	<b>XIX</b>
<b>Eidesstattliche Versicherung</b> .....	<b>XX</b>

## Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Schematische Darstellung der Strukturen der arbuskulären Mykorrhiza; ALS: Arbuskel-ähnliche Struktur; ERM: Extraradikales Myzel (HILDERBRANT, 2001) .....	10
Abb. 2: Arbuskuläre Mykorrhizapilze, A: Sporen von arbuskulären Mykorrhizapilzen B: Ein Arbuskel von arbuskulären Mykorrhizapilzen, C: Vesikel eines Endomykorrhiza Pilzes in Luzerne-Wurzel ( <i>Medicago sativa</i> ), Trypanblau gefärbt (BOTHE und HILDEBRANDT, 2003) .....	10
Abb. 3: Skizze des Versuchsdesigns im Gewächshaus .....	28
Abb. 4: Versuchsaufstellung im Gewächshaus FU Berlin (17.07.2016).....	28
Abb. 5: Einfluss von AM und NaCl auf die Rebenwurzeln.....	46
Abb. 6a: Einfluss von AM auf die Trockenmasse der oberirdischen Pflanzenteile der Rebpfanzen im 1. Vegetationsversuch. (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, t-Test, p<0.05).....	47
Abb. 6b: Einfluss von AM auf die Trockenmasse der oberirdischen Pflanzenteile der Rebpfanzen im 2. Vegetationsversuch. (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, t-Test, p<0.05).....	47
Abb. 6c: Einfluss von AM auf die Trockenmasse der oberirdischen Pflanzenteile der Rebpfanzen im 3. Vegetationsversuch. (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, t-Test, p<0.05).....	48
Abb. 7: Negative Auswirkungen von Salzstress auf die Blätter, links = Blattnekrosen und Chlorosen, Rechts = hellfarbige, kleine und verkümmerte Blätter .....	52
Abb. 8: AM-Strukturen mit Arbuskel (A) , Hyphen (B) und Vesikeln (C) in der Rebenwurzel (Unterlage 5BB) .....	53
Abb. 9: Vergleich des AM-Infektionsgrads von AM-Pflanzen (AM- Inokulum) mit Kontrollpflanzen (AM-Autochthon) in allen drei Vegetationsversuchen (Mittelwert von AM-Pflanzen und Kontrollpflanzen; unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, t-Test, p<0.05).....	55
Abb. 10: Einfluss von NaCl auf AM-Infektionsgrad der Rebpfanzen in den drei Vegetationsversuchen. ( Mittelwert von ohne NaCl, NaCl I und NaCl II; unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede n=5, Tukey-Test, p < 0,05) .....	56
Abb. 11a: Einfluss von AM auf die Malondialdehyd-Konzentration der Weinblätter der zweiten Probeentnahme im 1. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, t-Test, p<0.05).....	63

Abb. 11b: Einfluss von AM auf die Malondialdehyd-Konzentration der Weinblätter der zweiten Probeentnahme im 2. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, t-Test, $p < 0.05$ ).....	64
Abb. 11c: Einfluss von AM auf die Malondialdehyd-Konzentration der Weinblätter der zweiten Probeentnahme im 3. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, t-Test, $p < 0.05$ ).....	64
Abb. 12: Einfluss der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> (AM) und NaCl auf die Kalium- und Calcium-Verhältnisse zu Natrium in den oberirdischen Pflanzen-teilen (A: K/Na-Verhältnisse, B: Ca/Na-Verhältnisse) und in den Wurzeln (C: K/Na-Verhältnisse, D: Ca/Na-Verhältnisse) im 1. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, Tukey-Test, $p < 0.05$ ) .....	77
Abb. 13: Einfluss der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> (AM) und NaCl auf die Kalium- und Calcium-Verhältnisse zu Natrium in den oberirdischen Pflanzen-teilen (A: K/Na-Verhältnisse, B: Ca/Na-Verhältnisse) und in den Wurzeln (C: K/Na-Verhältnisse, D: Ca/Na-Verhältnisse) im 2. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, Tukey-Test, $p < 0.05$ ) .....	78
Abb. 14: Einfluss der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> (AM) und NaCl auf die Kalium- und Calcium-Verhältnisse zu Natrium in den oberirdischen Pflanzen-teilen (A: K/Na-Verhältnisse, B: Ca/Na-Verhältnisse) und in den Wurzeln (C: K/Na-Verhältnisse, D: Ca/Na-Verhältnisse) im 3. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, Tukey-Test, $p < 0.05$ ) .....	79

## Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Leistungen der Pflanze für die Mykorrhiza (HERRMANN, 2010).....	12
Tab. 2: Leistungen der Pilze für die Pflanze (HERRMANN, 2010).....	13
Tab. 3: Übersicht zu Veränderungen in mykorrhizierten Pflanzen (DUGASSA et al., 1995) .....	16
Tab. 4: Chemische und physikalische Eigenschaften des Versuchsbodens.....	23
Tab. 5: Nährstoffgehalten des Bodens .....	23
Tab. 6: Übersicht zur Vorgehensweise der Salzzufuhr .....	26
Tab. 7: Übersicht über den Aufbau der Versuchsplanung.....	29
Tab. 8: Darstellung der Ergebnisse des F-Tests der zweifaktoriellen Varianzanalyse für den Einfluss von AM und NaCl auf das Trockengewicht der Weinstecklinge in drei Vegetations- versuchen .....	45
Tab. 9: Einfluss von AM auf die unterirdischen Pflanzenteile und sowie NaCl auf die unterirdische bzw. oberirdischen Pflanzenteile der Rebpflanzen in drei Vegetationsversuchen (V1, V2, V3) (die unter- schiedlichen Buchstaben in den Spalten innerhalb einer Haupt- oder Wechselwirkung weisen auf statistisch signifikante Unter- schiede zwischen den Varianten hin, n=5, Mittelwerte $\pm$ SD, t-Test, Tukey Test, $p < 0.05$ ).....	50
Tab. 10: Prozentuale Änderung der Biomasse.....	51
Tab. 11: Darstellung der Ergebnisse des F-Tests der zweifaktoriellen Varianzanalyse des Salzgehalt und Mykorrhiza-Inokulation auf den AM–Infektionsgrad der Rebenwurzeln in drei Vegetations- versuchen .....	54
Tab. 12: Prozentuale Änderung des AM-Infektionsgrades.....	57
Tab. 13: Darstellung der Ergebnisse des F-Tests der dreifaktoriellen Varianzanalyse für den Einfluss von Zeit, AM und NaCl auf die Prolin-konzentration ( $\mu\text{mol/g FM}$ ) in den Wein- rebenblättern in drei Vegetationsversuchen .....	58
Tab. 14: Einfluss von AM und NaCl auf die Prolinkonzentrationen ( $\mu\text{mol/g FM}$ ) in den Weinrebenblättern der zweiten Probe- entnahme (T2) in drei Versuchsvegetationen (V) (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in den Spalten unter- scheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte $\pm$ SD, t-Test, Tukey-Test, $p < 0.05$ ).....	60
Tab. 15: Prozentuale Änderung der Prolinkonzentration in den Weinreben- blättern.....	60
Tab. 16: Darstellung der Ergebnisse des F-Tests der dreifaktoriellen Varianzanalyse für den Einfluss von Zeit, Salzgehalt und der Mykorrhiza-Inokulation auf die Malondialdehydkonzentration ( $\text{nmol/g FM}$ ) in den Weinrebenblättern in drei Vegetations- versuchen .....	62
Tab. 17: Einfluss von NaCl auf die Malondialdehydkonzentrationen (MDA) ( $\text{nmol/g FM}$ ) in der Blattmasse der Rebpflanzen zum Zeitpunkt der zweiten Probeentnahme (T2) in allen drei Versuchsvegetationen (Werte mit unterschiedlichen	

Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte $\pm$ SD Tukey-Test, $p < 0.05$ ).....	66
Tab. 18: Prozentuale Änderung der Malondialdehydkonzentration (MDA) in den Weinrebenblättern.....	67
Tab. 19: Einfluss der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den oberirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 1. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte $\pm$ SD, Tukey-Test, $p < 0.05$ ).....	70
Tab. 20: Einfluss der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den unterirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 1. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte $\pm$ SD, Tukey-Test, $p < 0.05$ ).....	71
Tab. 21: Einfluss der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den oberirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 2. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte $\pm$ SD, Tukey-Test, $p < 0.05$ ).....	72
Tab. 22: Einfluss der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den unterirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 2. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, Mittelwerte $\pm$ SD, n=5, Tukey-Test, $p < 0.05$ ).....	73
Tab. 23: Einfluss der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den oberirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 3. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte $\pm$ SD, Tukey-Test, $p < 0.05$ ).....	74
Tab. 24: Einfluss der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den unterirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 3. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte $\pm$ SD, Tukey-Test, $p < 0.05$ ).....	75
Tab. 25 und 26 : Zusammenfassende übersicht des Einflusses von <i>Glomus intraradices</i> (AM) und NaCl auf die ausgewählten Prüffaktoren der Weinreben im Vergleich zu den Kontrollpflanzen.....	81

## Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung	oberird.	Oberirdisch
Abs	Absorption	o.g.	oben genannt
AM	arbuskuläre Mykorrhiza	ROS	Reaktive Sauerstoffspezies
ANOVA	one way Analysis of Variance	s.	siehe
Bidest.	destilliertes Wasser	s.o.	siehe oben
bzw.	beziehungsweise	SD	Standartabweichung
ca.	circa	T	Zeit
Co.	Kontrolle	Tab.	Tabelle
d. h.	das heißt	TBA	Thiobarbitursäure
DTP	Diethyltriäminpentaessigsäure	TCA	Trichloressigsäure
FM	Frischmasse	TG.	Trockengewicht
G.	Glomus	u.a.	unter anderem
h	Stunde	unterird.	unterirdisch
Hrsg.	Herausgeber	$U \times \text{min}^{-1}$	Umdrehungen pro Minute
JKI	Julius Kühn-Institut	V	Versuch
konz.	konzentriert	v.a.	Vor allem
Lsg.	Lösung	Veg.	Vegetation
MDA	Malondialdehyd	v/v	Volumenprozent
min	Minute	z. B.	zum Beispiel
ns	nicht Signifikant		

## 1 Einleitung

Pflanzen sind an ihren Standort gebunden und somit ständig wechselnden biotischen und abiotischen Faktoren ausgesetzt, denen sie sich anpassen müssen. Kommt es zu plötzlichen starken Abweichungen, können diese zu einer Stresssituation für die Pflanze führen. Als Stressfaktor wird jeder äußere Einfluss bezeichnet, der sich schädigend auf die Pflanze auswirkt (TAIZ & ZEIGER, 2000). Dazu zählen unter anderem die abiotischen Faktoren wie Hitze, Kälte, Niederschlag, Trockenheit sowie pH-Wert, Nährstoff- und Salzgehalt des Bodens. Trocken- und Salzstress spielen besonders in Bezug auf die Landwirtschaft eine immer größere werdende Rolle (SIEVERS, 2011).

Versalzung zählt zu den schwerwiegendsten Umweltproblemen, die die landwirtschaftliche Produktion weltweit limitieren. Sie stellt einen Prozess dar, der immer größere ökologische, aber zunehmend auch sozioökonomische Bedeutung erlangt (GIRI et al., 2003; FAO, 2005; AL-KARAKI 2006).

Unter Versalzung versteht man die Anreicherung von wasserlöslichen Salzen im Boden. Neben natürlicher Bodenversalzung führt v. a. die Bewässerung landwirtschaftlicher Nutzflächen in ariden Gebieten zur Versalzung. Versalzung landwirtschaftlicher Nutzflächen durch Bewässerung nimmt derzeit stetig zu. Weltweit sind schätzungsweise ein Viertel der bewässerten Flächen von Versalzungsschäden betroffen (LEWIS, 2002). Dies entspricht einer Fläche von mehr als 60 Mio. Hektar (BLUMWALD, 2001). Die globalen Kosten der durch die Bewässerung bedingten Versalzung, belaufen sich laut FAO (2005) auf 11 Milliarden US Dollar pro Jahr. Eine Bewässerung von Kulturpflanzen ist jedoch für die Nahrungsmittelsicherung unumgänglich. Insgesamt werden bereits 17% des nutzbaren Ackerlandes auf diese Weise kultiviert, wodurch ein Drittel der gesamten Nahrungsmittelproduktion gedeckt wird (MÜHLING, 2009).

Eine zunehmende Versalzung von Ackerflächen wird voraussichtlich verheerende globale Effekte haben, was zu einem Verlust von 30% in den nächsten 25 Jahren und bis zu 50% um die Mitte des 21. Jahrhunderts führt (WANG et al., 2003). Derzeit werden von 1,5 Milliarden Hektar Kulturfleichen auf der ganzen Welt etwa

77 Millionen Hektar (5%) durch überschüssigen Salzgehalt beeinflusst (SHENG et al., 2008). Hoher Bodensalzgehalt verursacht sowohl hyperionischen als auch hyperosmotischen Stress und kann zum Absterben der Pflanzen führen. Die Versalzung in einer gegebenen Landfläche hängt von verschiedenen Faktoren ab, wie z. B. der Verdunstungsmenge (wodurch sich die Salzkonzentration erhöhen kann) oder von der Menge des Niederschlags (was zu einer Abnahme der Salzkonzentration führen kann) (MAHAJAN & TUTEJA, 2005).

Hohe Salzkonzentration, insbesondere die Ablagerung des Salzes im Boden, kann die Grundstruktur des Bodens verändern, was zu einer verminderten Bodenporosität und damit zu einer geringeren Bodenbelüftung und Wasserleitfähigkeit führt. Hohe Salzablagerungen im Boden erzeugen eine niedrige Wasserpotentialzone im Boden, wodurch es für die Pflanze immer schwieriger wird, sowohl an Wasser als auch an Nährstoffe zu gelangen.

Die Grundphysiologie von hohem Salzstress und Trockenstress überlappt sich gegenseitig. Daher führt der Salzstress im Wesentlichen zu einem Wasserdefizitzustand in der Pflanze und nimmt die Form einer physiologischen Dürre an (MAHAJAN & TUTEJA, 2005). In den Pflanzen werden sowohl Dürre als auch Salinisierung in erster Linie als osmotischer Stress manifestiert, was zu einer Störung der Homöostase und Ionenverteilung in der Zelle führt (SERRANDO et al., 1999; ZHU, 2001).

### **1.1 Einfluss von Salz auf Pflanzenwachstum und Gesundheit**

Abiotischer Stress, insbesondere Wassermangel und hohe Salzgehalte, sind ein komplexes morphologisches und physiologisches Phänomen in Pflanzen. Ein Überschuss an Salz-Ionen im Boden führt zu osmotischem Stress (PORCEL et al., 2011), Ionen-Toxizität und/oder Ionenungleichgewichten in Pflanzen (ZHU, 2001; TESTER & DAVENPORT, 2003; MUNNS, 2005). Dies führt zu einem Wachstumsstillstand und zu direkten Pflanzenschäden bis hin zum Absterben. Darüber hinaus führt die Zugabe von Salz in den Böden zu chemischen Veränderungen sowie zu einer Verschlechterung der Bodenstruktur, so dass das Aufnahmevermögen der Pflanze für Wasser nachhaltig beeinträchtigt ist (WEISSENHORN, 2002). Dadurch



kann ein Pflanzenwachstum nachhaltig verhindert werden.

Bei versalzten Böden wird zudem die Wasseraufnahme gestört (PORCEL et al., 2011). Der Wasserhaushalt zwischen Pflanzenzellen und ihrer Umgebung wird gestört und Wasser wird aus der Zelle ausgeschieden (Plasmolyse oder Ex-Osmose). Erhöhte NaCl-Konzentrationen im Boden führen zu einer Senkung des osmotischen Potentials in der Bodenlösung, woraus eine Verminderung der Wasseraufnahme durch die Wurzel resultiert, die wiederum zu einem abrupten Rückgang des Turgors in den Blättern führt (MARSCHNER, 1995). Durch Schließen der Stomata versucht die Pflanze, eine drohende Wasserknappheit zu vermeiden (JAMES et al., 2002). Aufgrund des reduzierten bzw. zum Erliegen gekommenen Transpirationsstroms können für die Photosyntheseorganen nicht ausreichend Nährstoffe zur Verfügung gestellt werden. Außerdem steht dem Photosyntheseprozess durch die geschlossenen Stomata weniger CO<sub>2</sub> zur Verfügung. Die Folge ist eine reduzierte Netto-CO<sub>2</sub>-Assimilationsrate der Pflanze, die Protein-Synthese wird gehemmt, und die Atmung ist erhöht.

Die Bedeutung des Salzgehaltes von Böden ist für das Wachstum und die Entwicklung von Pflanzen enorm wichtig. Die Salze können im Bereich der Rhizosphäre gesammelt werden, so dass die Wasserverfügbarkeit für die Pflanzen selbst bei hohen Bodenwassergehalten eingeschränkt wird. Hohe Natriumwerte bewirken eine Verdichtung und Verschlämmung des Bodens, was negative Veränderungen in unter- und oberirdischen Pflanzenteilen verursacht. Die Folge dieser Standortänderungen für Pflanzen ist die Beeinträchtigung der Wurzelentwicklung und der Feinwurzelentwicklung im Besonderen. Aufgrund des Mangels an Sauerstoff bzw. durch die Verdrängung der aeroben Bodenorganismen kommt es zu einer Neubesiedlung durch anaerobe Bodenorganismen, die giftige Stoffe wie Ethanol und Methangas sezernieren. Diese Schadelemente und der Mangel an Sauerstoff führen zu einer Verringerung der Feinwurzeln und somit zu einer Unterversorgung der Pflanzen. Außerdem verdrängt das Natrium für das Pflanzenwachstum essentielle Kationen wie Kalium und Magnesium von den Kationenaustauschern, erhöht den pH-Wert des Wassers und gleicht damit das Säuregefälle zu den Wurzeln an, weswegen die Pflanzen nur eingeschränkt Wasser und Nährstoffe aufnehmen können. Dies kann Trockenstress verstärken

oder gar erst erzeugen (BALDER, 1998; GIRI et al., 2003; MATHUR et al., 2007; HÄUSERMANN et al., 2008).

Die Menge des bioverfügbaren Anteils von Schadstoffen in Böden beeinflusst deren Wirkung in hohem Maße. Der für bodenbelebende Pflanzen aufnehmbare Anteil hängt in starkem Ausmaß von den Bodeneigenschaften, dem Humus- und Tongehalt, der gelösten organischen Substanz und dem pH-Wert ab. Von ebenso großer Bedeutung sind auch die Stoffeigenschaften der Schadstoffe sowie ihre Konzentration in der Bodenlösung.

## **1.2 Mechanismen der Salztoleranz bei höheren Pflanzen**

Das gemeinsame Merkmal aller Salzstandorte ist ein erhöhter Gehalt an leicht löslichen Salzen. Belastung durch Salz, das zu erhöhten Salzkonzentrationen in der Zelle führt, ruft bei den Pflanzen Funktionsstörungen und Schädigungen hervor. Ein Überschuss an  $\text{Na}^+$  und  $\text{Cl}^-$  im Protoplasma führt zu Einschränkung der Photosynthese (SEEMANN & CRITCHLEY, 1985; LOCY et al., 1996), Herabsetzung der Proteinsynthese (HURKMAN & TANAKA, 1987), Veränderung der Zellwand (IRAKI et al., 1989) und der Membraneigenschaften, was wiederum zu einer Herabsetzung der Aufnahme mineralischer Nährstoffe, vor allem von  $\text{K}^+$  und  $\text{Ca}^{2+}$ , führen kann (OUZIAD, 2003).

Gegen erhöhten Salzgehalt im Boden haben die sogenannten Halophyten, in salinen Habitaten lebende Pflanzen, verschiedene Schutzmechanismen entwickelt, um toleranter gegenüber dieser Stresssituation zu werden. So können manche Pflanzen durch eine Erweiterung des Speichervolumens der Zelle eine Verdünnung des Zellsaftes erreichen und die toxisch wirkende Salzkonzentration erniedrigen. Eine weitere Strategie zur Vermeidung von Salzstress ist die Salzausscheidung durch Salzdrüsen und Blasenhaare und Entsalzung durch Abwurf von Pflanzenteilen (OUZIAD, 2003).

Neben der ionenspezifischen toxischen Wirkung weisen salzige Böden ein niedriges Wasserpotential auf, und dementsprechend ist die Wasserverfügbarkeit gering. Hierbei können Aquaporine, die den Wassertransport durch die Membran

erleichtern (SCHÄFFNER, 1998), durch die Regulation des pflanzlichen Wasserhaushaltes an der Salztoleranz beteiligt sein (BOHNERT & JENSEN, 1996).

Das Vorkommen von arbuskulären Mykorrhizapilzen (AM) in salinen Habitaten könnte ein Hinweis auf ihre Beteiligung an der Salztoleranz der Wirtspflanze sein (HILDEBRANDT et al., 2001; LANDWEHR et al., 2002). Dies wurde von verschiedenen Arbeitsgruppen untersucht. AL-KARAKI und Mitarbeiter (2001) zeigten, dass mykorrhizierte Tomatenpflanzen im Gegensatz zu den Kontrollpflanzen unter zunehmender Salzkonzentration ein verbessertes Wachstum aufwiesen. Solch positiver Einfluss der Mykorrhizierung auf das Wachstum der Wirtspflanze wurde durch weitere Untersuchungen bestätigt (CANTRELL & LINDENERMAN, 2001; JAHN, 1998; SABET, 2011).

POSS und Kollegen (1985) und PFEIFFER & BLOSS (1988) haben beobachtet, dass die erhöhte Salztoleranz der Wirtspflanze auf die verbesserte Phosphataufnahme durch den AM-Pilz zurückgeführt werden könnte. Eine weitere Möglichkeit wäre, dass der AM-Pilz zur Erhaltung der Membranintegrität der Wirtszelle unter Salzbelastung beiträgt, was zu einer effizienten Kompartimentierung in der Vakuole und selektiven Aufnahme von Ionen führen könnte (RINALDELLI & MANCUSO, 1996). Diese gesteigerte Salztoleranz der Wirtspflanze könnte möglicherweise auf eine durch den AM-Pilz verbesserte Versorgung mit Nährstoffen (AL-KARAKI & AL-RADDAD, 1997; AL-KARAKI & CLARK, 1998) und eine erhöhte Wasseraufnahme (RUIZ-LOZANO & AZCON, 1995) zurückzuführen sein, was zu einer Wachstumsstimulierung der Wirtspflanze und einer Verdünnung der toxischen Ionen führen könnte (JUNIPER & ABBOTT, 1993), zurückzuführen.

### **1.3 Steigerung der osmotischen Toleranz gegenüber Salzstress**

Pflanzen unterscheiden sich stark in ihrer Toleranz gegenüber Salzgehalten, wie sich in ihren unterschiedlichen Wachstumsreaktionen widerspiegelt. Als wichtigste physiologische Anpassung der Pflanzen an osmotischen Stress ist die Synthese von osmoprotektiven Substanzen, sog. „compatible solutes“, anzusehen. Die am besten charakterisierte biochemische Antwort von Pflanzenzellen auf osmotischen Stress ist die Akkumulation einiger anorganischer Ionen wie  $K^+$  und kompatibler

organischer Verbindungen wie Prolin, Glycinbetain und löslicher Zucker (FLOWERS & COLMER, 2008). Diese Verbindungen können intrazellulär akkumulieren (BOHNERT & JENSEN, 1996), wodurch die subzellulären Strukturen der Pflanzen geschützt werden. Darüber hinaus sind diese organischen Verbindungen in der Lage, oxidative Schäden durch freie Radikale abzuschwächen und Enzymaktivitäten unter Salzstress beizubehalten (YOKOI et al., 2002).

Diese Anreicherung im Cytoplasma dient den Pflanzen zur Reduktion des osmotischen Potentials in den physiologisch aktivsten Teilen der Zelle (SIEVERS, 2011). Entsprechend ihrer Bezeichnung ist die Akkumulation dieser hydrophilen niedermolekularen Substanzen im Cytoplasma auch in hohen Konzentrationen mit dem zellulären Metabolismus kompatibel (BROWN & SIMPSON, 1972). Vertreter solcher kompatiblen Verbindungen sind Aminosäuren und deren Derivate, Polyole, Kohlenhydrate sowie Heteroside. Sie sind bezüglich ihrer osmoprotektiven Funktion sowohl aus Mikroorganismen als auch aus Pflanzen und Tieren bekannt (ROBERTS, 2005; KIETWIETDEJONGE et al., 2006; BURG et al., 2007; HAGEMANN et al., 2008). Sie dienen einerseits dem Schutz von Proteinen und Membranen unter Stressbedingungen ohne ihre Struktur oder Funktion zu beeinflussen (BORGES et al., 2002; HINCHA & HAGEMANN, 2004). „Compatible solutes“ scheinen auch den negativen Effekt der  $\text{Na}^+$ -Ionen auf die Enzymaktivität zu reduzieren. Andererseits sind sie an der Aufrechterhaltung des osmotischen Potentials der Zelle bei Salzstress beteiligt, da sie in osmotisch wirksamen, bis zu molaren Konzentrationen akkumuliert werden können (SIEVERS, 2011).

#### **1.4 Salinitätseffekte auf arbuskuläre Mykorrhizapilze**

Salinität wirkt sich nicht nur negativ auf die Wirtspflanze, sondern auch auf die Mykorrhizapilze aus. Sie kann die Kolonisierungskapazität, die Sporenkeimung und das Wachstum von Pilzhyphen beeinträchtigen. Die Kolonisierung von Pflanzenwurzeln durch einige AM-Pilze wird in Gegenwart von NaCl reduziert (JUNIPER & ABBOTT, 2006, GIRI et al., 2007, SHENG et al., 2008), und zwar vermutlich aufgrund der direkten Wirkung von NaCl auf die Pilze, was darauf

hinweist, dass Salinität die Bildung von arbuskulären Mykorrhiza unterdrücken kann (TIAN et al., 2004; SHENG et al., 2008).

In Gegenwart von NaCl wird die Keimung der Sporen verzögert, aber nicht verhindert (CANTRELL & LINDERMAN, 2001; JUNIPER & ABBOTT, 2006). Die Geschwindigkeit der Keimung und die maximale Keimung der AM-Sporen kann auch vom Salztyp abhängen. Nach JUNIPER & ABBOTT (1993) bewirken verschiedene Salze wie NaNO<sub>3</sub> und Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> mit ähnlichen osmotischen Potentialen unterschiedliche Effekte auf die Geschwindigkeit und maximale Keimung der Sporen. Die beiden Autoren beschreiben den Unterschied von einer niedrigen zu einer höheren Konzentration von Na<sup>+</sup> bei der Keimung der Sporen.

## 1.5 Mykorrhizasymbiosen

Die arbuskuläre Mykorrhiza-Symbiose stellt die am weitesten verbreitete mutualistische Interaktion von Pflanzen und Mikroorganismen dar (FITTER, 2005; SMITH & READ, 2008). Die namensgebende Struktur der Symbiose sind die Arbuskeln (lat. arbuscula – kleine Bäume), intrazelluläre bäumchenartige Strukturen, die während der pilzlichen Kolonisierung der Pflanzenwurzelzellen gebildet werden und der Ort des aktiven bidirektionalen Nährstoffaustausches zwischen pflanzlichen und pilzlichen Partnern sind (WILDE, 2014).

Aufgrund morphologischer Kriterien werden endo- und ektotrophe Mykorrhizen unterschieden. Die bereits von FRANK (1885) beschriebene Symbiose wird heute als ektotrophe Mykorrhiza oder Ektomykorrhiza bezeichnet. Bei der ektotrophen Mykorrhiza bilden die Pilzhyphen eine Art Mantel, der die Wurzeln umgibt und ein dichtes Hyphengeflecht zwischen den Wurzelrindenzellen bildet, das als „HARTIGsches Netz“ bezeichnet wird (HARTIG, 1851). Dabei bleiben die Pilzhyphen – von wenigen Ausnahmen abgesehen – extrazellulär (WERNER, 1987). Im Verlaufe der Evolution konnten sich Pflanzen mit Hilfe dieser Mykorrhiza neue Lebensräume erschließen.

Die AM-Pilze kommen heute weltweit bei 80-90% der 300.000 Pflanzenarten unter verschiedensten Boden- und Klimaverhältnissen vor (JAHN, 1998; WILDE, 2014).

Die weltweit verbreiteten AM-Pilze gehören zur Klasse der Zygomycetes und werden in der eigenen Ordnung Glomales zusammengefasst. Eine weitläufig bekannte Familie von drei unterteilten Familien der Ordnung Glomales ist Glomeraceae, zu der die Gattung *Glomus* gehört (HILDERBRANT, 2001).

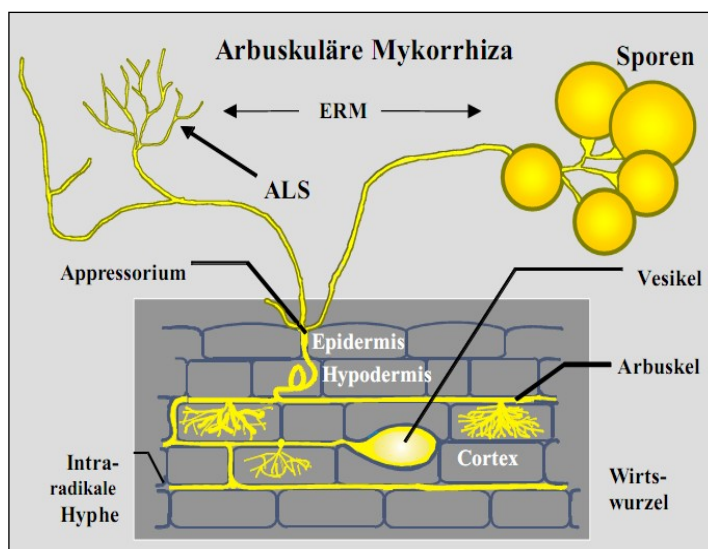
Der Hauptvorteil der Symbiose für Pflanze und Pilz liegt in der gegenseitigen Versorgung mit Nährstoffen, so dass beide Symbiose-Partner vom Zusammenleben profitieren (SMITH & READ, 1997). Über ein ausgedehntes extraradikales Myzel liefert der Pilz mineralische Nährstoffe, besonders Phosphate, aber auch Wasser an die Pflanze (HODGE et al., 2001; SMITH et al., 2011). Im Gegenzug erhält der Pilz Photosynthese-Assimilate, vor allem Glucose (MARSCHNER, 1995; GRAHAM, 2000).

Phosphat ist ein essenzieller Nährstoff für die Pflanze, der oft ein limitierender Faktor sein kann, Trotz hohen Phosphatgehaltes im Boden können physikalische und chemische Faktoren die Aufnahme über die Wurzelhaare behindern, da zwei Drittel  $PO_4$  im Boden gebunden sind (ABDI BAGHI, 2005). Durch die Kooperation der Pflanze mit dem arbuskulären Mykorrhizapilz kann die pflanzliche Phosphat-ernährung bedeutend verbessert werden. Bis zu 80% des aufgenommenen Phosphates können durch den Pilz herangeführt werden, im Gegenzug werden bis zu 20% der Kohlenhydrate an den Pilz abgegeben (SCHÜßLER, 2009). Der Hauptgrund für die verbesserte Nährstoffaufnahme liegt in der Größe des Pilzes. Im Vergleich zu den relativ groben Wurzeln ist das Pilzmyzel sehr fein und kann aufgrund des geringen Durchmessers von nur 2 bis 8  $\mu m$  kleinere Bodenporen als die Wurzelhaare erschließen (ABDI BAGHI, 2005; SCHÜßLER, 2009).

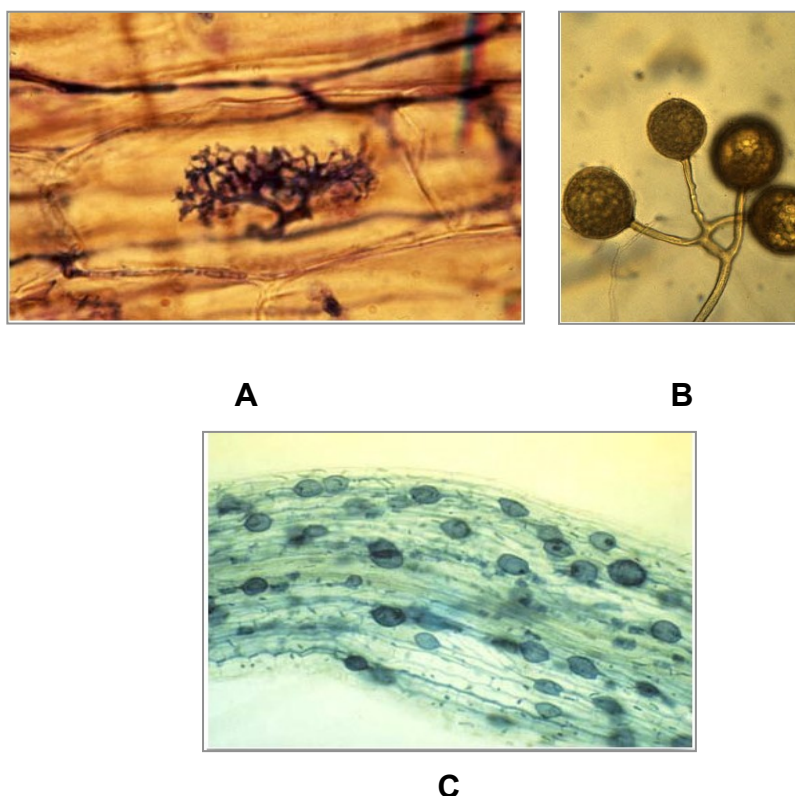
Die arbuskulären Mykorrhizapilze verbessern aber nicht nur die pflanzliche Ernährung durch den Transport von Phosphat und damit das Pflanzenwachstum, sondern stellen weitere Nährstoffe wie Kalium, Zink, Kupfer, Stickstoff, Magnesium und Eisen vermehrt zur Verfügung (MARSCHNER & DELL, 1994; BACKHAUS & FELDMANN, 1996; GEORGE, 2000).

Die Kolonisierung von Wurzeln durch AM-Pilze besteht aus einer komplexen Interaktion zwischen AM, Pflanzen und anderen Mikroorganismen. Bodenextrakte (DANIELS & GRAHAM, 1976), Wurzelexudate, CO<sub>2</sub> und Bodenbakterien sind in der Lage, das Wachstum von AM-Pilzen zu stimulieren, ermöglichen jedoch kein unbegrenztes Wachstum des Myzels (HILDERBRANT, 2001). Nach erfolgreicher Infektion der Wurzel über Appressorien breiten sich Hyphen interzellulär in der Wurzelrinde aus (s. Abb. 1). Dort differenzieren sich die intraradikalen Hyphen, die sich innerhalb der Wurzel ausbreiten (HILDERBRANT, 2001).

Als weiterer Bestandteil der arbuskulären Mykorrhizapilze sind die Vesikel als Speicherungsplatz der Nährstoffe zu nennen. Der Pilz erhält Kohlenhydrate der Pflanze, vor allem in Form von Glukose. Er baut diese Glukose rasch in eigene Kohlenhydrate zum Beispiel in Trehalose und schließlich in Fette um. Diese Fette werden in Form kleiner Tröpfchen in speziellen Pilzstrukturen (Vesikel) innerhalb der Wurzel gespeichert (s. Abb. 2). Das Erscheinen derartiger Vesikel innerhalb einer Wurzel spricht dafür, dass sich die Symbiose zumindest für den Pilz gelohnt hat (FESTER et al., 2001).



**Abb. 1:** Schematische Darstellung der Strukturen der arbuskulären Mykorrhiza; ALS: Arbuskel-ähnliche Struktur; ERM: Extraradikales Myzel (HILDERBRANT, 2001)



**Abb. 2:** Arbuskuläre Mykorrhizapilze, A: Sporen von arbuskulären Mykorrhizapilzen B: Ein Arbuskel von arbuskulären Mykorrhizapilzen, C: Vesikel eines Endomykorrhiza Pilzes in Luzerne-Wurzel (*Medicago sativa*), Trypanblau gefärbt (BOTHE & HILDEBRANDT, 2003)



Pflanzen in ihrer natürlichen Umgebung werden sowohl durch externe als auch interne Mikroorganismen kolonisiert. Arbuskuläre Mykorrhizapilze sind unter einer Vielzahl von Bodenmikroorganismen, die die Rhizosphäre bewohnen, ubiquitär. Diese Pilze stellen einen wichtigen integralen Bestandteil des natürlichen Ökosystems dar und sind für salzhaltige Umgebungen bekannt (GIRI et al., 2003).

Obwohl es klar ist, dass AM-Pilze die Wachstumsreduktion durch Salzgehalt verringern können, bleibt der Mechanismus ungelöst. Bisher wird in vielen Studien über die Salzstresstoleranz bei Mykorrhizapflanzen die Hypothese vertreten, dass mykorrhizierte Pflanzen aufgrund verbesserter mineralischer Ernährung und physiologischer Prozesse wie der Photosynthese, der Wasserverbrauchseffizienz und der Produktion von Osmoregulatoren vitaler als Kontrollpflanzen sind (GIRI et al., 2003; AL-KARAKI 2006).

### **1.5.1 Bedeutung der Mykorrhiza für die Pflanzen**

Die Entwicklung und das Wachstum von Kulturpflanzen werden in hohem Maße durch die am Standort vorherrschenden Umweltbedingungen geprägt und durch abiotische und biotische Stressfaktoren beeinträchtigt. In diesem Zusammenhang ist die Pflanzengesundheit ein Maß für die aktuelle Umsetzung des genetischen Wachstumspotentials, welche aus der Wechselwirkung zwischen Pflanzen und Umwelt resultiert (SCHÖNBECK, 1987). Einen wesentlichen Bestandteil der Pflanzenumwelt stellt die Endomykorrhiza dar, welche mit den Wurzeln durch eine enge morphologische und physiologische Verflechtung eine Lebensgemeinschaft bildet, deren symbiotischer Charakter bereits vor über 100 Jahren von FRANK (1885) erkannt wurde. Die Wirkungen von AM-Pilzen auf das Pflanzenwachstum und die Nährstofferschließung sind in zahlreichen Gefäß- und Feldversuchen unter verschiedenen Umweltbedingungen mit unterschiedlichen Ergebnissen untersucht worden (BAGYARAJ, 1991; BAREA et al., 1993). Durch die Inokulation mit AM-Pilzen konnte der schädigende Einfluss von Schwermetallen (SCHÜEPP et al., 1987; GILDON & TINKER, 1983; ABDI BAGHI et al., 2001, 2003; KÖNIG, 2006), hohen Salzkonzentrationen im Boden (HIRREL & GERDEMANN, 1980; SABET, 2011), Herbizidstress (SIQUEIRA et al., 1991; WILDE, 2014), Kältestress (CHILVERS & DAFT, 1982) und Umtopfstress (COOPER, 1984) gemindert

werden. Insbesondere unter Trockenstressbedingungen weisen mykorrhizierte Pflanzen ein verbessertes Wachstum auf (SIEVERDING, 1981).

Das Auftreten bodenbürtigen phytopathogener Organismen wie Bakterien, Nematoden und Pilze kann durch AM-Pilze nachhaltig reduziert werden (BOCHOW & ABOU-SHAAR, 1990; BEHN, 2005; KALIEß, 2008).

Weiterhin werden mit Endophyten besiedelte Wurzeln weniger von bodenbürtigen Pathogenen befallen (SCHÖNBECK, 1987; BEHN, 2008; KALIEß, 2008). Auch können bei der vegetativen Vermehrung sowohl die Bewurzelung von Stecklingen (BACKHAUS, 1984) als auch die Überlebensrate von Gewebekulturplantaten (PEDERSEN et al., 1991) durch Zugabe von AM-Inokulum zum Substrat erhöht werden. Unabhängig von der Förderung des vegetativen Wachstums kann die Symbiose zu einer früheren und gesteigerten Blütenbildung führen (DAFT & OKUSANAY, 1973; BACKHAUS, 1984; BRYLA & KOIDE, 1990), wobei auch dieser Einfluss besonders unter ungünstigen Wachstumsbedingungen zu beobachten ist (BEECK, 1990). Die gegenseitigen Leistungen zwischen Mykorrhiza und Pflanzen sind in den Tabellen 1 und 2 zusammengefasst (HERRMANN, 2010).

### **Tab. 1: Leistungen der Pflanze für die Mykorrhiza (HERRMANN, 2010)**

---

#### **Ernährung des Mykorrhiza Pilzes**

- Bis zu 20% ihrer Stoffproduktion „tritt“ die Pflanze an den Mykorrhizapilz ab,
  - Mykorrhizapilz ist auf die Zufuhr von organischen Nährstoffen (Kohlenhydrate, Proteine) aus der Pflanze angewiesen. Sie können diese Stoffe nicht selbst produzieren.
-

---

**Tab. 2: Leistungen der Pilze für die Pflanze (HERRMANN, 2010).**

---

**Verbesserung der Pflanzenernährung**

- Wasserversorgung
- Phosphatversorgung
- Stickstoff-, Spurenelementaufnahme

**Verbesserung der Bodenstruktur**

- Verbauung der Bodenaggregate
- Luft-, Wasserhaushalt (Bodenfruchtbarkeit)
- Erhöhung der Gefügestabilität (Erosion)

**Erhöhung der Widerstandsfähigkeit bei**

- Trockenstress
  - Salzstress
  - Bodenversauerung
  - Schwermetallbelastungen
  - Ozon
  - Saurem Regen
  - Bodenbürtigen Schaderregern (Pilze, Bakterien, Nematoden)
- 

**1.5.2 Die Rolle der Mykorrhiza zur direkten und indirekten Nährstofferschließung für die Pflanzen**

Durch die Inokulation mit AM-Pilzen wird die Besiedlung der im Boden vorkommenden Rhizosphären-Mikroorganismen beeinflusst. Diese Wechselwirkungen zwischen AM-Pilz und einheimischen Mikroorganismen schließen den Nährstoffkreislauf ein und können damit die Pflanzenernährung fördern. GIANINAZZI et al., (1995) konnten eine Förderung von Rhizosphären-Bakterien durch inokulierte Mykorrhiza feststellen, die synergistisch zu verbessertem Pflanzenwachstum führte.

Die Hyphen der AM-Pilze können das Pflanzenwachstum durch die Erschließung von Pflanzennährstoffen wie z. B. Phosphor, Kalium (SANYAL & De DATTA,

1991), Stickstoff, Schwefel (BACKHAUS & FELDMANN, 1996), Kupfer, Zink (MARSCHNER & DELL, 1994; MÄDER, 1996) aus dem Boden fördern. GIANINAZZI-PERRSON und GIANINAZZI (1986) wiesen eine erhöhte Polyphosphataseaktivität in mykorrhizierten Kulturpflanzen nach und beschrieben den Stoffaustausch beider Symbiosenpartner als aktiven Transportprozess in wechselseitiger Richtung. Durch den verstärkten Entzug von Nährelementen aus dem Boden und durch eine verbesserte Ausnutzung von Düngermitteln leisten Mykorrhizen einen Beitrag zur Verminderung der Nährstoffauswaschung (HÖFLICH & GLANTE, 1991). Nach Untersuchungen von BAREA und Mitarbeitern (1998) konnten mykorrhizierte Pflanzen eine bessere Erschließung von verfügbaren und schwer verfügbaren Stickstoff-Quellen erreichen. 70% der Phosphor-Dünger und 30 bis 40% der Mikronährstoffe können durch inokulierten AM-Pilz beim Anbau von Gemüse unter Glas eingespart werden (JOHANSON & MENGE, 1981).

Die Beeinflussung des Nährstoffkreislaufes durch Mykorrhiza kann zu einem verbesserten Pflanzenwachstum führen. Im Mittelpunkt der bisherigen Forschung standen oftmals die Wirkungen der AM-Pilze auf das Pflanzenwachstum, da der verbesserte Gesundheitszustand der Kulturpflanzen als mögliche Ursache für die Toleranz gegenüber biotischem und abiotischem Stress gewertet werden kann (DRÜGE, 1992; SCHÖNBECK et al., 1994; DUGASSA et al., 1995).

### **1.5.3 Bedeutung von Mykorrhiza für Pflanzen gegenüber Umweltstress**

Nach KÖNIG (2006), BEHN (2008) und KALIEß (2008) weisen mykorrhizierte Pflanzen gegenüber Umweltstress zumeist eine erhöhte Widerstandsfähigkeit auf.

Die Menge des bioverfügbaren Anteils von Schadstoffen in Böden beeinflusst deren Wirkung in hohem Maße. Der für bodenbelebende Pflanzen aufnehmbare Anteil hängt in starkem Ausmaß von den Bodeneigenschaften, dem Humus- und Tongehalt, der gelösten organischen Substanz und dem pH-Wert ab. Von ebenso großer Bedeutung sind auch die Stoffeigenschaften der Schadstoffe.

Erhöhte NaCl-Konzentrationen im Boden führen zu einer Senkung des osmotischen Potentials in der Bodenlösung, woraus eine Verminderung der Wasseraufnahme durch die Wurzel resultiert, die wiederum zu einem abrupten Rückgang des Turgors in den Blättern führt (MARSCHNER, 1995). Durch Schließen der Stomata versucht die Pflanze, eine drohende Wasserknappheit zu vermeiden (JAMES et al., 2002).

Unter Salzstressbedingungen konnte bei den mykorrhizierten Pflanzen im Vergleich zu den nicht-mykorrhizierten Pflanzen eine erhöhte Transpiration und Photosyntheseleistung sowie ein reduzierter Transpirationskoeffizient nachgewiesen werden. Es gibt unterschiedliche Meinungen zur Ursache der höheren Transpiration bei den mykorrhizierten Pflanzen. Einige Autoren vermuten, dass die Transpiration als Folge der Stomataapertur und das Pflanzenwachstum durch die Cytokininproduktion des Wurzelsystems in den mykorrhizierten Pflanzen reguliert werden (SKENE, 1975; INCOLL & JEWER, 1987). Dagegen sind andere Autoren wie ALLEN (1982) sowie ALLEN & BOOSALIS (1983) der Meinung, dass durch die Symbiose die Wasseraufnahme der Wurzeln erleichtert wird und dadurch eine durch einen veränderten Phytohormonhaushalt bedingte veränderte Stomataregulation möglich sein kann.

Hierbei lässt die enge Verflechtung von Pilz und pflanzlichen Strukturen eine weitaus umfangreichere Veränderung des Wertsstoffwechsels erwarten, als dies durch den wiederholt beschriebenen Nährstoffeffekt zu erklären wäre. Welche physiologischen und biochemischen Veränderungen bei Wirtspflanzen bei der Besiedlung der Wurzel mit den AM-Pilzen erfolgen können, zeigt Tabelle 3.

**Tab. 3: Übersicht zu Veränderungen in mykorrhizierten Pflanzen  
(DUGASSA et al.,1995)**

---

**Wurzel:**

- verstärkte Lignifizierung
- erhöhte Aktivität von Enzymen wie z. B. Chitinase
- reduzierte DNA-Methylierung
- veränderte Wurzelmorphologie

**Spross:**

- erhöhte Transpiration und Photosyntheseleistung
- reduzierter Transpirationskoeffizient
- erhöhte Xylembildung
- reduzierte Gehalte von Stressmetaboliten

**Wurzel und Spross:**

- erhöhte Nährstoffgehalte, insbesondere Phosphor
  - veränderter Phytohormonhaushalt
  - Gehalt an freien Aminosäuren wird in der Wurzel erhöht und im Spross reduziert
  - erhöhter Gehalt an Fettsäuren und Sterolen
  - Atmung wird in der Wurzel erhöht und im Spross reduziert
- 

**1.5.4 Wirtschaftliche Vorteile der Mykorrhiza**

Im Jahr 1995 wurde im Zierpflanzenbau mit 35.000 vollbeschäftigten Arbeitskräften ein Produktionswert von 2.5 Milliarden DM erwirtschaftet (FELDMANN et al., 1999). Im Jahr 2005 waren im Zierpflanzenbau dann bereits knapp 41.000 Arbeitskräfte beschäftigt. und im Jahr 2007 produzierten in Deutschland rund 9.500 Betriebe Zierpflanzen. Sie bewirtschafteten zusammen gut 5.100 Hektar Freilandfläche und etwas über 2.500 Hektar unter Glas. Die aus dem Verkauf von Zierpflanzen erzielten Erlöse lagen im Jahr 2007 bei 1,53

Milliarden Euro und machten damit etwas mehr als ein Viertel der Erlöse des gesamten Produktionsgartenbaus aus (STOMMEL, 2009).

Aufgrund der europäischen – vor allem des holländischen – Konkurrenz im Gartenbau steht die Verkürzung der Standzeiten im Mittelpunkt einer ökonomischen Produktion der Zierpflanzen. Der Faktor „Ausfallraten“ konnte bislang durch Einsatz von Pflanzenschutzmitteln reduziert werden, während die Verkürzung der Standzeiten insbesondere durch Hochleistungssorten, starke Düngung und hohen Energieeinsatz erreicht wird.

In Deutschland werden jährlich über 20 Mio. Pflanzen biotechnisch über die *in-vitro*-Vermehrung produziert. Dabei werden unter sterilen Bedingungen Pflanzen vermehrt, auf künstlichen Nährmedien in Klimakammern kultiviert und erst dann an das Erds substrat gewöhnt. Diese abschließende Akklimatisierung der Pflanzen aus *in-vitro*-Kulturen ist für kommerzielle Vermehrungsbetriebe eine der schwierigsten Phasen und oft mit hohen Ausfällen des wertvollen Pflanzenmaterials verbunden.

Während in den Kulturgefäßen der Pflanze *in vitro* eine konstant bleibende optimale Temperatur- und Lichtversorgung herrscht, ein funktioneller Verdunstungsschutz von den Pflanzen nicht ausgebildet werden muss und phytopathogene Krankheitserreger nicht in das abgeschlossene System eindringen können, sind die sehr empfindlichen Pflanzen im Erds substrat vielfältigen Stressfaktoren ausgesetzt. Zurzeit muss die Akklimatisierung mit energieaufwendigen Maßnahmen erreicht werden, um die Verluste auf ein ökonomisch und ökologisch vertretbares Maß zu beschränken. Einige Pflanzenarten (z.B. *Cyclamen persicum*) mit großer wirtschaftlicher Bedeutung sind allein deshalb nicht kommerziell *in vitro* vermehrbar, da in der Akklimatisierungsphase der *in-vitro*-Kultur die Verluste an Pflanzenmaterial zu hoch sind (FELDMANN et al., 1999). Darüber hinaus können 70% der Phosphordünger und 30 bis 40% der Mikronährstoffe durch Inokulation mit Mykorrhiza beim Anbau von Gemüse unter Glas eingespart werden (JOHANSON & MENGE, 1981).

Trotz aller Forschung über arbuskuläre Mykorrhiza sind die Untersuchungen der AM-Pilze sowohl in der Grundlagenforschung als auch in der Anwendung mit vielen Schwierigkeiten verbunden. Zunächst einmal lassen sich die Pilze bis heute nicht unabhängig von der Pflanze kultivieren, sodass ihre Vermehrung umständlich ist. Jedoch lassen sich die Pilze auf Platten in Gegenwart von speziellen Karottenwurzelgeweben oder Bakterien der Gattung *Paenibacillus* bis zur erneuten Sporenbildung kultivieren. Daher scheint es nur noch eine Frage der Zeit zu sein, bis die Komponenten identifiziert worden sind, die von den Pilzen zum Wachstum benötigt werden. Die Pilze haben keine Unterteilungen in Zellen und besitzen pro Spore bis zu tausend Kerne, die wahrscheinlich nicht einheitlich in der Genzusammensetzung sind. Sexualstadien und Chromosomen sind bei arbuskulären Mykorrhizapilzen nicht bekannt. Daher weiß man nicht, wie die genetische Information von Individuum zu Individuum variiert beziehungsweise weitervererbt wird und wie eine Art von der anderen genau abzugrenzen ist. Die Informationen von Gensequenzen sowie die Charakterisierung der äußeren Gestalt der Sporen ergeben, dass es zwar verschiedene Arten gibt, dass die Sequenzen der einzelnen Gene jedoch zu 5 bis 10 Prozent in den Individuen voneinander abweichen können. Aus all diesen Gründen ist es schwierig, von den Pilzen Mutanten herzustellen oder den Stoffwechsel durch gezielte Änderungen in den einzelnen Genprodukten der Pilze zu beeinflussen (BOTHE & HILDEBRANDT, 2003).

## **1.6 Problemdarstellung und Lösungsansatz der Arbeit**

In zahlreichen Böden der Welt traten bzw. treten infolge von Umwelteinflüssen phytotoxische Schadstoffe wie NaCl und andere chemische Elemente auf. Natriumchlorid hat dabei sowohl auf ariden Böden eine überregionale Bedeutung als auch bei der intensiven Bewirtschaftung bei der Landwirtschaft. Solche Schadstoffe mit chemischen oder physikalischen Methoden aus Böden zu entfernen, ist sehr kosten- und arbeitsaufwendig. Darüber hinaus haben diese Methoden oft sehr negative Eigenschaften auf die Bodenqualität. Der Boden zeigt nach konventionellen Behandlungen häufig nur eine geringe biologische Bodenaktivität auf, und es dauert Jahrzehnte bis zu einer vollständigen Regeneration.



Nach derzeitigem Stand der Forschung ergeben sich unterschiedliche Ansätze für den Einsatz von AM-Pilzen zur Rekultivierung belasteter Böden sowie zur Steigerung der Vitalität der Vegetation. Die angeführten Fakten zeigen auf, dass die Verbesserung des Pflanzenwachstums und der Pflanzengesundheit unter abiotischen und biotischen Stressfaktoren durch die Nutzung natürlicher Ressourcen wie phytoeffektiven Rhizosphären-Mikroorganismen und AM-Mykorrhizapilzen von großer Bedeutung sind. Die Schlüsselrolle kommt dabei Bodenmikroorganismen wie Mykorrhiza zu, die infolge ihrer Stoffwechselfvorgänge in der Lage sind, wachstumsfördernde Phytohormone zu produzieren, organische Stoffe zu zersetzen und anorganische Stoffe zum Vorteil der Pflanzen zu mobilisieren.

## 1.7 Zielsetzung

Ziel der hier vorliegenden Arbeit ist es, das Wachstum, die Gesundheit und die Vitalität von Weinsteklingen durch den Einsatz von Mykorrhiza auf salzigen Böden zu steigern. Dazu soll in Versuchsreihen die Bedeutung von AM-Pilzen auf das Pflanzenwachstum und die Pflanzenentwicklung sowie das Aufnahmeverhalten von Nährstoffen und Schadelementen in belasteten Böden im Gewächshaus untersucht werden.

Mit Blick auf die genannten Aspekte sollen die Grundlagen und die Anwendung von biologischen Verfahren für das Wachstum von Kulturpflanzen auf oben genannten Böden durch den Einsatz von AM-Mykorrhiza unter folgenden Fragestellungen erforscht werden:

Die **erste Fragestellung** dieser Untersuchung ist, ob durch gezielte Applikation der AM *Glomus intraradices* das Wachstum von Rebenstecklingen im Vergleich zu Kontrollpflanzen verbessert werden kann. Die **zweite Fragestellung** der Untersuchung lautet, ob Mykorrhiza die Salzstress-Toleranz der Wirtspflanzen im Vergleich zu Kontrollpflanzen im salzigen Boden erhöhen können. Dazu wurden folgende Parameter untersucht:

- Der Einfluss von gezielten Inokulationen mit dem Mykorrhizapilz *Glomus intraradices* auf (a) die Biomasseproduktion, (b) die Aufnahme von bestimmten Nährstoffen ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  und P), (c) biochemische Veränderungen der Stressanzeiger wie Prolin- und Malondialdehydgehalt an den Blattorganen der Reben

Die **dritte Fragestellung** betrifft die Einwirkungen der Salzkonzentration auf Weinreben und Mykorrhiza. Dazu wurden folgende Parameter überprüft:

- Der Einfluss der Salzkonzentration auf (a) die Biomasseproduktion, (b) die Aufnahme von bestimmten Nährstoffen ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  und P), (c) biochemische Veränderungen der Stressanzeiger wie Prolin- und Malondialdehydgehalt an den Blattorganen der Reben, (d) Mykorrhizierungsgrades der Rebwurzeln

## 2 Material und Methoden

### 2.1 Chemikalien

<b>Verbrauchsmaterial</b>	<b>Hersteller</b>
Ammoniaklösung 25%	Roth
Ethanol	Roth
Eisessig	Roth
Glycerin	Roth
Kalilauge 45%	Roth
L-Prolin	Sigma-Aldrich
Ninhydrin	Roth
Phosphorsäure 85%	Roth
Salzsäure 32%	Roth
Sulfosalicylsäure	Sigma-Aldrich
Toluol	Roth
Thiobarbitursäure	PanReac AppliChem
Trichloressigsäure	Alfa Aesar
Trypanblau	Merck
Wasserstoffperoxid 30%	Roth

Alle anderen Verbrauchskemikalien wurden von der Fa. Roth bezogen.

## 2.2 Biologische Materialien

### 2.2.1 Pflanzenmaterial

*Vitis berlandieri* ist eine Weinrebenart. Sie besitzt eine hohe Kalk- und Salztoleranz, benötigt aber eine längere Vegetationsperiode im Vergleich zu anderen Unterlagsreben. Aufgrund ihrer schlechten Bewurzelungsfähigkeit und der damit verbundenen langsamen und schlechten Entwicklung der Rebstöcke in den ersten Jahren hat man sich mit der Herstellung von Hybriden beschäftigt. Da in der Landwirtschaft die Salztoleranzfähigkeit von Weinreben in salzhaltigen Böden bedeutsam ist, wurde in diesem Experiment der Unterlage 5BB Hybride aus *Vitis berlandieri* × *Vitis riparia* als Versuchspflanzen gewählt und ihre Salztoleranzfähigkeit bzw. die Verbesserung dieser Fähigkeit durch den Einsatz von Mykorrhiza genau untersucht.

Die Rebenstecklinge mit einer durchschnittlichen Länge von 27 cm stammten aus einem Rebunterlagenmuttergarten des Dienstleistungszentrum Ländlicher Raum in Neustadt a. d. Weinstrasse, Rheinland-Pfalz. Sie wurden aus einjährigem reifen Rebholz geschnitten und zu Zweiaugenstecklingen veredelt. Die Lagerung der Steckhölzer bis zur Anzucht in den Gefäßversuchen erfolgte im Kühlraum bei 4°C.

#### 2.2.1.1 Kriterien bei der Auswahl der Rebenstecklinge (Unterlage 5BB)

Die verwendete Unterlage wurde hinsichtlich folgender Eigenschaften ausgewählt und untersucht:

**Trocken-, Salztoleranz** : mittel bis gut

**Aktivkalktoleranz**: ~ 20%

**Chlorosefestigkeit** : gut

**Wuchskraft** : Stark

**Bewurzelung**: gut

**Vegetationsabschluss**: mittel bis spät

**Pfropffaffinität**: sehr gut

## 2.2.2 Herkunft und Charakterisierung der Versuchssubstrate

Als Kultursubstrat wurde schwach lehmiger Sandboden verwendet. Der Versuchsboden wurde vom Julius Kühn-Institut (JKI), Bundesforschungsinstitut für Kulturpflanzen in Berlin zur Verfügung gestellt. Die Charakterisierung der Versuchsboden wurde auch im JKI Berlin-Dahlem durchgeführt. Hierzu wurde über Korngrößenbestimmung die Bodenart (Tab. 4), der Humusgehalt durch Glühverlust, die pH-Werte ( $\text{CaCl}_2$ -Lsg.) sowie die wichtigen pflanzenverfügbaren (Ammoniumnitrat-Extraktion und CAT-Methode) und gesamten Nährstoffgehalte (Königswasseraufschluss) (s. Kapitel 2.4.1.2) des Bodens ermittelt. Die Bodeneigenschaften sind in den Tabellen 4 und 5 zusammengefasst. Der gesamte Boden-Nährstoffgehalt wird im Anhang 3 aufgelistet.

**Tab. 4: Chemische und physikalische Eigenschaften des Versuchsbodens**

die Herkunft des Bodens	Humus %	pH ( $\text{CaCl}_2$ )	Korngrößenzusammensetzung			Bodenart
			Sand	Schluff	Ton	
			%			
Julius Kühn- Institut(JKI)	4.4	6.3	85	9	6	schwach lehmiger Sand (SI2)

**Tab. 5: Nährstoffgehalten des Bodens**

Nährstoffgehalte der Versuchsböden	Aufschluss/Extraktion ( mg/Kg Boden)					
	$\text{Ca}^{2+}$	$\text{K}^+$	$\text{Mg}^{2+}$	$\text{Na}^+$	P	
KW <sup>1)</sup>	3764	1065	1151	60	764	
AN <sup>2)</sup>	968	183	68	4.7	6.2	
CAT <sup>3)</sup>	n.b	172	95	5.9	138	

<sup>1)</sup> Königswasseraufschluss / <sup>2)</sup> Ammoniumnitrat-Extraktion / <sup>3)</sup>  $\text{CaCl}_2$ -DTPA-Extraktion

### 2.2.3 Eingesetzte Inokula

Die in den Gefäßversuchen eingesetzten Mykorrhiza-Präparate wurden von der Firma BioMyc Environment GmbH, Brandenburg bezogen. Die Inokula BioMyc<sup>tm</sup> Vital setzen sich jeweils aus Hyphen und infizierten Wurzelstückchen des Mykorrhizapilzes *Glomus intraradices* und Sporen, die sich in und an Blähtonkugeln als Trägersubstrat befinden. Die Granulate haben einen Durchmesser von 2-4 mm. Die Inokulumapplikation wurden bis zu ihrer Verwendung in der Klimakammer bei 22° zwischengelagert.

## 2.3 Versuchsdurchführung

### 2.3.1 Vorversuch

Für Aufbau einer wohldurchdachten Versuchsplanung wurden die folgenden Punkte mithilfe von drei Vorversuchen aufgeklärt:

1. Bestimmung des Toleranzbereichs bzw. Verträglichkeit der Rebstecklinge in Bezug auf Salzkonzentration.
2. Auswahl der geeigneten Prüffaktoren als Salzstressanzeiger in Pflanzen.
3. Feststellung der richtigen Zeit für Blattprobenahme.
4. Ermittlung der richtigen Erntezeitpunkte in Bezug auf die Salzwirkung auf die Weinreben.

Dafür wurden in den Vorversuchen die gleichen Bedingungen der Pflanzen wie in den Hauptversuchen eingehalten (s. Kapitel 2.3.2). Nur die Vorgehensweise der Salzzugabe und der Erntezeit war variabel.

### **Salzkonzentration**

Eine hohe Salzkonzentration hemmt nicht nur das Wachstum und beeinträchtigt die Fortpflanzung, sondern auch kann für die Pflanzen sogar zum Tod führen. Aus diesem Grund wurden die Pflanzen in den Vorversuchen mit verschiedenen Salzmengen behandelt um einen Pflanzenausfall in den Hauptversuchen zu vermeiden.

Zur Vermeidung eines osmotischen Schocks der Stecklinge wurde die NaCl-Gabe zeitlich versetzt durchgeführt, sodass die Salzgaben in einem zeitlichen Abstand von 7 Tagen (+/-1 Tag) in mehreren Wochen erfolgten.

In Tabelle 6 werden in einer Übersicht über die mit Salz behandelten Pflanzen in Bezug auf die Vorgehensweise der einzelnen Vorversuche zusammengefasst. Die Versuchsgruppen AM und Co. erhielten hier wie in den Hauptversuchen über den ganzen Versuchszeitraum kein Salz.

### **Prüffaktoren**

Ein entscheidender Schutzfaktor, der die Pflanzen vor dem Salzstress bzw. vor Austrocknung schützt, ist die Aminosäure Prolin. Ein weiterer wichtiger Marker des oxidativen Stresses bei den Pflanzen ist Malondialdehyd (MDA). Die Änderungen im Chlorophyllgehalt spielen als Stressanzeiger eine große Rolle. Für die Auswahl der geeigneten Prüfmerkmale wurden die oben genannten Stressanzeiger untersucht. Die Methode zur Bestimmung von Chlorophyll erfolgte nach ARNON (1949). Die weiteren Bestimmungsmethoden von Prolin und Malondialdehyd werden in Hauptversuch beschrieben (s. Kapitel 2.4.2).

### **Blattprobenahme**

Um den Prolin-, MDA- und Chlorophyllgehalt zu bestimmen, wurden nach jeder Salzzugabe in einem zeitlichen Abstand von 7 Tagen (+/-1 Tag) Blattproben von einer Versuchsgruppe gesammelt. Somit repräsentiert der sich daraus berechnete Wert die 10 Pflanzen einer Versuchsgruppe. Die Sammlung der Blattproben sowie die Durchführungen der Bestimmungen erfolgten für alle Versuchsvarianten parallel.

**Erntezeit**

Beim ersten und zweiten Vorversuch wurden parallel ein Kurz- und ein Langzeitversuch mit zwei unterschiedlichen Ernteterminen pro Versuchsvariante durchgeführt. Die Ernte erfolgte beim Kurzzeitversuch ca. 2.5 Monate vor dem Langzeitversuch. Diese Abstandszeit wurde im zweiten Vorversuch auf einen Monat verkürzt.

**Tab. 6: Übersicht zur Vorgehensweise der Salzzufuhr**

Vorversuche	Versuchsgruppen Abkürzung	Salzgabe (g/ml) pro 2Kg Boden	Anzahl der Salzgaben	Gesamte Salzmenge je Gefäß
1 Vorversuch	AM / Co.	200ml Wasser	4	—
	AM I / Co. I	0.5g/200ml Wasser 42.78 mM	4	2g/2Kg Boden
	AM II / Co. II	1g/200ml Wasser 85.56 mM	4	4g/2Kg Boden
	AMI III / Co. III	2g/200ml Wasser 171.12 mM	4	8g/2Kg Boden
2 Vorversuch	AM / Co.	200ml Wasser	3	—
	AM I / Co. I	1g/200ml Wasser 85.56 mM	3	3g/2Kg Boden
	AM II / Co. II	1.5g/200ml Wasser 128.34 mM	3	4.5g/2Kg Boden
	AM III / Co. III	2g/200ml Wasser 171.12 mM	3	6g/2Kg Boden
3 Vorversuch	AM / Co.	200ml Wasser	6	—
	AM I / Co. I	0.5g/200ml Wasser 42.78 mM	6	3g/2Kg Boden
	AM II / Co. II	1g/200ml Wasser 85.56 mM	6	6g/2Kg Boden

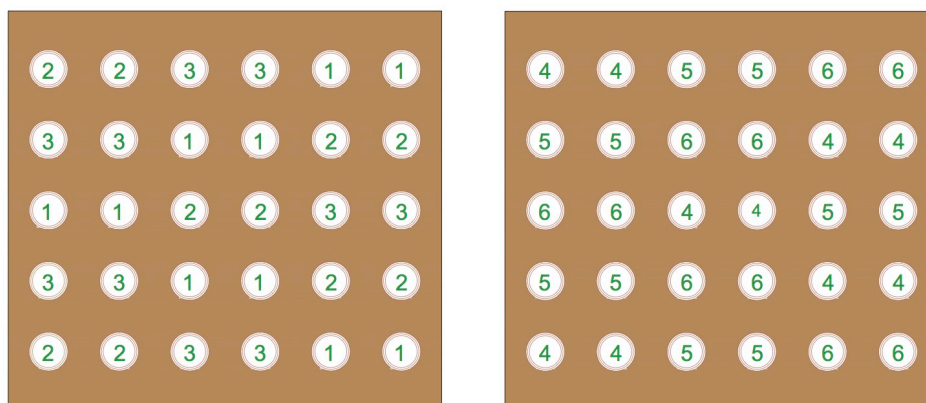


### 2.3.2 Hauptversuch

Es wurden Zwei Gefäßversuche im Forschungsgewächshaus II der FU Berlin auf dem Gelände des Instituts für Biologie in der Königin-Luise-Straße mit einen Flächeninhalt von  $36\text{m}^2$  ( $6\text{m} \times 6\text{m}$ ) in südöstlicher nach nordwestlicher Himmelsrichtung durchgeführt. Eine weitere Vegetation erfolgte in Gewächshaus-kammern Julius Kühn-Institut (JKI) mit einem Flächeninhalt von  $12.5\text{m}^2$  ( $4\text{m} \times 3.13\text{m}$ ) in Ost nach West Himmelsrichtung.

Alle Gefäßversuche fanden in den Jahren 2015 und 2016 statt. Für jeden Vegetationsversuch wurde neuer Boden aus dem Julius Kühn-Institut (JKI) für Kulturpflanzen eingesetzt.

Ein Ziel dieses Experiments war die Bestimmung des Prolin- und Malondialdehyd-Gehalts in Pflanzenblättern in vier Zeitintervallen. Aus diesem Grund war der Stichprobenumfang der Pflanzenblätter sehr wichtig um vorkommende Fehlstellen durch den Ausfall von einzelnen Kulturpflanzen zu vermeiden. Es wurden fünf Wiederholungen mit je zwei Pflanzen (Gefäße) angelegt. Somit bestanden fünf Stichproben für eine Messung von einer Versuchsgruppe von zehn Pflanzen. Dadurch wurde eine Mischprobe aus zwei Pflanzen pro Variante erzeugt. In diesem Pflanzenversuch wurden die Pflanzen mit AM-Pilz von den Kontrollpflanzen getrennt auf zwei Tische gestellt um Kontaminationsgefahr zu vermeiden. Das Versuchsdesign im Gewächshaus wird in Abbildung 3 und 4 dargestellt.



- |                                     |                                      |
|-------------------------------------|--------------------------------------|
| 1. mykorrhizierte Pflanzen (AM)     | 4. Kontrolle Pflanzen (Co.)          |
| 2. AM + NaCl I (2g NaCl pro Gefäß)  | 5. Co. + NaCl I (2g NaCl pro Gefäß)  |
| 3. AM + NaCl II (4g NaCl pro Gefäß) | 6. Co. + NaCl II (4g NaCl pro Gefäß) |

**Abb. 3: Skizze des Versuchsdesigns im Gewächshaus**



**Abb. 4: Versuchsaufstellung im Gewächshaus FU Berlin (17.07.2016)**

### 2.3.2.1 Versuchsbedingungen

Die Temperatur in den Gewächshäusern wurde auf 22° Tagestemperatur und auf 20° Nachtstemperatur eingestellt. In dem Gewächshausversuch an der FU Berlin erfolgt die Beleuchtung mit 20 Lampen (250 Watt) mit etwa 20000 Lux. Vier spezielle Natriumdampflampen (400 Watt) regulierten die Helligkeit des Gewächshauses von JKI. Die Lampenbeleuchtung in dem Gewächshaus wurde durch eine Lichtsensorenautomatik geregelt. Bei Bedarf wurden die Gewächshausdächer mittels elektrischer Rollos schattiert, um einer übermäßigen Erwärmung in den

Kammern vorzubeugen. Während der gesamten Versuchsdauer erfolgte die Bewässerung der Pflanzen durch Messbecher. Dies ermöglichte eine gleichmäßige Wasserverteilung bzw. kontrollierte Wasserzufuhr. Die Wassergabe wurde nach Wasserbedarf der Pflanzen geregelt.

In Tabelle 7 wird die Versuchsanordnung bzw. der Aufbau der Versuchsplanung für die gesamten Vegetationsversuche dargestellt.

**Tab. 7: Übersicht über den Aufbau der Versuchsplanung**

Faktor Mykorrhiza	Faktor Salzzugabe	Abkürzung	Wiederholung
Kontrolle ohne Inokulum	2kg Boden pro Versuchsgefäße	Co.	10
	2kg Boden pro Versuchsgefäße +2g NaCl (171.12 mM)	Co. I	10
	2kg Boden pro Versuchsgefäße +4g NaCl (342.23 mM)	Co. II	10
<i>G. intraradices</i> (5% des Boden- Volumens pro Gefäße (V/V))	2kg Boden pro Versuchsgefäße	AM	10
	2kg Boden pro Versuchsgefäße +2g NaCl (171.12 mM)	AM I	10
	2kg Boden pro Versuchsgefäße +4g NaCl (342.23 mM)	AM II	10
			<b>Σ60</b>

### **2.3.2.2 Anpflanzen der Rebenstecklinge**

Die erste und dritte Vegetation fanden in der Zeit ab dem 27.04.2015 und 02.08.2016 in den Gewächshauskammern der FU Berlin und die zweite Vegetation ab dem 17.06.2015 in den Gewächshauskammern des JKI statt.

Die Holzstecklinge wurden vor der Pflanzung in die Versuchsböden zwei Wochen lang in den Gewächshauskammern in enthärtetes Brauchwasser gestellt, um eine Akklimatisierung des Pflanzmaterials nach der Lagerung im Kühlraum an die Versuchsumgebung zu gewährleisten.

Als Versuchsgefäße kamen 2L Kunststofföpfe (Ø 16.7 cm x H 13.2cm) von der Firma Hermann Meyer zum Einsatz. Der Boden jedes Gefäßes wurde zuerst mit Filzstoff abgedeckt, um den Verlust von Erde bei der Bewässerung zu vermeiden. Danach wurde jedes Gefäß mit 2kg Boden (ca. 1900 ml) befüllt und ein Holzsteckling ca. 10 cm tief ins Substrat eingebracht. Zum Schluss wurden die Rebstecklingen mit enthärtetem Brauchwasser angegossen. Zur Vermeidung von Wasserverlust besonders während der Salzzugabe kam unter jedes Gefäß ein Plastikuntersetzer.

### **2.3.2.3 Inokulumapplikation**

Die Inokulumapplikation erfolgte in Abhängigkeit von der jeweiligen Versuchsvariante. Der behandelte Boden der Hälfte der Versuchsgefäße (30 Gefäße) erhielt entsprechend den Versuchsvarianten eine AM-Inokulumgabe des BioMyc<sup>tm</sup> Vital Mykorrhiza-Konzentrats von 5% des Bodenvolumens pro Gefäß. Die Einbringung des AM-Inokulums erfolgte in den Boden der Wurzelbildungszone von Versuchspflanzen. Die Kontrollvariante (30 Gefäße) erhielt keine Inokula.

### **2.3.2.4 Salzapplikation**

Fünfundvierzig Tage nach der Anpflanzung der Stecklinge wurden sie mit Salzlösungen behandelt, um Salzstress zu initiieren. Als Salz wurde in diesem Pflanzenversuch Natriumchlorid verwendet.

Um eine direkte Schädigung der Pflanzen durch osmotischen Schock zu vermeiden, wurde die nötige Salzmenge in zwei Gaben aufgeteilt, wobei die Salzzufuhr mit einem Abstand von achtundvierzig Stunden erfolgte. Zur Vermeidung der Salzauswaschung wurden die Versuchspflanzen zwei Tage vor und nach Salzzugabe bewässert.

Für die Realisierung einer Salzstressbedingung im Boden wurde jeder Pflanze in den Versuchsreihen AM I und Co. I 1g NaCl und in der Versuchsgruppen AM II und Co. II 2g NaCl pro kg Boden zugeführt, sodass während der Salzapplikation die Salzstressvarianten AM I, Co. I 2g NaCl (171.12 mM) und AM II, Co. II 4g NaCl (342.23 mM) jeweils gelöst in 200 ml Gießwasser erhielten. Die erwähnte Salzmenge wurde den Pflanzen an zwei Tage verabreicht. Zur Einheitlichkeit der Versuchsbedingungen bekamen die Pflanzen der Versuchsgruppen AM und Co. zu dem Zeitpunkt der Salzzugabe die gleiche Menge an Wasser ohne Salz.

Um die Salzwirkungen auf die Pflanzen besser beobachten zu können, wurden die Stecklinge 70 Tage nach der letzten Salzverabreichung auf dem Versuchsstandort ohne weitere Behandlung stehen gelassen. Danach wurden alle Pflanzen für weitere Ermittlungen der Biomasse und sowie die Analyse der Pflanzennährstoffe und die Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades in den Pflanzenwurzeln geerntet.

### **2.3.2.5 Probenahmen**

#### **Probenahme des Blattmaterials**

Die Entnahme der Blattproben für die spätere Bestimmung des Prolin- und Malondialdehydgehalt erfolgten innerhalb von zehn Tagen nach der Salzzufuhr. Die exakten Zeitpunkte für die Probenahme waren 1, 4, 7 und 10 Tage nach der Salz-Applikation.

Bei jeder Probenahme wurde die gleiche Menge der junger und entwickelter Pflanzenblätter aus zwei Versuchsgefäßen einer Variante entnommen und zu einem späteren Zeit zu einer Mischprobe vereinigt. Somit bestanden fünf Proben

einer Versuchsreihe aus zehn Pflanzen. Die Sammlung der Blattproben fand für alle Versuchsgruppen parallel statt. Die frisch geernteten Blätter wurden bis zur weiteren Bearbeitung in Gefrierbeuteln bei  $-20^{\circ}$  im Gefrierfachschrank aufbewahrt.

### **Wurzelprobenahme**

Die Wurzelprobenentnahmen für die mikrobiologischen Untersuchungen erfolgten an den Ernteterminen. Nach der Befreiung des Wurzelteils von den anhängenden Bodenpartikeln wurde zur Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades die gleiche ausreichende Menge der repräsentativen Wurzelstichproben aus zwei Versuchsgefäßen einer Variante entnommen, zu einer Mischprobe vereinigt und bis zur weiteren Bearbeitung in verschließbaren Polypropylen-Röhrchen aufbewahrt. Somit bestanden fünf Röhrchen für die weitere Untersuchungen aus einer Versuchsreihe von zehn Pflanzen bzw. dreißig PP-Röhrchen aus allen Gefäßversuchen. Die PP-Röhrchen wurden mit 70% Ethanol gefüllt und im Kühlraum bei  $4^{\circ}$  gelagert.

## **2.4 Auswertungsmethoden**

### **2.4.1 Chemische Untersuchungsmethoden**

Die Mineralstoffanalysen wurden im JKI Berlin-Dahlem durchgeführt. Die Messung der Nährstoffkonzentrationen in den Pflanzen- und Bodenextrakten erfolgte unter Verwendung geeigneter Chemikalien (Instra®, Fa. J. T. BAKER) an einem ICAP (Inductively Coupled Argon Plasma) der Fa. PERKIN-ELMER.

#### **2.4.1.1 Nährstoffe in den Weinreben**

Die Bestimmung der Mikro- und Makronährstoffe in den Blättern, Stängeln und Wurzeln der Rebpflanzen erfolgte nach Entwässerung der Proben im Trockenschrank bei  $105^{\circ}$  und deren Pulverisierung mittels einer Kugelachtmühle. In die Teflonbecher wurden ca. 400mg gemahlene Pflanzenmaterial mit der Analysenwaage eingewogen und mit 5ml konzentrierter Salpetersäure ( $\text{HNO}_3$ ) aufgenommen. Anschließend wurden die Teflonbecher in den Aufschlussblock gesetzt und der Aufschlussblock verschraubt. Der Druckaufschluss der Proben

wurde mit einem Gerät der Firma LAL für 10 Stunden auf 160° erhitzt. Nach Aufschluss über Nacht wurde das Untersuchungsmaterial mittels bidest. H<sub>2</sub>O über einen Weißbandfilter in ein Probengefäß überführt und auf 50ml verdünnt.

#### **2.4.1.2 Nährstoffe im Versuchsboden**

Die Bodenproben für die Nährelementeanalysen wurden vor der Bepflanzung untersucht. Die nicht angesäuerten Bodenproben wurden gesiebt (Edelstahlsieb, Maschenweite 2mm) und über mehrere Tage luftgetrocknet.

#### **Gesamtgehalte der Nährelemente im Boden**

Die Bestimmung der Gesamtgehalte der Nährelemente erfolgte durch Aufschluss des Bodens mit Königswasser (konz. HCl / konz. HNO<sub>3</sub>, 3:1 v/v). Für den Königswasseraufschluss wurden jeweils 2g luftgetrockneter Boden in DigiTubes-Gefäße eingewogen und mit bidest. H<sub>2</sub>O heruntergespült. Nach Zugabe von 50 ml Königswasser wurden die Ansätze im Abzug über Nacht stehen gelassen und am nächsten Tag am Rückflusskühler für 2.5 h bei 130° gekocht. Die Proben wurden ein weiteres Mal heruntergespült, in 50 ml Kolben ohne Filterpapier überführt und mit bidest. H<sub>2</sub>O aufgefüllt. Abschließend erfolgte die Filtration über Weißbandfilter (ohne weiteres Auffüllen der Kolben).

#### **Pflanzenverfügbaren Gehalte an Nährelemente im Boden**

Die Nährelemente, die potentiell für die Pflanzen im Bodenwasser verfügbar sind, konnten mit Ammoniumnitrat-Extraktion und der CAT-Methode (CaCl<sub>2</sub> + DTPA) aufgeschlossen werden. Für den CAT-Bodenextrakt wurde eine Vorratslösung hergestellt, bestehend aus 0.0125 M CaCl<sub>2</sub>·2H<sub>2</sub>O und 0,002 M DTPA (Diethylentriaminpentaessigsäure) in 5 L 80° heißem Wasser gelöst.

Für die Bodenextraktion wurden 5g lufttrockener Boden in eine 125 ml Extraktionsflasche eingewogen und mit 50 ml Gebrauchslösung (s. o.) überspült. Nach 1 h Schütteln mit einem Überkopf-Schüttler (Firma Gerhardt) folgte das Filtern mit einem Faltenfilter 132, wobei die ersten 5 ml verworfen wurden.

Für die Ammoniumnitrat-Extraktion wurde 20g gesiebter lufttrockener Boden in einer 125 ml Extraktionsflasche mit 50 ml Ammoniumnitratlösung 1 M versetzt. Nach 2 h Schütteln mit einem Überkopf-Schüttler (Firma Gerhardt) folgte die Dekantierung der überstehenden Lösung bzw. Filtrierung über einen 0.45 µm-Membranfilter, wobei die ersten 5 ml verworfen wurden.

## **2.4.2 Biologische und biochemische Untersuchungsmethoden**

### **2.4.2.1 Bestimmungen der Trockensubstanzerträge**

Zum Zeitpunkt der Ernte der Rebpflanzen wurden die Triebe von den Holzstecklingen getrennt und die Blattspreiten von den Stängeln separiert. Die geernteten Pflanzenteile wurden in vorher entsprechend beschriftete abgewogene Stofftüten verpackt.

Die Rebenwurzeln wurden vorsichtig vom Boden befreit und für die Trockensubstanzbestimmung unter fließendem Wasser von Bodenrückständen an den Wurzeln gereinigt. Nach der Wurzelprobeentnahme wurden die Restwurzeln in vorher beschriftete und abgewogene Stoffbeutel verpackt.

Die gesammelten Stoffbeutel wurden dann zur Bestimmung des Trockengewichts und für weitere Analysen zum Nährstoffgehalt der Pflanzen zum JKI transportiert, wo die Triebe und Wurzeln zwei Tage bei 60° und einen Tag bei 105° im Umlauf/Ablauf Trockenschrank (HAEREUS) getrocknet.

### **2.4.2.2 Prolinbestimmung**

Die Quantifizierung von Prolin erfolgte nach der von BATES et al. (1973) beschriebenen sauren Ninhydrin-Methode. Dabei reagiert Ninhydrin bei niedrigem pH mit Aminogruppen von Aminosäuren und bildet einen blauen Farbstoff, bei sekundären Aminosäuren wie Prolin hingegen entsteht ein roter Farbkomplex. Die Extinktion des Prolinderivates kann dann photometrisch bei einer Wellenlänge von 520 nm gemessen werden. Dabei ist die Intensität der Farbe proportional zu der Konzentration des Farbstoffes und damit zu der Konzentration von Prolin (Lambert Beersches Gesetz).



Für den Prolinnachweis wurde für jede Versuchsvariante jeweils fünf Mal 0.5 g gefrorenes Blattmaterial in einem Mörser mithilfe von flüssigem Stickstoff homogenisiert und anschließend 10 ml 3%-iger Sulfosalicylsäure zugeführt. Danach wurde dieser Ansatz in Zentrifugenröhrchen überführt. Die Lösungen wurden 20 min bei  $4.500 \text{ U} \times \text{min}^{-1}$ ,  $4^\circ$  (Allegra x-30R, Beckman Coulter) zentrifugiert. 2 ml des Überstandes wurden in je ein Reagenzglas überführt, 2 ml Eisessig und 2 ml Reaktionslösung (1.25 g Ninhydrin + 30 ml Eisessig + 20 ml 6 M Phosphorsäure) zugegeben, verschlossen und 10 s geschüttelt (neolab 7-2020, Vortex Mixer). Im Anschluss wurde dieser Ansatz 60 Min bei  $100^\circ$  im Wasserbad (GFL<sup>®</sup>, 1083) inkubiert. Anschließend wurde die Reaktion durch Abkühlen im Eisbad abgebrochen und Prolin mithilfe von 4 ml Toluol 99.8% (Roth) aus dem Reaktionsgemisch extrahiert. Die Absorption des Toluol-Farbstoff-Gemisches wurde dann in Glasküvetten im Spektralphotometer GeneQuant<sup>™</sup> 1300 einmal pro Versuchsvariante bei 520 nm gegen einen Blindwert (reines Toluol) gemessen. Die Konzentrationsbestimmung von L-Prolin (Sigma) erfolgte unter Verwendung einer Kalibrationsgeraden (0, 4, 6, 8, 12 und 20 mg/L L-Prolin). Anhand der folgenden Formel wurde der Prolingehalt pro Gramm Gewicht der Blattprobe errechnet:

$$\text{Prolin } (\mu\text{mol/g FM}) = \frac{\text{Mikrogramm Prolin/ml} \times \text{Toluol (4 ml)} \times 5}{115.5 \text{ g} \cdot \text{mol}^{-1} \times \text{Frischmasse der Blattprobe (g)}}$$

#### 2.4.2.3 Malondialdehydbestimmung

Malondialdehyd (MDA) ist ein Endprodukt der Lipidperoxidation, das ausschließlich aus mehrfach ungesättigten Lipiden entsteht. Es dient als Biomarker für den oxidativen Stress. Bei Pflanzen kann der Gehalt von Malondialdehyd als Marker für abiotischen Stress wie beispielsweise Trockenheit und Salzstress dienen. Darüber kann ein Rückschluss auf die Stärke der Lipidperoxidation und den Grad der Membranzerstörung in der Zelle gezogen werden. Auf diese Weise ist der Gehalt der Malondialdehyd (MDA) in Pflanzen unter abiotischem Stress wie Trockenheit, Salzstress, usw. ein Maß für die Stärke der Lipidperoxidation und dadurch für den Grad der Membranzerstörung in der pflanzlichen Zelle.

Für den Malondialdehydnachweis in Anlehnung an CARMK & HORST (1991) wurde für jede Versuchsvariante jeweils fünf Mal 0.2 g gefrorenes Blattmaterial in einem Mörser mithilfe von flüssigem Stickstoff homogenisiert und anschließend 5 ml 0.1 %-iger Trichloressigsäurelösung (TCA) zugeführt. Danach wurde dieser Ansatz in Zentrifugenröhrchen überführt. Die Lösungen wurden 20 min bei 4.500 U x min<sup>-1</sup>, 4° (Allegra x-30R, Beckman Coulter) zentrifugiert. 1 ml des Überstandes wurden in je ein Reagenzglas überführt, 4 ml TBA-TCA-Lösung (20% Trichloressigsäure (TCA) + 0.5% Thiobarbitursäure (TBA)) zugegeben, verschlossen und 10 s geschüttelt (neolab 7-2020, Vortex Mixer).

Diese Lösungen wurden erneut für 30 min bei 4600 U x min<sup>-1</sup>, 4° (Allegra x-30R, Beckman Coulter) zentrifugiert. Zur Bestimmung der Menge des MDA-TBA-Komplexes wurde der gelbrotfarbene Überstand zur Absorptionsmessung abgenommen und in Glasküvetten im Spektralphotometer GeneQuant™1300 bei 532 nm und 600 nm gegen einen Leerwert (destilliertes Wasser) gemessen. Aus dem erhaltenen Messwert für jede Probe je Wellenlänge wurde der MDA-Gehalt nach folgender Formel bestimmt:

$$\text{MDA (nmol / g FM)} = \frac{1000 [(\text{Abs } 523 - \text{Abs } 600\text{nm}) / 155]}{\text{g FM}}$$

g FM = (Gramm von Frischmasse des verbrauchten Blattmaterials)

Abs = Absorption bei bestimmten Wellenlängen

### **2.4.3 Mikrobiologische Untersuchungsmethoden**

#### **2.4.3.1 Anfärben der arbuskulären Mykorrhizapilze**

In jedem Vegetationsversuch wurden die Wurzeln aller Versuchspflanzen in Anlehnung an die Methode von KOSKE & GEMMA (1989) angefärbt. Hierzu wurden die Feinwurzeln für das Gewebe-Clearing 1 h bei 90° in 2.5%iger KOH-Lösung im Wasserbad (GFL<sup>®</sup>,1083) gekocht. Anschließend wurden die Wurzeln nach mehrfachem Spülen mit bidest. H<sub>2</sub>O mit frisch angesetzter alkalischer Lösung aus 10 ml H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> 30%, 8 ml NH<sub>4</sub>OH 25% und 82 ml bidest. H<sub>2</sub>O für 30 min gebleicht.

Da die Wurzeln nach der Behandlungen mit KOH und H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> sehr alkalisch sind, müssen die Wurzelproben zum Erstellen einer guten Bindung zwischen dem Farbstoff Trypanblau und Mykorrhizastrukturen angesäuert werden (JENSEN, 1962). Aus diesem Grund wurden die Proben nach Ablauf der Bleichungszeit erneut mehrfach mit bidest. H<sub>2</sub>O gewaschen und über Nacht in 1%iger HCl inkubiert. Am nächsten Tag wurden die Wurzeln zur Färbung 1h bei 90° in einer Lösung aus 0.05% Trypanblau (in 50 ml Glycerin, 45 ml H<sub>2</sub>O und 5 ml 1% HCl) gelegt. Danach folgte eine Entfärbung für 1h bei 60° in einer sauren Glycerinlösung, bestehend aus 50 ml Glycerin, 45 ml H<sub>2</sub>O und 5 ml HCl 1%.

Dieser Entfärbungsprozess verringert nicht nur die Intensität der Färbung, sondern beseitigt offensive und gefährliche Dämpfe und reduziert die Wahrscheinlichkeit des Kontaktes mit ätzenden Substanzen, die während der Bearbeitung der Wurzelproben die Haut reizen können (ARENA, 1986). Die Hyphen, Arbuskeln und Vesikel der Mykorrhizapilze erscheinen nach Abschluss der Färbung dunkelblau.

#### **2.4.3.2 Mikroskopische Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades**

Die Bonitur der gefärbten pilzlichen Strukturen erfolgte in Anlehnung an SCHMITZ et al., (1991). Hierzu wurden die ca. 1 cm lang gefärbten Rebwurzeln auf dem Objektträger platziert und mit dem Mikroskop (LEICA DM 750) in 200-facher Vergrößerung (10 x 20) betrachtet. Jeder innerhalb eines Bildausschnittes sichtbare Wurzelabschnitt wurde auf Hyphen, Vesikel und Arbuskeln überprüft. Dabei galt ein Wurzelabschnitt als mykorrhiziert, wenn mindestens eine der genannten Mykorrhizastrukturen auftrat. Um statistisch gesicherte Ergebnisse zu erzielen, mussten mindestens 300 Wurzelabschnitte pro Probe untersucht werden. Der Gesamtmykorrhizierungsgrad ergab sich aus dem prozentualen Verhältnis der als mykorrhiziert eingestuftten Wurzelsegmente zur Gesamtmenge der betrachteten Wurzelabschnitte. Dieser Vorgang wurde für jeden Vegetationsversuch durchgeführt.

## 2.5 Statistische Auswertung

Die statistische Verrechnung der Daten erfolgte mit Hilfe der ANOVA (Analysis Of Variance). Bei der statistischen Analyse handelt sich um zwei- oder dreifaktoriellen Versuche mit den Faktoren Zeit, Pilz (AM) und NaCl, wobei der Salzfaktor in diesen Versuche in drei Stufen (ohne NaCl, NaCl I, NaCl II) betrachtet wird. Nach Prüfung der Daten auf Normalverteilung ( $p < 0.05$ ) und Varianz ( $p < 0.05$ ) erfolgte die Auswertung mittels einer zwei- oder dreifaktoriellen Varianzanalyse (F-Test) und dadurch wurde zuerst die Hauptwirkungen und Wechselwirkungen von AM, NaCl und der Zeit überprüft. Die Ergebnisse des F-Tests (Haupt- und Wechselwirkung) wurden für die nachfolgend dargestellten Mittelwertvergleiche entweder mit dem t-Test für den paarweisen Vergleich aller möglichen Paare von Behandlungen oder dem Tukey-Test für einen multiplen Vergleich gegen eine Kontrollgruppe durchgeführt und in den Tabellen und Abbildungen berücksichtigt. Zur Kennzeichnung von gesicherten Unterschieden zwischen den Mittelwerten wurden die Grenzdifferenzen und Buchstaben angegeben, wobei Werte ohne gemeinsamen Buchstaben sich signifikant unterscheiden.

Im Ergebnisse wurde auch die prozentuale Mittelwert-Differenz der Prüffaktoren zwischen den mit AM-Pilz behandelten Pflanzen und den Kontrollpflanzen verglichen. Zur besseren Darstellung der prozentualen Änderung zur Kontrolle wurde die höchste Veränderungszahl in den Tabellen durch Fettdruck markiert.

Die Auswertungen der Pilzbesiedlung und des Salzstresses auf die Prüffaktoren der Rebenstecklinge werden wie folgt untersucht:

### **Statistische Auswertung des Einflusses von AM auf die Rebpflanzen im Vergleich zu den Kontrollpflanzen:**

Nach der Feststellung einer signifikanten Hauptwirkung zwischen AM-Pilz und NaCl wurden für die Untersuchung des AM Einflusses auf die Weinreben die Versuchsparameter von allen mykorrhizierten Pflanzen (AM, AM I und AM II) gegenüber den Kontrollpflanzen (Co., Co. I und Co. II) statistisch verglichen. Statistisch signifikante Unterschiede zwischen den beiden Gruppen sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.

Nach der Feststellung einer signifikanten Wechselwirkung zwischen AM und NaCl wurden für die Untersuchung des AM Einflusses auf die Weinreben die Prüffaktoren der mykorrhizierten Pflanzen gegenüber den Kontrollpflanzen in allen Salzstufen untersucht. Statistisch signifikante Unterschiede zwischen den Varianten gegenüber den Kontrollpflanzen wurden mit unterschiedlichen Buchstaben bezeichnet.

#### **Statistische Auswertung des Einflusses von Salzstress auf die Rebpflanzen:**

Nach der Feststellung einer signifikanten Hauptwirkung zwischen AM und NaCl wurden für die Untersuchung des Salzeffektes auf die Weinreben die Versuchsparameter der Rebpflanzen (AM- und Kontrollpflanzen) von jeden der drei Salzstufen miteinander verglichen (ohne NaCl, NaCl I und NaCl II). Statistisch signifikante Unterschiede zwischen allen behandelten Salzstufen sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.

Nach der Feststellung einer signifikanten Wechselwirkung zwischen AM-Pilz und NaCl wurden für die Untersuchung des AM-Einflusses auf die Weinreben, die Prüffaktoren der Weinreben in den AM-Gruppen separat von den Kontrollgruppen überprüft. Das bedeutet, die statistischen Auswertungen erfolgten mit Hilfe der unterschiedlichen Buchstaben innerhalb der AM- und Kontrollgruppen zwischen den Salzstufen.

#### **Statistische Überprüfung des Zeiteffektes auf den Malondialdehyd- und Prolingehalt in den Rebenblättern:**

Nach der Messung der Malondialdehyd- und Prolinkonzentration in den Weinrebenblättern zu verschiedenen Zeitpunkten erfolgte innerhalb von zehn Tagen nach der Salzzugabe durch das Statistikverfahren (ANOVA/ Messwiederholung Test), zuerst die Überprüfung des Zeiteffektes. Da in dieser Zeitspanne (zehn Tage) keine signifikante Veränderung des Prolin- und Malondialdehydgehaltes in den Blättern zu erkennen war, wurden von vier zeitlich unterschiedlichen Messproben nur eine Messprobe pro Vegetationsversuch ausgewählt und in einer Tabelle präsentiert. Die weiteren Ergebnisse sind im Detail im Anhang 1 beigefügt.

---

Alle statistischen Berechnungen wurden mit SPSS durchgeführt. Für die Irrtumswahrscheinlichkeit wurde  $p < 0.05$  festgelegt.

### 3 Ergebnisse

In der vorliegenden Arbeit wurde der Einfluss des Mykorrhizapilzes *Glomus intraradices* (AM) als eine assoziierte Pilzarten auf salzgestresste Weinreben untersucht. Die Durchführung der Experimente mit den Pflanzen erfolgte in Vor- und Hauptversuchen. Für den Aufbau der Hauptversuche wurde in den Vorversuchen auf bestimmte Fragen wie die Salzkonzentration, die Auswahl der Prüffaktoren, die Zeit der Blattprobeentnahme und auf den richtigen Erntezeitpunkt Bezug genommen. Auf der Basis der Vorversuche wurden in den Hauptversuchen die ausgewählten Parameter des pflanzlichen Metabolismus untersucht.

Darüber hinaus wurde die Salzstresseinwirkung auf ausgewählte Parameter neben dem AM-Einfluss auf die Weinreben mittels statistischer Verfahren untersucht.

Aufgrund der Fülle an Ergebnissen, die während der Untersuchungen angefallen sind, werden im vorliegenden Teil der Arbeit nur die wichtigsten dargestellt. Alle anderen bedeutungsvollen Daten sind in den Anhängen einzusehen.

#### 3.1 Vorversuche

##### 3.1.1 Auswahl der Salzkonzentration

Das Ergebnis des ersten Vorversuchs zeigte, dass in der Erntezeit bei der AM III und Co. III (8g/2kg Boden, in 4 Wochen) ein Totalausfall der Pflanzen auftrat. Dieses Experiment wurde beim zweiten Vorversuch nur bei ein paar Pflanzen in der Versuchsgruppen AM III / Co. III (6g/2kg Boden, in 3 Wochen) wiederholt. Dabei waren die Fehlstellen bei der Co. III Variante höher als bei den AM III Gruppen. Bei der AM II und Co. II (4.5g/2kg Boden, in 3 Wochen) waren Blattnekrosen und Blattchlorosen zu erkennen aber es gab keine Pflanzenausfälle. Zu genauer Untersuchung der Verträglichkeit der Rebstecklingen wurde im dritten Vorversuch die 6g Salzmenge den Pflanzen innerhalb von 6 Wochen verabreicht, um sicherzustellen, dass die Pflanze mit erhöhten Salzkonzentrationen zurechtkommt. Das Ergebnis war gleich wie zweiten Vorversuch nur mit weniger Pflanzenausfall. Mithilfe der gesamten Vorversuche wurde festgestellt, dass die

Rebstecklingsunterlage 5 BB eine Salzkonzentration von 2g/kg Boden mit einem Zeitintervall für Salzzugabe vertragen kann.

### **3.1.2 Auswahl der geeigneten Prüffaktoren**

Die Ergebnisse in Bezug auf Bestimmung von Prolin-, MDA- und Chlorophyllgehalt in Weinblättern zeigten gravierende Unterschiede und Änderungen im Gehalt an Chlorophyll der Versuchspflanzen in allen drei Vorversuchen. Gründe dafür können geringe Veränderung von Lichtverhältnissen und Temperatur im Gewächshaus sein, da die Fotosynthese vorwiegend von Licht und Temperatur abhängig ist. Deshalb wurde in den Hauptversuchen die Bestimmung des Chlorophyllgehalts wegen der labilen Messwerte nicht ausgewählt.

### **3.1.3 Zeit der Blattprobenahme**

Die Messwerte von Prolin und MDA deuten darauf hin, dass die Konzentration von allen Prüffaktoren besonders Prolin trotz einer regelmäßigen Salzzufuhr im Laufe der Zeit sank. Zum Zeitpunkt kurz vor der Ernte nimmt die Differenz der Prüffaktoren zwischen Kontrollvariante und mykorrhizierten Pflanzen stark ab bzw. ist kein Unterschied mehr vorhanden. Deshalb erfolgte in den Hauptversuchen die Salzverabreichung nur an zwei Tagen mit einem zeitlichen Abstand von achtundvierzig Stunden und die Blattprobenahme wurden auf vier Probenahmen nach der Salzapplikation in einer kurzen Zeitspanne von zehn Tagen reduziert (s. Kapitel 2.3.2.5).

### **3.1.4 Ermittlung des richtigen Erntezeitpunkts**

Nach der Beobachtung der Pflanzen bei kurz- und langzeitiger Ernte konnte festgestellt werden, dass die makroskopische Wirkung von Salz auf Pflanzen (Blattnekrosen, Blattchlorosen und Wachstumshemmung, usw.) nach längerer Zeit im Vergleich zu kurzer Zeit mehr sichtbar ist. Aus diesem Grund wurden in Hauptversuche die Stecklinge 70 Tage nach der Salzzugabe geerntet.



### 3.2 Hauptversuch

Nach der Überprüfung der Ergebnisse der Vorversuche wurden Hauptexperimente durchgeführt. Die Versuchsreben wurden in zwei Gruppen sowohl mit AM als auch ohne AM aufgeteilt. Diese wurden ohne NaCl sowie mit zwei unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen (171.12 mM und 342.23 mM) behandelt. Zur Untersuchung der Auswirkungen der Pilzbesiedlung und dem Einfluss von Salzstress auf die Rebstecklinge gehören folgende Prüfmerkmale: Prolin- und Malondialdehydgehalt in den Blättern der Reben zu verschiedenen Zeitpunkten, Biotrockenmasse, Nährstoffgehalt der Reben und das Infektions- bzw. Besiedlungspotential des Mykorrhizapilzes.

Die Untersuchungen der oben genannten Versuchsparameter sollten bezüglich folgender Aspekte Aufschluss geben:

1. Welche Wirkungen haben Mykorrhizapilze auf die Prüffaktoren der Weinreben bei Abwesenheit bzw. Anwesenheit von NaCl?
2. Welche Wirkungen haben die unterschiedlichen Salzkonzentrationen auf die Prüffaktoren der Rebpflanzen?
3. Welche Wirkungen haben die unterschiedlichen Salzkonzentrationen auf den Infektionsgrad bzw. auf das Besiedlungspotential des AM Mykorrhizapilzes in den Rebenwurzeln?
4. Überprüfung des Zeiteinflusses auf die Prolin- und Malondialdehydkonzentration in den Blattorganen der Rebpflanzen innerhalb der Probenentnahmezeiten (10 Tage)?
5. Gibt es Wechselwirkungen zwischen AM und NaCl bzw. zwischen AM, NaCl und der Zeit bei der Bestimmung des Prolin- und Malondialdehydgehaltes?

In den Untersuchungen der vorliegenden Arbeit wurde die Einwirkung von Salzstress und/oder der Pilzbesiedlung auf die Prüffaktoren der Rebenstecklinge untersucht. Hierfür sind zuerst die Haupt- und Wechselwirkungen von AM, NaCl und der Zeit überprüft worden.

### **3.2.1 Bestimmung der Trockensubstanzerträge**

Die Prüfungen zur Wirksamkeit der Inokulationen mit den AM *Glomus intraradices* auf die Biomassenproduktion von Rebenstecklingen unter Salzstress erfolgte nach vier Monaten Wachstumsdauer in drei Vegetationsversuchen.

Für die Auswertung des Trockengewichtes (TG) der Versuchspflanzen wurden die gesamten oberirdischen Pflanzenteile (Blatt, Stängel und Spross) sowie die Wurzeln verwendet.

#### **Auswertungen der Haupt- und Wechselwirkungen von AM und NaCl**

Die Auswertung der zweifaktoriellen Varianzanalyse ergab folgende Sachverhalte (s. Tab. 8):

- Es sind signifikante Unterschiede zwischen den mit AM *G. intraradices* behandelten Versuchspflanzen und den unbehandelten Reben bei allen ober- und unterirdischen Pflanzenteilen erkennbar.
- Es gibt signifikante Unterschiede zwischen den mit Salz behandelten Rebenstecklingen und den Kontrollpflanzen in Bezug auf die ober- und unterirdischen Pflanzenteile.
- Es gibt eine signifikante Wechselwirkung zwischen AM und NaCl für die Biomasse der oberirdischen Pflanzenteile.
- Es gibt keine signifikante Wechselwirkung zwischen AM und NaCl für die Biomasse der unterirdische Pflanzenteile.

**Tab. 8: Darstellung der Ergebnisse des F-Tests der zweifaktoriellen Varianzanalyse für den Einfluss von AM und NaCl auf das Trockengewicht der Weinstecklinge in drei Vegetationsversuchen**

Versuchsfaktoren	1.Vegetationsversuch		2.Vegetationsversuch		3.Vegetationsversuch	
	Oberird. Teile	Unterird. Teile	Oberird. Teile	Unterird. Teile	Oberird. Teile	Unterird. Teile
AM	*	*	*	*	*	*
NaCl	*	*	*	*	*	*
AM*NaCl	*	ns	*	ns	*	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$  , ns = nicht signifikant

### **Pflanzliche Biomasse unter Pilzbesiedlung (AM)**

Nach vier monatiger Vegetationsdauer konnten bei allen Inokulationsvarianten Zunahmen der unterirdischen Pflanzenteile im Vergleich zu den Kontrollansätzen in den Pflanzversuchen beobachtet werden (s. Abb. 5). Der eingesetzte Mykorrhiza-Pilz *G. intraradices* (AM) verursachte bei den Versuchspflanzen signifikante Zunahmen der Wurzelbiomassen (1. Veg.: 37%, 2. Veg.: 18.3%, 3. Veg.: 23.1%) gegenüber den Kontrollpflanzen.

Aufgrund einer signifikanten Wechselwirkung zwischen AM und NaCl in Bezug auf die Biomasse der oberirdischen Pflanzenteile, wurde die Ertragsbildung der oberirdischen Pflanzenteile in jeder behandelten Salzstufe untersucht.

Aus den Abbildungen 6a, b, c wird ersichtlich, dass der AM *G. intraradices* einen signifikanten Einfluss auf die Biomassensteigerung der oberirdischen Pflanzenteile in allen AM-Versuchsvarianten gegenüber den Kontrollpflanzen hat.

Nur im ersten Vegetationsversuch (AM-Reben, ohne NaCl mykorrhizierte Pflanzen) ist keine statistisch gesicherte Steigerung der Biomassenproduktionen im Vergleich zur den Kontrollpflanzen (Co.-Reben) zu beobachten (s. Abb.6a).

Die Ergebnisse in Tabelle 10 zeigen, dass eine starke Steigerung der Biomasse durch den AM-Pilz auf den höchsten Salzstufen (NaCl II) um 70.8% (1. Veg.) gefolgt von NaCl I um 61.0% (2. Veg.) im Vergleich zu ihren Kontrollpflanzen erkennbar ist. Im Gegensatz dazu war in Abwesenheit von Salz (ohne NaCl) im Vergleich mit den Salz-behandelten Rebenstecklingen, in allen drei Vegetationsversuchen eine geringere Steigerung der Biomasse zwischen 10.1% - 30.7% gegenüber den Kontrollpflanzen zu beobachten.

Weiterhin konnte festgestellt werden, dass der AM-Pilz unter Salzstress mehr Einfluss auf die Anwuchsrate der oberirdischen Pflanzenteile hat.



**Abb. 5: Einfluss von AM und NaCl auf die Rebenwurzeln**

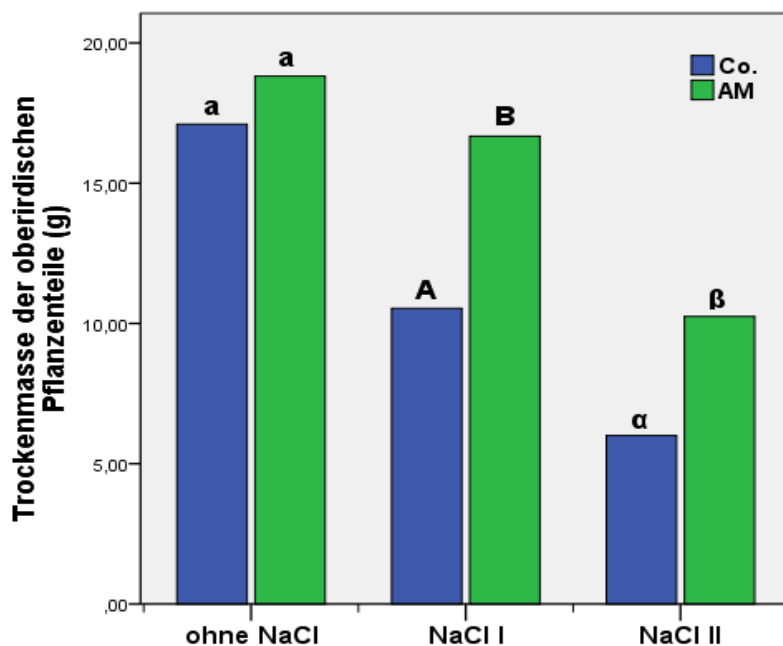


Abb. 6a: Einfluss von AM auf die Trockenmasse der oberirdischen Pflanzenteile der Rebpflanzen im 1. Vegetationsversuch. (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede,  $n=5$ , t-Test,  $p < 0.05$ )

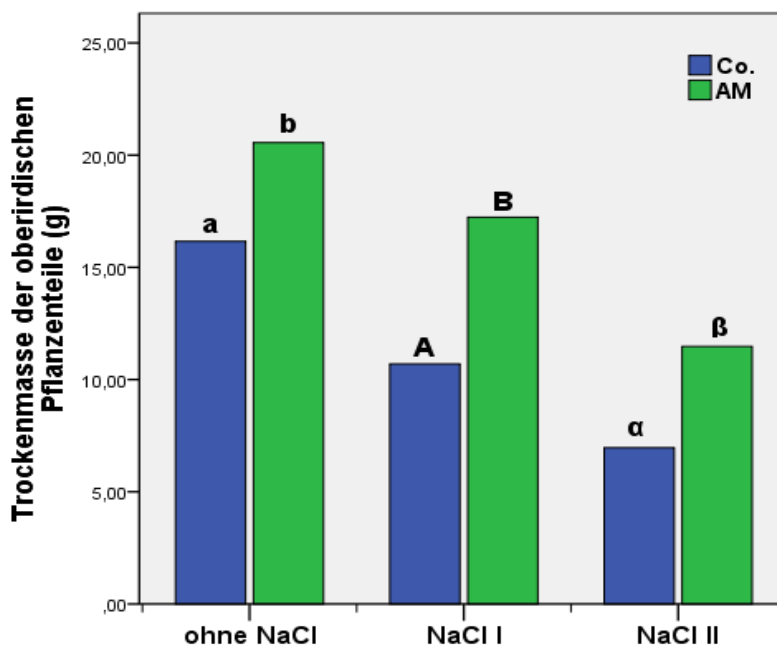
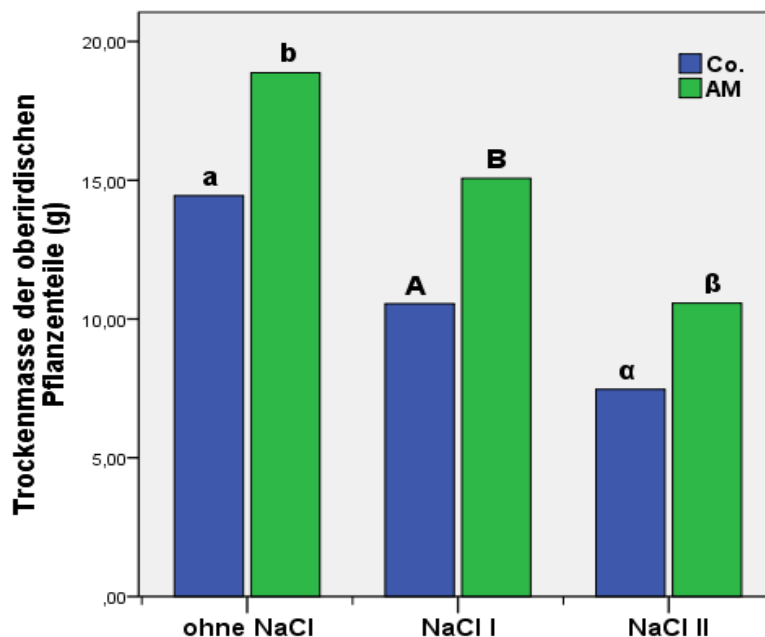


Abb. 6b: Einfluss von AM auf die Trockenmasse der oberirdischen Pflanzenteile der Rebpflanzen im 2. Vegetationsversuch. (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede,  $n=5$ , t-Test,  $p < 0.05$ )



**Abb. 6c: Einfluss von AM auf die Trockenmasse der oberirdischen Pflanzenteile der Rebpflanzen im 3. Vegetationsversuch. (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede,  $n = 5$ , t-Test,  $p < 0.05$ )**

### Pflanzliche Biomasse unter Salzstresseinwirkung

Pflanzen reagieren unterschiedlich stark auf Salz. Als Salzsymptome sind an den Pflanzen verzögerter Blattaustrieb, kleine Blätter, Blattchlorosen, Blattnekrosen, vorzeitiger Laubfall, reduziertes Wachstum, verkümmerte Pflanzen, geringere Abwehr gegen Pilze, Insektenbefall, Schadstoffe und meteorologische Stressfaktoren und in extremen Fällen das Absterben von Pflanzen festzustellen (BALDER 1998; SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2010).

Die Abbildungen 5 und 7 zeigen die oben genannten negativen Auswirkungen von Salzstress an den Wurzeln und Blättern. Die Resultate der Trockenmassbestimmung der unterirdischen Pflanzenteile weisen deutlich darauf hin, dass eine Zunahme der Salzkonzentration erwartungsgemäß eine Reduktion der Biotrockenmasse zur Folge hatte (s. Tab. 9 , Abb. 5 ).

In Tabelle 10 wurde die prozentuale Änderung der unterirdischen Biomasse in beiden Salzstufen NaCl I und NaCl II gegenüber den ohne NaCl kultivierten Pflanzen gezeigt. Die Wachstumsrate der Pflanzenwurzeln wurden in allen drei Vegetationen unter Salzstress bei NaCl I um 16.3% (1. Veg.), 20.6% (2. Veg.), 20.0% (3. Veg.) und bei NaCl II um 44.9% (1. Veg.), 38.5% (2. Veg.) und 40.1% (3. Veg.) gegenüber den unbehandelten Pflanzen signifikant verringert. So waren die negativen Auswirkungen von Salz bei NaCl II um das ca. 3-fache (1. Veg.) und ca. 2-fache (2. Veg., 3. Veg.) höher als bei NaCl I gegenüber den ohne NaCl kultivierten Pflanzen.

Tabelle 9 zeigt, dass das angewendete Salz eine signifikante negative Wirkung auf die Wachstumsrate der oberirdischen Pflanzenteile sowohl in der AM-Gruppe als auch in der Kontrollgruppe hat.

Weiterhin konnte anhand der Tabelle 10 festgestellt werden, dass der negative Einfluss des angewendeten Salzes auf den Verlust der Trockenmasse in den AM-Gruppen höher als zwischen NaCl I und NaCl II ist (Veg. 1: -38.5%, Veg. 2: -33.4%, Veg. 3: -29.8%). Dagegen erbrachte die Zunahme der Salzkonzentration innerhalb der Kontrollgruppe mehr Verluste der Trockenmasse in den oberirdischen Pflanzenteilen, als zwischen den ohne NaCl und NaCl I-behandelten Stecklingen (Veg. 1: -29.4%, Veg. 2: -33.8%, Veg. 3: -26.9%).

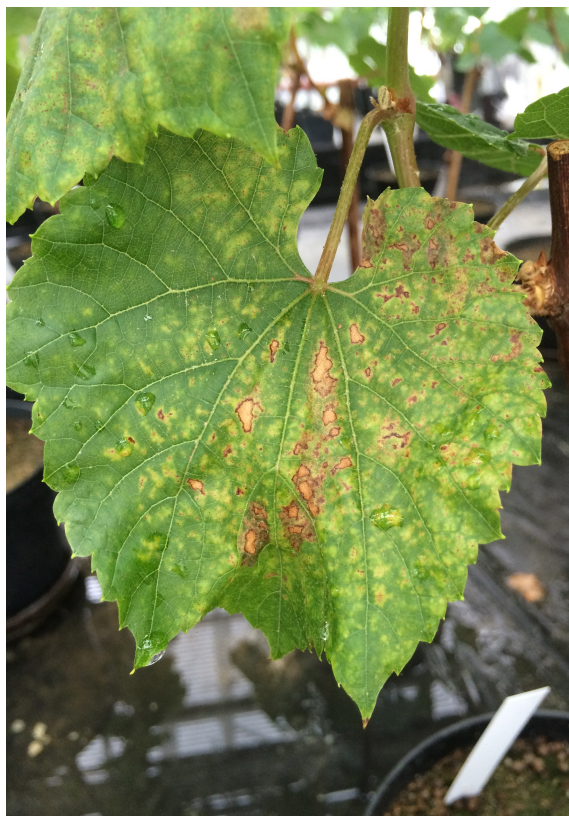
**Tab. 9: Einfluss von AM auf die unterirdischen Pflanzenteile und sowie NaCl auf die unterirdische bzw. oberirdischen Pflanzenteile der Rebpflanzen in drei Vegetationsversuchen (V1, V2, V3) (die unterschiedlichen Buchstaben in den Spalten innerhalb einer Haupt- oder Wechselwirkung weisen auf statistisch signifikante Unterschiede zwischen den Varianten hin, n=5, Mittelwerte  $\pm$  SD, t-Test, Tukey-Test,  $p < 0.05$ )**

	Hauptwirkungseffekte	Vegetationsversuche (V)		
		V1	V2	V3
Unterirdische Pflanzenteile (g)	mit AM	7,30 $\pm$ 1.57 b	8.40 $\pm$ 1.69 b	6.98 $\pm$ 1.45 b
	ohne AM	5.33 $\pm$ 1.65 a	7.10 $\pm$ 1.60 a	5.67 $\pm$ 1.37 a
	ohne NaCl	7.93 $\pm$ 1.17 C	9.65 $\pm$ 1.02 C	7.91 $\pm$ 0.95 C
	mit NaCl I (171.12 mM)	6.64 $\pm$ 1.11 B	7.66 $\pm$ 0.59 B	6.33 $\pm$ 0.63 B
	mit NaCl II (342.12 mM)	4.37 $\pm$ 1.22 A	5.93 $\pm$ 0.85 A	4.74 $\pm$ 0.84 A
	Wechselwirkungseffekte	V1	V2	V3
Oberirdische Pflanzenteile (g)	mit AM ohne NaCl	18.82 $\pm$ 1.19 c	20.56 $\pm$ 0.77 c	18.88 $\pm$ 0.86 c
	mit AM mit NaCl I (171.12 mM)	16.67 $\pm$ 0.91 b	17.23 $\pm$ 1.03 b	15.06 $\pm$ 0.53 b
	mit AM mit NaCl II (342.12 mM)	10.25 $\pm$ 0.97 a	11.48 $\pm$ 1.22 a	10.57 $\pm$ 0.59 a
	ohne AM ohne NaCl	17.10 $\pm$ 1.18 C	16.16 $\pm$ 1.24 C	14.44 $\pm$ 0.50 C
	ohne AM mit NaCl I (171.12 mM)	10.54 $\pm$ 0.40 B	10.70 $\pm$ 0.73 B	10.55 $\pm$ 0.69 B
	ohne AM mit NaCl II (342.12 mM)	6.00 $\pm$ 0.50 A	6.96 $\pm$ 0.77 A	7.47 $\pm$ 0.80 A



Tab. 10: Prozentuale Änderung der Biomasse

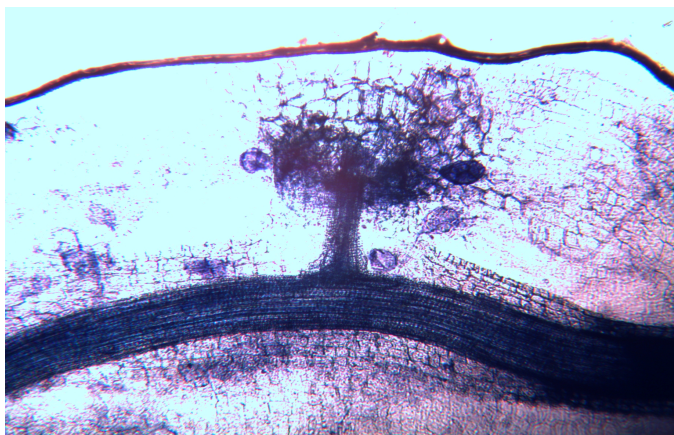
Prozentuale Änderung der Biomasse zur Kontrolle [%]					
	Variante		Vegetationsversuche ( V )		
			V1	V2	V3
Unterirdische Pflanzenteile /  Hauptwirkung	AM / ohne AM		37.0%	18.3%	23.1%
	NaCl I (171.12 mM) / ohne NaCl		- 16.3%	- 20.6%	- 20.0%
	NaCl II (342.12 mM) / ohne NaCl		- 44.9%	- 38.5%	- 40.1%
Oberirdische Pflanzenteile /	mit AM	NaCl I (171.12 mM) / ohne NaCl	- 11.4%	-16.1%	- 20.2%
		NaCl II (342.12 mM) / ohne NaCl	- 45.5%	- 44.2%	- 44.0%
Wechselwirkung	ohne AM	NaCl I (171.12 mM) / ohne NaCl	- 29.4%	- 33.8%	- 26.9%
		NaCl II (342.12 mM) / ohne NaCl	- 64.9%	- 56.9%	- 48.3%
	ohne NaCl	AM / ohne AM	10.1%	27.2%	30.7%
	NaCl I (171.12 mM)	AM / ohne AM	58.2%	61.0%	42.7%
	NaCl II (342.12 mM)	AM / ohne AM	70.8%	64.9%	41.5%



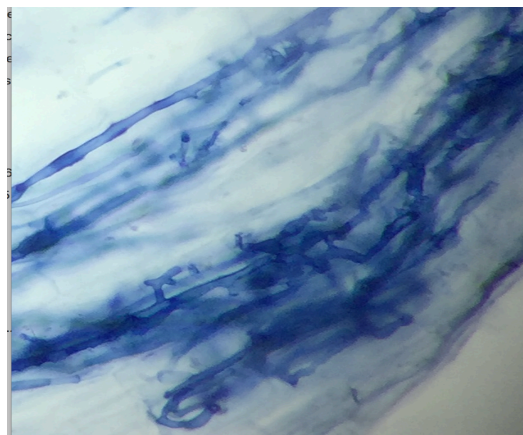
**Abb. 7: Negative Auswirkungen von Salzstress auf die Blätter, links = Blattnekrosen und Blattchlorosen, Rechts = hellfarbige, kleine und verkümmerte Blätter**

### **3.2.2 Mykorrhizierungsgrad der Wurzeln**

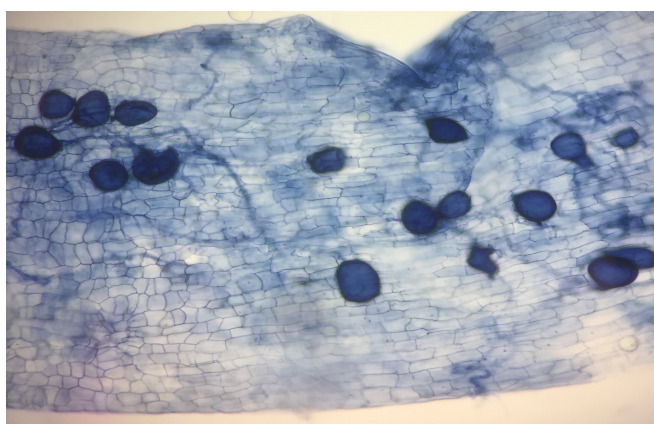
Die Bestimmung des AM-Infektionsgrades erfolgte nach vier Monaten Wachstumsdauer an unbeschädigten Wurzeln der Versuchspflanzen in drei Vegetationsversuchen. Die Böden wurden vor den Versuchen generell nicht sterilisiert, um das normale Bodengefüge in ihrer Ursprünglichkeit zu belassen. Eine Ausbreitung der autochthonen Mykorrhiza konnte deshalb nicht ausgeschlossen werden. Die autochthone Mykorrhiza lässt sich mikroskopisch nicht von den eingesetzten Mykorrhizapilzen unterscheiden. Hierfür wurden repräsentative Wurzelproben von AM-inokulierten Pflanzen und Kontrollpflanzen entnommen und auf AM-Pilzstrukturen (Arbuskel, Vesikel und Mykorrhiza-Hyphen) untersucht (s. Abb. 8).



**A (Vergrößerung x 400)**



**B (Vergrößerung x 200)**



**C (Vergrößerung x 200)**

**Abb. 8: AM–Strukturen mit Arbuskel (A) , Hyphen (B) und Vesikel (C) in der Rebenwurzel (Unterlage 5BB)**

### **Auswertungen der Haupt- und Wechselwirkungen von AM und NaCl**

Die Auswertung der zweifaktoriellen Varianzanalyse ergab folgende Sachverhalte (s. Tab. 11):

- Es gibt signifikante Unterschiede zwischen den mit Salz behandelten und unbehandelten Versuchspflanzen in Bezug auf das Infektions- bzw. Besiedlungspotential des AM-Pilzes in den Wurzeln.
- Es sind signifikante Unterschiede zwischen den mit Mykorrhizapilz behandelten Reben und den unbehandelten Reben erkennbar.

- Es gibt keine signifikante Wechselwirkung zwischen dem Mykorrhizapilz und NaCl für den AM-Infektionsgrad der Wurzeln von Rebenstecklingen.

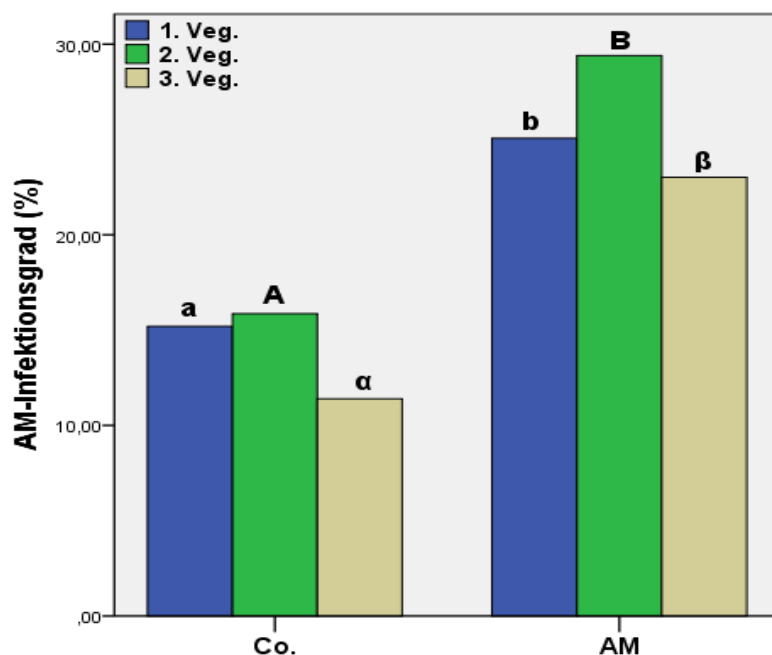
**Tab. 11: Darstellung der Ergebnisse des F-Tests der zweifaktoriellen Varianzanalyse des Salzgehalt und Mykorrhiza-Inokulation auf den AM-Infektionsgrad der Rebenwurzeln in drei Vegetationsversuchen**

Versuchsfaktoren	1.Vegetationsversuch	2.Vegetationsversuch	3.Vegetationsversuch
AM	*	*	*
NaCl	*	*	*
AM*NaCl	ns	ns	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$  , ns = nicht signifikant

### **Einfluss der Mykorrhiza-Inokulation auf den AM-Infektionsgrad der Wurzeln**

Der AM-Infektionsgrad wurde durch die Inokulationen mit freigesetzten AM im Vergleich zu den Kontrollpflanzen mit autochthonem arbuskulären Mykorrhizapilz signifikant erhöht (s. Abb. 9). Während bei den Kontrollpflanzen ein AM-Infektionsgrad der Rebenwurzeln von 15.2% (1. Vegetation) bzw. 15.1% (2. Vegetation) und 11.4% (3. Vegetation) beobachtet werden konnte, erhöhte sich dieser durch die Inokulation mit *G. intraradices* auf 25.0% (1. Versuch) bzw. 28.3% (2. Versuch) und 23.0% (3. Versuch). Durch die AM-Inokulationen ist also eine Steigerung des Mykorrhizierungsgrades in den Rebenwurzeln um 64.5% (1. Vegetation) bzw. 87.4% (2. Vegetation) und 101.7% (3. Vegetation) im Vergleich zu den Kontrollansätzen erkennbar (s. Tab. 12).



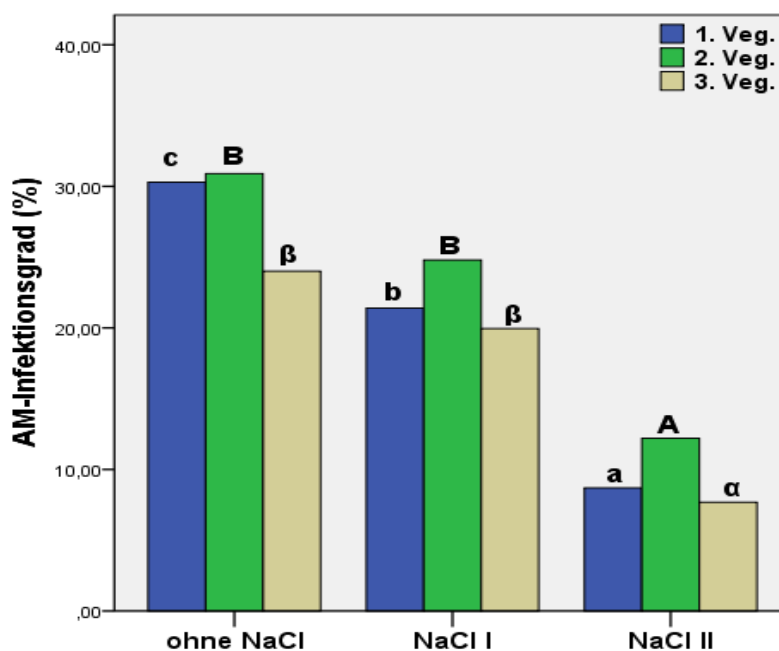
**Abb. 9:** Vergleich des AM-Infektionsgrads von AM-Pflanzen (AM-Inokulum) mit Kontrollpflanzen (AM-Autochthon) in allen drei Vegetationsversuchen (Mittelwert von AM-Pflanzen und Kontrollpflanzen; unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede,  $n=5$ , t-Test,  $p < 0.05$ )

### Einfluss von NaCl auf den AM-Infektionsgrad der Wurzel

In der Abbildung 10 werden die Veränderungen des Infektions- bzw. Besiedlungspotentials von AM-Pilzen in den Rebenwurzeln unter unterschiedlichen Salzstressbedingungen dargestellt. Die Resultate in der Abbildung 10 weisen deutlich darauf hin, dass eine Zunahme der NaCl-Konzentration eine Reduktion des Mykorrhizierungsgrades in allen Vegetationsversuchen zur Folge hatte, wobei im zweiten und im dritten Vegetationsversuch kein signifikanter Unterschied zwischen den Salzstufen ohne NaCl und NaCl I zu beobachten war.

Aus der Tabelle 12 ist zu ersehen, dass in der Salzstufe NaCl I eine Abnahme des AM-Infektionsgrades der Wurzeln um 29.3% (Veg. 1), bzw. 21.4% (Veg. 2) und 16.9% (Veg. 3) im Vergleich zu ohne NaCl kultivierten Pflanzen erfolgte.

Eine Erhöhung der Salzkonzentration auf die Salzstufe NaCl II verursachte bei den doppelt gestressten Pflanzen eine Verringerung der AM-Besiedlungsdichte um 71.3% (Veg. 1), 70.2% (Veg. 2) und 68.0% (Veg. 3) im Vergleich zu den nicht salzbehandelten Rebenstecklingen.



**Abb. 10: Einfluss von NaCl auf AM-Infektionsgrad der Rebpflanzen in den drei Vegetationsversuchen. (Mittelwert von ohne NaCl, NaCl I und NaCl II; unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, Tukey-Test, p<0.05)**



**Tab. 12: Prozentuale Änderung des AM-Infektionsgrades**

<b>Prozentuale Änderung des Mykorrhizierungsgrades zur Kontrolle [%]</b>				
	<b>Variante</b>	<b>Vegetationsversuche ( V )</b>		
		<b>V1</b>	<b>V2</b>	<b>V3</b>
<b>Hauptwirkung</b>	<b>AM / ohne AM</b>	64.5%	87.4%	<b>101.7%</b>
	<b>NaCl I (171.12 mM) / ohne NaCl</b>	<b>- 29.3%</b>	- 21.4%	- 16.9%
	<b>NaCl II (342.12 mM) / ohne NaCl</b>	<b>- 71.3%</b>	- 70.2%	- 68.0%

### 3.2.3 Prolingehalt in Weinrebenblättern

Prolin gehört zu den wichtigsten osmoprotektiven Substanzen, die von den Pflanzen synthetisiert werden. Prolin schützt Proteine und Membranen vor irreversiblen Schäden durch Dehydratisierung, erhöht das osmotische Potential der Zellen und erleichtert daher die Wasseraufnahme aus der Umgebung (PENG et al., 1996; NAKASHIMA et al., 1998; FABRO et al., 2004).

Prolin wird vor allem dann angereichert, wenn der Wasserhaushalt der Pflanze unter Stress gerät. In der Ökotoxikologie wird die Aminosäure deshalb auch als Biomarker für Salz- und Trockenstress verwendet. Weiterhin könnte der AM-Pilz Veränderungen des Prolinspiegels in den Pflanzen beeinflussen. Aus diesen Gründen wurde in der vorliegenden Arbeit die Prolinkonzentration in den Weinrebenblättern zu verschiedenen Zeitpunkten gemessen. In diesem Kapitel werden die Ergebnisse zur Untersuchung des Einflusses von Salzstress und des AM-Pilzes auf den Prolingehalt in den Weinrebenblättern dargestellt.

### Auswertungen der Haupt- und Wechselwirkungen von AM und NaCl

Die Auswertung der zwei- und dreifaktoriellen Varianzanalyse ergab folgende Sachverhalte (s. Tab. 13):

- Bei der Messung des Prolingehaltes innerhalb von zehn Tagen gibt es zwischen allen Prolinwerten keinen signifikanten Unterschied.
- Es sind signifikante Unterschiede zwischen den mit Mykorrhizapilz behandelten Versuchspflanzen und den unbehandelten Pflanzen in Bezug auf den Prolingehalt in den Blättern messbar.
- Es sind signifikante Unterschiede zwischen den mit Salz behandelten und unbehandelten Versuchspflanzen erkennbar.
- Es gibt keine signifikante Zweifach-Wechselwirkung und keine signifikante Dreifach-Wechselwirkung zwischen der Zeit, AM und NaCl für den Prolingehalt in den Blättern.

**Tab. 13: Darstellung der Ergebnisse des F-Tests der dreifaktoriellen Varianzanalyse für den Einfluss von Zeit, AM und NaCl auf die Prolinkonzentration ( $\mu\text{mol/g FM}$ ) in den Weinrebenblättern in drei Vegetationsversuchen**

Versuchsfaktoren	1.Vegetationsversuch	2.Vegetationsversuch	3.Vegetationsversuch
Zeit	ns	ns	ns
AM	*	*	*
NaCl	*	*	*
Zeit*AM	ns	ns	ns
Zeit*NaCl	ns	ns	ns
AM*NaCl	ns	ns	ns
Zeit*AM*NaCl	ns	ns	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$  , ns = nicht signifikant



### **Einfluss von AM auf den Prolingehalt in den Rebenblättern**

Da bei diesen Experimenten die Zeit keine signifikante Auswirkung auf die Prolinkonzentrationen in den Blättern hat, wurde im vorliegenden Kapitel von jedem Vegetationsversuch nur der Prolinwert der zweiten Messprobe als eine repräsentative Probe ausgewählt und in einer Tabelle präsentiert. Die weiteren Ergebnisse sind im Anhang 1 Tab. A1 beigefügt.

Aus Tabelle 14 wird ersichtlich, dass der Prolingehalt in allen drei Vegetationsversuchen bei den AM-Pflanzen im Vergleich zu den Kontrollpflanzen signifikant niedriger ist.

Die Ergebnisse der prozentualen Differenzierung in Tabelle 15 zeigen, dass der dritte Vegetationsversuch mit -24.7% den höchsten Unterschied im Prolingehalt zwischen den AM-Pflanzen und den unbehandelten Kontrollpflanzen aufweist. Der geringste Unterschied im Prolingehalt lag mit -13.5% beim zweiten Vegetationsversuch.

### **Einfluss von NaCl auf den Prolingehalt in den Rebenblättern**

Die Ermittlung der Prolinkonzentration bei den ohne NaCl bzw. mit verschiedenen NaCl-Konzentrationen (NaCl I, NaCl II) kultivierten Rebenstecklingen ergab in Tabelle 14 vorwiegend Veränderungen im Prolinspiegel. Es lässt sich eine deutliche statistisch gesicherte Tendenz erkennen. Die Zunahme der Prolinkonzentration in den Blättern wird durch den steigenden NaCl-Gehalt in den Pflanzengefäßen verursacht. Wie aus Tabelle 15 zu entnehmen ist, war der Prolingehalt in den Weinrebenblättern in allen drei Vegetationsversuchen unter Salzstress verändert. Bei NaCl I ist der Prolingehalt um 70.7% (1. Veg.), 33.3% (2. Veg.), 55.3% (3. Veg.), bei NaCl II um 124.4% (1. Veg.), 50.6% (2. Veg.) und 97.9% (3. Veg.) gegenüber den ohne NaCl behandelten Pflanzen signifikant gestiegen.

**Tab. 14: Einfluss von AM und NaCl auf die Prolinkonzentrationen ( $\mu\text{mol/g}$  FM) in den Weinrebenblättern der zweiten Probeentnahme (T2) in drei Versuchsvegetationen (V) (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in den Spalten unterscheiden sich signifikant;  $n=5$ , Mittelwerte  $\pm$  SD, t-Test , Tukey-Test,  $p<0.05$ )**

Hauptwirkungseffekte	Vegetationsversuche (V) / Messungszeit (T)		
	V1 / T2	V2 / T2	V3 / T2
mit AM	0.58 $\pm$ 0.24 a	0.96 $\pm$ 0.6 a	0.63 $\pm$ 0.18 a
ohne AM	0.77 $\pm$ 0.24 b	1.11 $\pm$ 0.22 b	0.80 $\pm$ 0.23 b
ohne NaCl	0.41 $\pm$ 0.15 A	0.81 $\pm$ 0.10 A	0.47 $\pm$ 0.08 A
mit NaCl I (171.12 mM)	0.70 $\pm$ 0.16 B	1.08 $\pm$ 0.09 B	0.73 $\pm$ 0.14 B
mit NaCl II (342.12 mM)	0.92 $\pm$ 0.13 C	1.22 $\pm$ 0.14 C	0.93 $\pm$ 0.13 C

**Tab. 15: Prozentuale Änderung der Prolinkonzentration in den Weinrebenblättern**

Prozentuale Änderung der Prolinkonzentration zur Kontrolle [%]				
Hauptwirkung	Variante	Vegetationsversuche / Messungszeit		
		V1 / T2	V2 / T2	V3 / T2
	AM / ohne AM	-24.7%	-13.5%	-21.2%
	NaCl I (171.12 mM) / ohne NaCl	70.7%	33.3%	55.3%
	NaCl II (342.12 mM)/ ohne NaCl	124.4%	50.6%	97.9%

### 3.2.4 Malondialdehydgehalt in Weinrebenblättern

Umweltfaktoren wie Salzstress, Trockenheit, Hitze oder Kälte, Schwermetalle Luftverschmutzungen, Herbizide und UV-Strahlung verursachen oxidativen Stress. Sie sind die Motoren der Lipidperoxidation und führen damit zu Schädigungen der Zellmembran.

Malondialdehyd (MDA) ist ein Endprodukt der Lipidperoxidation, das ausschließlich aus mehrfach ungesättigten Lipiden entsteht. Es spielt eine zentrale Rolle bei der Genese von Membranschäden. Darüber kann ein Rückschluss auf die Stärke der Lipidperoxidation und den Grad der Membranzerstörung in der Zelle gezogen werden.

Im folgenden Teil wurde die Auswirkung von Salzstress und der Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* auf die Malondialdehydkonzentration in den Pflanzenblättern als ein Parameter für den Grad der Lipidperoxidation untersucht.

#### Auswertungen der Haupt- und Wechselwirkungen von AM und NaCl

Die Auswertung der zwei- und dreifaktoriellen Varianzanalyse ergab folgende Sachverhalte (s. Tab. 16):

- Bei der Messung des Malondialdehydgehaltes innerhalb von zehn Tagen gibt es zwischen den vier Messproben keinen signifikanten Unterschied.
- Es sind signifikante Unterschiede zwischen den mit Mykorrhizapilz behandelten Versuchspflanzen und den unbehandelten Pflanzen in Bezug auf den Malondialdehydgehalt in den Blättern erkennbar.
- Es sind signifikante Unterschiede zwischen den mit Salz behandelten Versuchspflanzen und den Kontrollpflanzen erkennbar.
- Es gibt keine signifikante Dreifach-Wechselwirkung Zeit\*AM\*NaCl und keine Zweifach-Wechselwirkung zwischen der Zeit\*AM und der Zeit\*NaCl in Bezug auf den Malondialdehydgehalt in den Blättern.

- Es gibt signifikante Wechselwirkungen zwischen AM und NaCl für den Malondialdehydgehalt in den Blättern.

**Tab. 16: Darstellung der Ergebnisse des F-Tests der dreifaktoriellen Varianzanalyse für den Einfluss von Zeit, Salzgehalt und der Mykorrhiza-Inokulation auf die Malondialdehydkonzentration (nmol/g FM) in den Weinrebenblättern in drei Vegetationsversuchen**

Versuchsfaktoren	1.Vegetationsversuch	2.Vegetationsversuch	3.Vegetationsversuch
Zeit	ns	ns	ns
AM	*	*	*
NaCl	*	*	*
Zeit*AM	ns	ns	ns
Zeit*NaCl	ns	ns	ns
AM*NaCl	*	*	*
Zeit*AM*NaCl	ns	ns	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$  , ns = nicht signifikant

### Einfluss von AM auf den Malondialdehydgehalt in den Rebenblättern

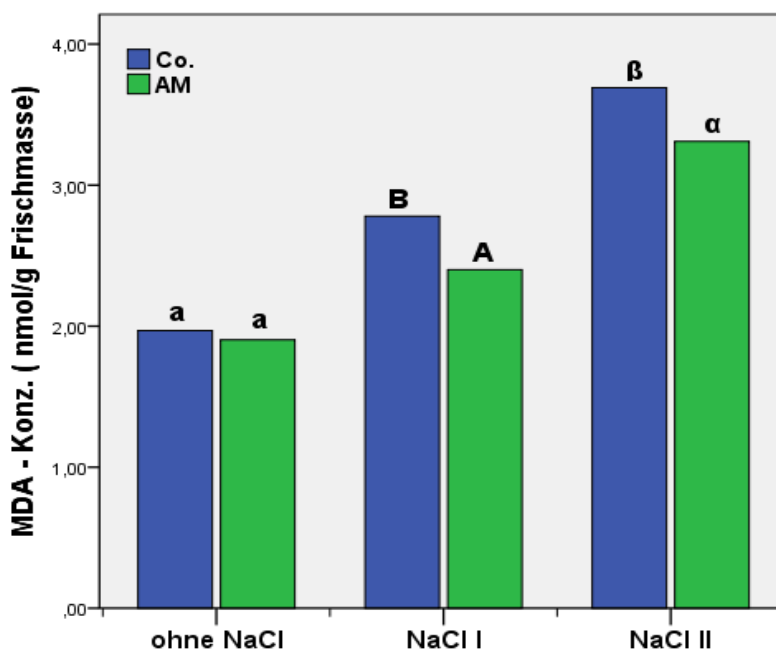
Da die Zeit wie bei dem Prolingehalt keine signifikante Einwirkung auf die Malondialdehydkonzentrationen in den Blättern hat, wurde im vorliegenden Teil, von jedem Vegetationsversuch nur der Malondialdehydwert der zweiten Messprobe, als eine repräsentative Probe ausgewählt und in Tabelle 17 präsentiert. Die weiteren Ergebnisse sind im Anhang 1 Tab. A2 beigefügt.

Aus den Abbildungen 11a, b, c lässt sich entnehmen, dass der Malondialdehydgehalt in den Rebenblättern der mit AM-Pilz inokulierten Pflanzen und mit NaCl

behandelte Rebenstecklinge, im Vergleich zu den Kontrollpflanzen sich signifikant verringert. Dieser Unterschied nahm mit steigender Salzkonzentration weiter. So bewirkten die Inokulationen in der Salzstufe NaCl I bei allen Vegetationsversuchen eine signifikante Abnahme des Malondialdehydgehaltes (Veg. 1: 13.7%, Veg. 2: 12.3%, Veg. 3: 15.7%) im Vergleich zu den Kontrollpflanzen (Tab. 18).

Dieselbe Wirkung von AM ist bei den höchsten Salzstufen (NaCl II) um 10.3% (1. Veg.), 8.0% (2. Veg.), 20.8% (3. Veg.) zu erkennen (Tab. 18).

Es konnten keine Auswirkungen durch die Inokulationen mit AM-Pilz auf den Malondialdehydgehalt in den Weinblättern der ersten Salzstufe (ohne Salz) festgestellt werden. Lediglich war eine tendenzielle Abnahme des Malondialdehydgehaltes um 3.5% (1. Veg.), 6.9% (2. Veg.), 7.7% (3. Veg.) zu beobachten. (s. Tab. 18).



**Abb. 11a: Einfluss von AM auf die Malondialdehydkonzentration der Weinblätter der zweiten Probeentnahme im 1. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, t-Test, p<0.05).**

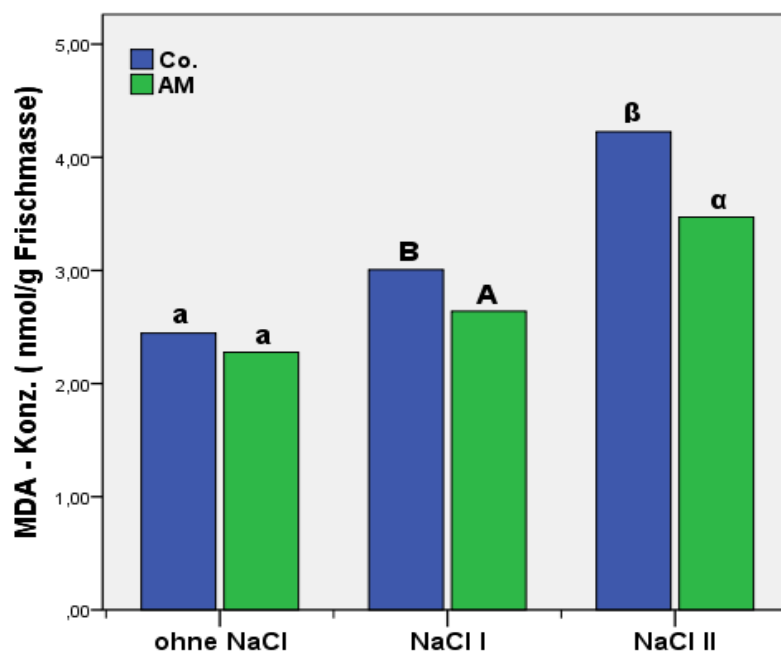


Abb. 11b: Einfluss von AM auf die Malondialdehydkonzentration der Weinblätter der zweiten Probeentnahme im 2. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede  $n=5$ , t-Test,  $p<0.05$ ).

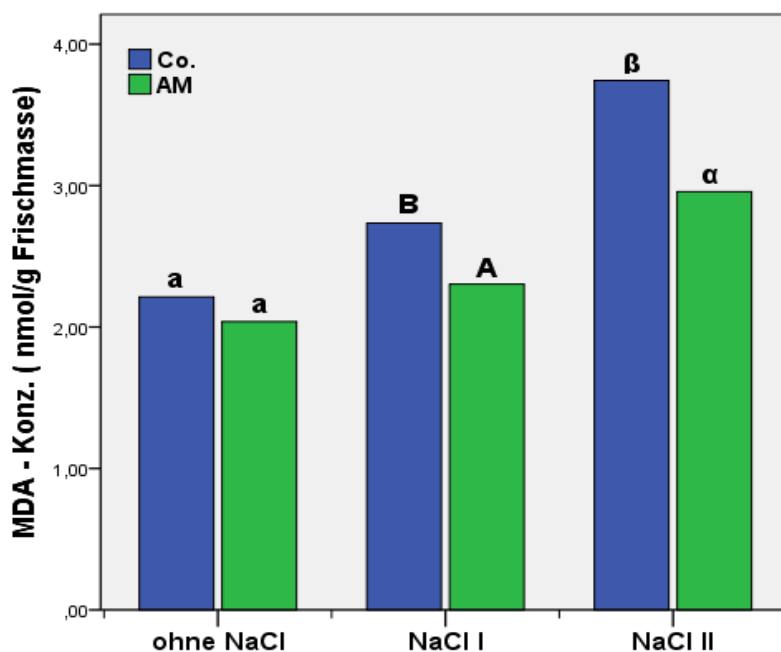


Abb. 11c: Einfluss von AM auf die Malondialdehydkonzentration der Weinblätter der zweiten Probeentnahme im 3. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede  $n=5$ , t-Test,  $p<0.05$ ).

### **Einfluss von NaCl auf den Malondialdehydgehalt in den Rebenblättern**

Tabelle 17 zeigt, dass das angewendete Salz einen signifikanten Einfluss auf den Malondialdehydgehalt in den Rebenblättern sowohl in der AM-Gruppe als auch in der Kontrollgruppe hat. Bei allen Pflanzenversuchen hat die Steigerung der Salzkonzentration stärkeren Einfluss auf die Zunahme der Malondialdehydkonzentration innerhalb der Kontroll-Gruppe, als zwischen AM-Gruppen.

Die stärkste Erhöhung der MDA-Konzentration lag in der ersten Vegetation innerhalb der Kontrollgruppe bei NaCl I um 41.1% bzw. NaCl II um 87.3% im Vergleich zu den ohne NaCl kultivierten Pflanzen (Co.) (s. Tab. 18).

Die höchste Toleranz gegenüber der ansteigenden NaCl-Konzentration wies bei dem mit AM infizierten Anteil der Rebenstecklinge im dritten Pflanzenversuch bei NaCl I um 12.7% bzw. bei NaCl II um 45.1% auf. Weiterhin fanden sich im zweiten Pflanzenversuch bei allen Salzstufen die höchsten MDA-Konzentrationen. Der größte MDA-Gehaltsunterschied zwischen den AM- und Kontrollpflanzen lag im dritten Pflanzenversuch um 15.7% bei NaCl I und um 20.8% bei NaCl II (s. Tab. 18).

**Tab. 17: Einfluss von NaCl auf die Malondialdehydkonzentrationen (MDA) (nmol/g FM) in der Blattmasse der Rebpfanzen zum Zeitpunkt der zweiten Probeentnahme (T2) in allen drei Versuchsvegetationen (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte  $\pm$  SD, Tukey-Test,  $p < 0.05$ )**

Wechselwirkungseffekte	Vegetationsversuche (V) / Messungszeit (T)		
	V1 / T2	V2 / T2	V3 / T2
mit AM ohne NaCl	1.90 $\pm$ 0.14 a	2.28 $\pm$ 0.27 a	2.04 $\pm$ 0.35 a
mit AM mit NaCl I (171.12 mM)	2.40 $\pm$ 0.12 b	2.64 $\pm$ 0.22 a	2.30 $\pm$ 0.09 a
mit AM mit NaCl II (342.12 mM)	3.31 $\pm$ 0.13 c	3.47 $\pm$ 0.11 b	2.96 $\pm$ 0.31 b
ohne AM ohne NaCl	1.97 $\pm$ 0.22 A	2.45 $\pm$ 0.35 A	2.21 $\pm$ 0.39 A
ohne AM mit NaCl I (171.12 mM)	2.78 $\pm$ 0.13 B	3.01 $\pm$ 0.17 B	2.73 $\pm$ 0.18 B
ohne AM mit NaCl II (342.12 mM)	3.69 $\pm$ 0.15 C	4.23 $\pm$ 0.17 C	3.74 $\pm$ 0.07 C



**Tab. 18: Prozentuale Änderung der Malondialdehydkonzentration (MDA) in den Weinrebenblättern**

<b>Prozentuale Änderung der MDA-Konzentration ( nmol/g FM) zur Kontrolle [%]</b>					
	<b>Variante</b>		<b>Vegetationsversuche (V) / Messungszeit (T)</b>		
			<b>V1 / T2</b>	<b>V2/T2</b>	<b>V3 / T2</b>
	<b>Wechselwirkung</b>	<b>mit AM</b>	<b>NaCl I (171.12 mM) / ohne NaCl</b>	<b>26.3%</b>	<b>15.8%</b>
<b>NaCl II (342.12 mM) / ohne NaCl</b>			<b>74.2%</b>	<b>52.2%</b>	<b>45.1%</b>
<b>ohne AM</b>		<b>NaCl I (171.12 mM) / ohne NaCl</b>	<b>41.1%</b>	<b>22.9%</b>	<b>23.5%</b>
		<b>NaCl II (342.12 mM) / ohne NaCl</b>	<b>87.3%</b>	<b>72.6%</b>	<b>69.2%</b>
<b>ohne NaCl</b>		<b>AM / ohne AM</b>	<b>-3.5%</b>	<b>-6.9%</b>	<b>-7.7%</b>
<b>NaCl I (171.12 mM)</b>		<b>AM / ohne AM</b>	<b>-13.7%</b>	<b>-12.3%</b>	<b>-15.7%</b>
<b>NaCl II (342.12 mM)</b>		<b>AM / ohne AM</b>	<b>-10.3%</b>	<b>-18.0%</b>	<b>-20.8%</b>

### 3.2.5 Nährstoffgehalte in den Rebpflanzen

Viele verschiedene Forschungsarbeiten berichten, dass salzhaltige Böden durch hohe Konzentrationen verschiedener löslicher Salze charakterisiert sind zu den dominierenden Ionenspecies zählen  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  und  $\text{K}^+$ .

Die grundlegenden Auswirkungen der Mykorrhiza beruhen auf einer verstärkten Wasser- und Nährstoffaufnahme in die Pflanze, insbesondere von Phosphor, Stickstoff und Mikroelementen.

Aus den oben genannten Gründen wird im folgenden Abschnitt der vorgelegten Arbeit die Wirkung von NaCl und von AM auf die Menge der Nährstoffe ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{Ca}^{+2}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{K}^+$  und P) in den Wurzeln und in den oberirdischen Pflanzenteilen bestimmt. Die Bestimmung der Nährstoffgehalte in den Pflanzenkompartimenten erfolgten nach dem Druckaufschlussverfahren (s. Kapitel 2.4.1.1, Material und Methoden). Darüber hinaus wurden vor der Bepflanzung die Ergebnisse über die chemischen und physikalischen Eigenschaften und des Gesamtgehaltes der Nährelemente im Boden im Anhang 3 aufgelistet.

#### Einfluss des AM-Pilzes auf den Nährstoffgehalt in den ober- und unterirdischen Pflanzenteilen

In Bezug auf die Nährstoffgehalte ist in den ober- und unterirdischen Pflanzenteilen eine signifikante Wechselwirkung zwischen AM und NaCl für  $\text{Na}^+$  (im oberirdischen Pflanzenteil) sichtbar (Tabellen 19-24). Eine Ausnahme konnte bei den Wurzeln im ersten Pflanzenversuch beobachtet werden (s. Tab. 20).

Die Behandlungen der Reben mit AM führte zu einer Steigerung von Kalium, Magnesium und Phosphor in den Wurzeln und der Sprossachse (Tabellen 19-24). Im Gegensatz zu den oben genannten Elementen verringerten sich die  $\text{Na}^+$ -Gehalte in den mykorrhizierten Rebenstecklingen gegenüber der Kontrollgruppe.

Aus Tab. 19-24 ist ersichtlich, dass sich die  $\text{Na}^+$ -Gehalte in den oberirdischen Pflanzenteilen durch AM in der Salzstufe NaCl II um 23.4% (1. Versuch), 19,0% (2.

Versuch) bzw. 16.6% (3. Versuch) und bei Salzstufe NaCl I um 25.7%, (2. Versuch) bzw. 10% (3. Versuch) signifikant gegenüber ihren Kontrollpflanzen verringern.

In den Rebenwurzeln konnte für den  $\text{Na}^+$ -Gehalt eine statistisch gesicherte Abnahme in Salzstufe NaCl II um 12.5% (1. Versuch), bzw. 9.5% (3. Versuch) und in der zweiten Salzstufe NaCl I nur im dritten Pflanzversuch um 7.9% bei Behandlungen mit dem AM gegenüber ihren Kontrollpflanzen beobachtet werden.

In den ober- und unterirdischen Pflanzenteilen konnte in allen drei Vegetationsversuchen eine statistisch gesicherte Zunahme des  $\text{K}^+$  Gehaltes bei den Behandlungen mit dem Mykorrhizapilz beobachtet werden (Tabellen 19-24). Diese Erscheinung konnte an den oberirdischen Pflanzenteilen in der ersten Vegetation nicht festgestellt werden (s. Tab. 19).

Im Gegensatz zu dem  $\text{K}^+$ -Gehalt war der Einfluss von AM auf  $\text{Mg}^{2+}$  und P an den Rebenwurzeln nur im dritten Vegetationsversuch im Vergleich zu den Kontrollpflanzen signifikant sichtbar (s. Tab. 24).

Hinsichtlich der oberirdischen Pflanzenteile führt AM für den Gehalt an P in der ersten Vegetation sowie von  $\text{Ca}^{2+}$  in der zweiten Vegetation zu einer signifikanten Steigerung gegenüber den Kontrollpflanzen (s. Tab. 19 und 21).

### **Einfluss von Salzstress auf den Nährstoffgehalt in den ober- und unterirdischen Pflanzenteilen**

Folgende Tabellen zeigen, dass NaCl bei der Aufnahme aller pflanzenverfügbaren Nährelemente (außer bei Phosphor) eine signifikant negative Wirkung hat. Die Resultate der Messung der Nährelemente in den Rebenstecklingen weisen deutlich darauf hin, dass bei fast allen Nährstoffgehalten eine Zunahme der NaCl-Konzentration erwartungsgemäß eine Reduktion der Elemente in den Rebenpflanzen zur Folge hatte. Diese Änderung ist bei Kontrollpflanzen deutlicher sichtbar als bei den AM-Pflanzen (s. Tab. 19-24).

**Tab. 19: Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den oberirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 1. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n = 5, Mittelwerte  $\pm$  SD, Tukey-Test,  $p < 0.05$ )**

NaCl	Variante	mg/kg				
		Na <sup>+</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	P
0 mM	AM	449 $\pm$ 35 a	17136 $\pm$ 2161 b	11955 $\pm$ 956 b	2042 $\pm$ 158 b	2390 $\pm$ 345 b
	Co.	453 $\pm$ 52 a	17025 $\pm$ 1976 b	11725 $\pm$ 893 b	2075 $\pm$ 115 b	2141 $\pm$ 233 ab
171,12 mM	AM I	2451 $\pm$ 388 b	14876 $\pm$ 1018 b	11068 $\pm$ 619 ab	1963 $\pm$ 78 b	2481 $\pm$ 179 b
	Co. I	3168 $\pm$ 672 bc	14293 $\pm$ 1011 b	10664 $\pm$ 535 ab	1928 $\pm$ 48 b	1931 $\pm$ 93 a
342,23 mM	AM II	3799 $\pm$ 473 c	11347 $\pm$ 1150 a	10590 $\pm$ 553 ab	1692 $\pm$ 26 a	2237 $\pm$ 291 ab
	Co. II	4963 $\pm$ 297 d	10947 $\pm$ 1132 a	10180 $\pm$ 521 a	1657 $\pm$ 103 a	2043 $\pm$ 136 ab
<b>Signifikanz</b>						
	AM	*	ns	ns	ns	*
	NaCl	*	*	*	*	ns
	AM*NaCl	*	ns	ns	ns	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$ , ns = nicht signifikant

**Tab. 20: Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den unterirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 1. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte  $\pm$  SD, Tukey-Test,  $p < 0.05$ )**

NaCl	Variante	mg/kg				
		Na <sup>+</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	P
0 mM	AM	1062 $\pm$ 110 a	10459 $\pm$ 226 c	11093 $\pm$ 616 c	1621 $\pm$ 53 b	1728 $\pm$ 125 b
	Co.	1060 $\pm$ 104 a	9901 $\pm$ 388 bc	10988 $\pm$ 997 c	1681 $\pm$ 36 b	1630 $\pm$ 236 ab
171,12 mM	AM I	3940 $\pm$ 436 b	9867 $\pm$ 640 bc	10284 $\pm$ 474 bc	1607 $\pm$ 79 ab	1618 $\pm$ 75 ab
	Co. I	4513 $\pm$ 482 b	9136 $\pm$ 651 b	9884 $\pm$ 436 abc	1543 $\pm$ 43 a	1548 $\pm$ 60 ab
342,23 mM	AM II	5744 $\pm$ 560 c	7216 $\pm$ 947 a	9060 $\pm$ 669 ab	1594 $\pm$ 81 ab	1506 $\pm$ 85 ab
	Co. II	6563 $\pm$ 313 d	6697 $\pm$ 610 a	8644 $\pm$ 650 a	1552 $\pm$ 71 a	1482 $\pm$ 133 a
<b>Signifikanz</b>						
	AM	*	*	ns	ns	ns
	NaCl	*	*	*	*	*
	AM*NaCl	ns	ns	ns	ns	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$  , ns = nicht signifikant

**Tab. 21: Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den oberirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 2. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte  $\pm$  SD, Tukey-Test,  $p < 0.05$ )**

NaCl	Variante	mg/kg				
		Na <sup>+</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	P
0 mM	AM	524 $\pm$ 36 a	19087 $\pm$ 1020 d	12843 $\pm$ 728 c	1762 $\pm$ 115 a	2422 $\pm$ 241 a
	Co.	502 $\pm$ 40 a	18333 $\pm$ 1227 cd	12127 $\pm$ 969 bc	1754 $\pm$ 122 a	2149 $\pm$ 299 a
171,12 mM	AM I	1936 $\pm$ 91 b	16878 $\pm$ 1048 bc	12089 $\pm$ 799 bc	1792 $\pm$ 73 a	2345 $\pm$ 467 a
	Co. I	2607 $\pm$ 92 c	15734 $\pm$ 806 b	11088 $\pm$ 636 b	1768 $\pm$ 50 a	2156 $\pm$ 276 a
342,23 mM	AM II	3818 $\pm$ 362 d	13016 $\pm$ 1185 a	9548 $\pm$ 709 a	1688 $\pm$ 90 a	2129 $\pm$ 214 a
	Co. II	4714 $\pm$ 433 e	12285 $\pm$ 1127 a	9118 $\pm$ 413 a	1594 $\pm$ 134 a	2030 $\pm$ 198 a
<b>Signifikanz</b>						
	AM	*	*	*	ns	ns
	NaCl	*	*	*	*	ns
	AM*NaCl	*	ns	ns	ns	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$  , ns = nicht signifikant

**Tab. 22: Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den unterirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 2. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte  $\pm$  SD, Tukey-Test,  $p < 0.05$ )**

NaCl	Variante	mg/kg				
		Na <sup>+</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	P
0 mM	AM	1177 $\pm$ 371 a	13037 $\pm$ 1610 d	11131 $\pm$ 693 d	1609 $\pm$ 92 b	1719 $\pm$ 102 b
	Co.	1197 $\pm$ 445 a	11469 $\pm$ 1118 cd	10496 $\pm$ 663 cd	1572 $\pm$ 152 b	1649 $\pm$ 107 ab
171,12 mM	AM I	3664 $\pm$ 734 b	10941 $\pm$ 908 cd	9226 $\pm$ 781 bc	1512 $\pm$ 55 ab	1560 $\pm$ 153 ab
	Co. I	4077 $\pm$ 501 b	9534 $\pm$ 759 bc	8513 $\pm$ 865 ab	1467 $\pm$ 81 ab	1507 $\pm$ 71 ab
342,23 mM	AM II	6995 $\pm$ 744 c	8243 $\pm$ 972 ab	7214 $\pm$ 1265 a	1460 $\pm$ 92 ab	1517 $\pm$ 107 ab
	Co. II	7581 $\pm$ 460 c	7301 $\pm$ 721 a	6999 $\pm$ 649 a	1351 $\pm$ 79 a	1472 $\pm$ 149 a
<b>Signifikanz</b>						
	AM	ns	*	ns	ns	ns
	NaCl	*	*	*	*	*
	AM*NaCl	*	ns	ns	ns	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$  , ns = nicht signifikant

**Tab. 23: Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den oberirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 3. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n = 5, Mittelwerte  $\pm$  SD, Tukey-Test,  $p < 0.05$ )**

NaCl		mg/kg				
Variante		Na <sup>+</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	P
0 mM	AM	727 $\pm$ 58 a	17880 $\pm$ 834 c	11065 $\pm$ 813 b	2010 $\pm$ 180 c	2545 $\pm$ 215 d
	Co.	810 $\pm$ 74 a	17165 $\pm$ 1477 bc	10362 $\pm$ 1069 ab	1953 $\pm$ 117 bc	2372 $\pm$ 318 cd
171,12 mM	AM I	2675 $\pm$ 37 b	15965 $\pm$ 1044 bc	10300 $\pm$ 1184 ab	1887 $\pm$ 79 abc	2283 $\pm$ 160 bcd
	Co. I	2973 $\pm$ 37 c	14991 $\pm$ 900 b	10501 $\pm$ 305 ab	1848 $\pm$ 97 abc	2151 $\pm$ 113 abc
342,23 mM	AM II	3009 $\pm$ 66 c	11224 $\pm$ 1230 a	9466 $\pm$ 632 ab	1752 $\pm$ 181 ab	1983 $\pm$ 113 ab
	Co. II	3609 $\pm$ 79 d	10337 $\pm$ 1106 a	8740 $\pm$ 1107 a	1667 $\pm$ 89 a	1910 $\pm$ 108 a
<b>Signifikanz</b>						
AM		*	*	ns	ns	ns
NaCl		*	*	*	*	*
AM*NaCl		*	ns	ns	ns	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$  , ns = nicht signifikant



**Tab. 24: Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* (AM) und NaCl auf die Gehalte von pflanzenverfügbaren Nährstoffen in den unterirdischen Pflanzenteilen von Rebpflanzen im 3. Vegetationsversuch (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5 Mittelwerte  $\pm$  SD, Tukey - Test,  $p < 0.05$ )**

NaCl	Variante	mg/kg				
		Na <sup>+</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	P
0 mM	AM	886 $\pm$ 94 a	9805 $\pm$ 632 c	9285 $\pm$ 455 c	1737 $\pm$ 77 b	1861 $\pm$ 95 c
	Co.	920 $\pm$ 78 a	9030 $\pm$ 803 bc	8943 $\pm$ 741 bc	1618 $\pm$ 145 ab	1763 $\pm$ 108 bc
171,12 mM	AM I	3800 $\pm$ 160 b	8533 $\pm$ 608 abc	8182 $\pm$ 786 abc	1642 $\pm$ 133 ab	1590 $\pm$ 90 ab
	Co. I	4125 $\pm$ 157 c	7712 $\pm$ 1140 ab	7683 $\pm$ 1257 abc	1570 $\pm$ 100 ab	1507 $\pm$ 92 a
342,23 mM	AM II	5256 $\pm$ 101 d	7501 $\pm$ 1070 ab	7431 $\pm$ 1070 ab	1560 $\pm$ 60 ab	1537 $\pm$ 45 a
	Co. II	5809 $\pm$ 105 e	6895 $\pm$ 723 a	6769 $\pm$ 723 a	1489 $\pm$ 132 a	1501 $\pm$ 65 a
<b>Signifikanz</b>						
	AM	*	*	ns	*	*
	NaCl	*	*	*	*	*
	AM*NaCl	*	ns	ns	ns	ns

\* = signifikant mit  $p < 0.05$  , ns = nicht signifikant

### **K<sup>+</sup>- und Ca<sup>2+</sup>-Verhältnis zu Natrium in den oberirdischen Pflanzenteilen und den Wurzeln**

Kalium nimmt hinsichtlich des mengenmäßigen Bedarfs der Pflanzen neben Calcium die Spitzenposition unter den Nährelementen ein.

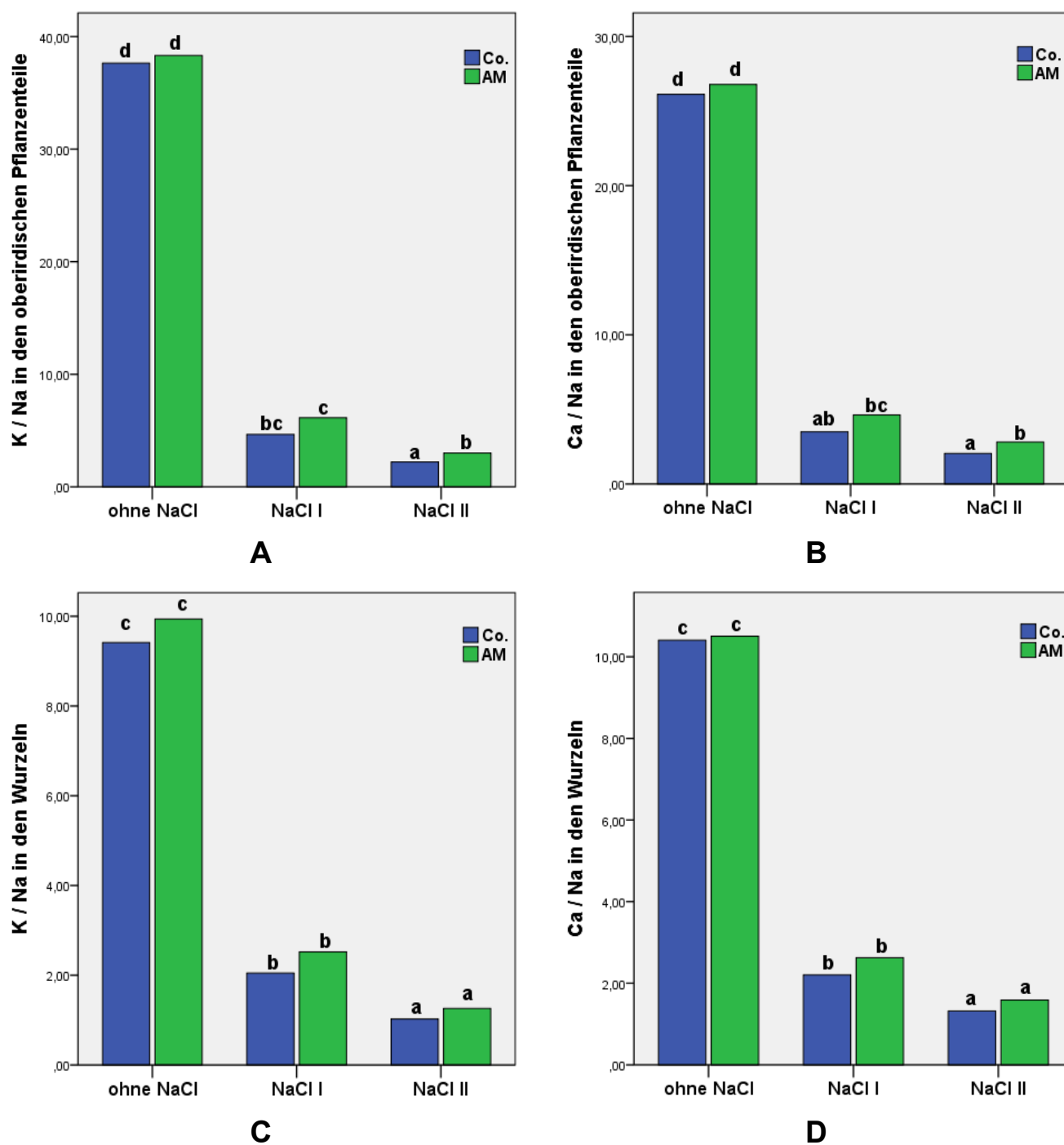
Durch die Salinität wird die Bodenstruktur geschädigt und es kommt dabei zu einer steigenden Akkumulation von Natrium. Eine hohe Aufnahme von Na<sup>+</sup> durch die Pflanzen sorgt aufgrund des Ionenantagonismus für einen induzierten Nährstoffmangel von K<sup>+</sup> und Ca<sup>2+</sup> (KHAN et al., 2000; PARIDA und DAS, 2005).

Deshalb wurde im Folgenden der Einfluss von AM und NaCl auf das Verhältnis der Konzentrationen von Kalium und Calcium zu Natrium in den oberirdischen Pflanzenteilen und den Rebwurzeln 70 Tage nach der letzten Salzverabreichung untersucht.

Die Abbildungen 12-14 zeigen, dass die Salinität und die Inokulationen mit dem Mykorrhizapilz *Glomus intraradices* besonders im oberirdischen Pflanzenteil einen signifikanten Effekt auf das K<sup>+</sup>- und Ca<sup>2+</sup>-Verhältnis zu Natrium haben. Obwohl das K<sup>+</sup>- und Ca<sup>2+</sup>-Verhältnis zu Na<sup>+</sup> in den Sprossen und den Wurzeln mit steigender NaCl-Konzentration abnahm, zeigten die AM-Pflanzen immer noch ein höheres Kalium- und Calcium-Verhältnis zu Natrium als die Kontrollpflanzen. Sie sind aber nur teilweise statistisch abgesichert.

Es ist zu beachten, dass die Anwesenheit von Mykorrhiza zu einem höheren K<sup>+</sup>- und Ca<sup>2+</sup>-Verhältnis zu Na<sup>+</sup> führt als bei den entsprechenden Kontrollreben in den Salzstufen NaCl I und NaCl II.

Im Gegensatz zu den Sprossen hat AM in den Wurzeln keinen signifikanten positiven Effekt auf das K<sup>+</sup>- und Ca<sup>2+</sup>-Verhältnis zu Na<sup>+</sup> im Vergleich zu den Kontrollreben. Dagegen war die negative Wirkung von NaCl signifikant in den oberirdischen Pflanzenteilen und Wurzeln gegenüber den Kontrollreben erkennbar.



**Abb. 12:** Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* (AM) und NaCl auf Kalium- und Calcium-Verhältnisse zu Natrium in den oberirdischen Pflanzenteilen (A: K/Na-Verhältnisse, B: Ca/Na-Verhältnisse) und in den Wurzeln (C: K/Na-Verhältnisse, D: Ca/Na-Verhältnisse) im 1. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, Tukey Test, p<0.05).

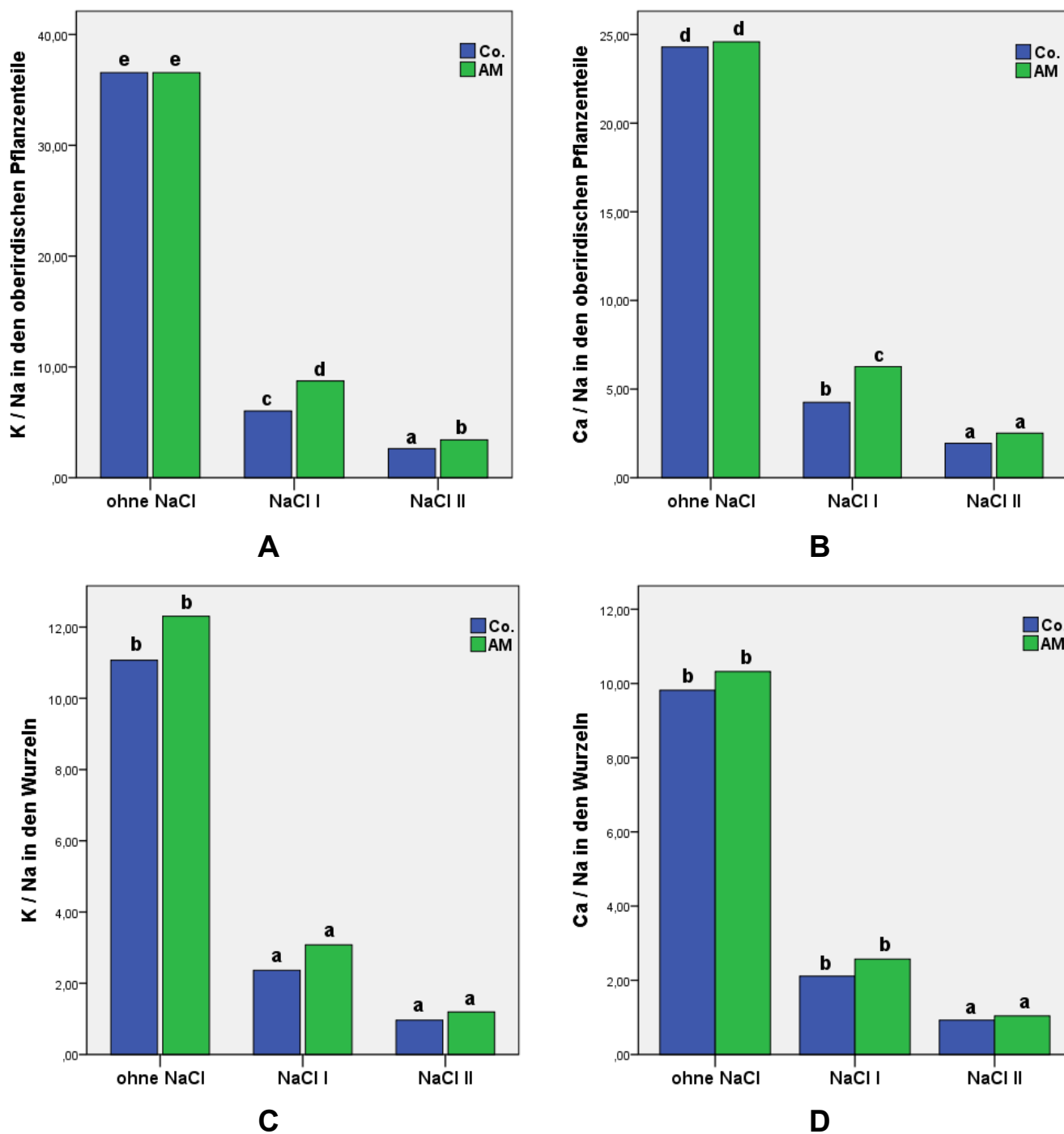
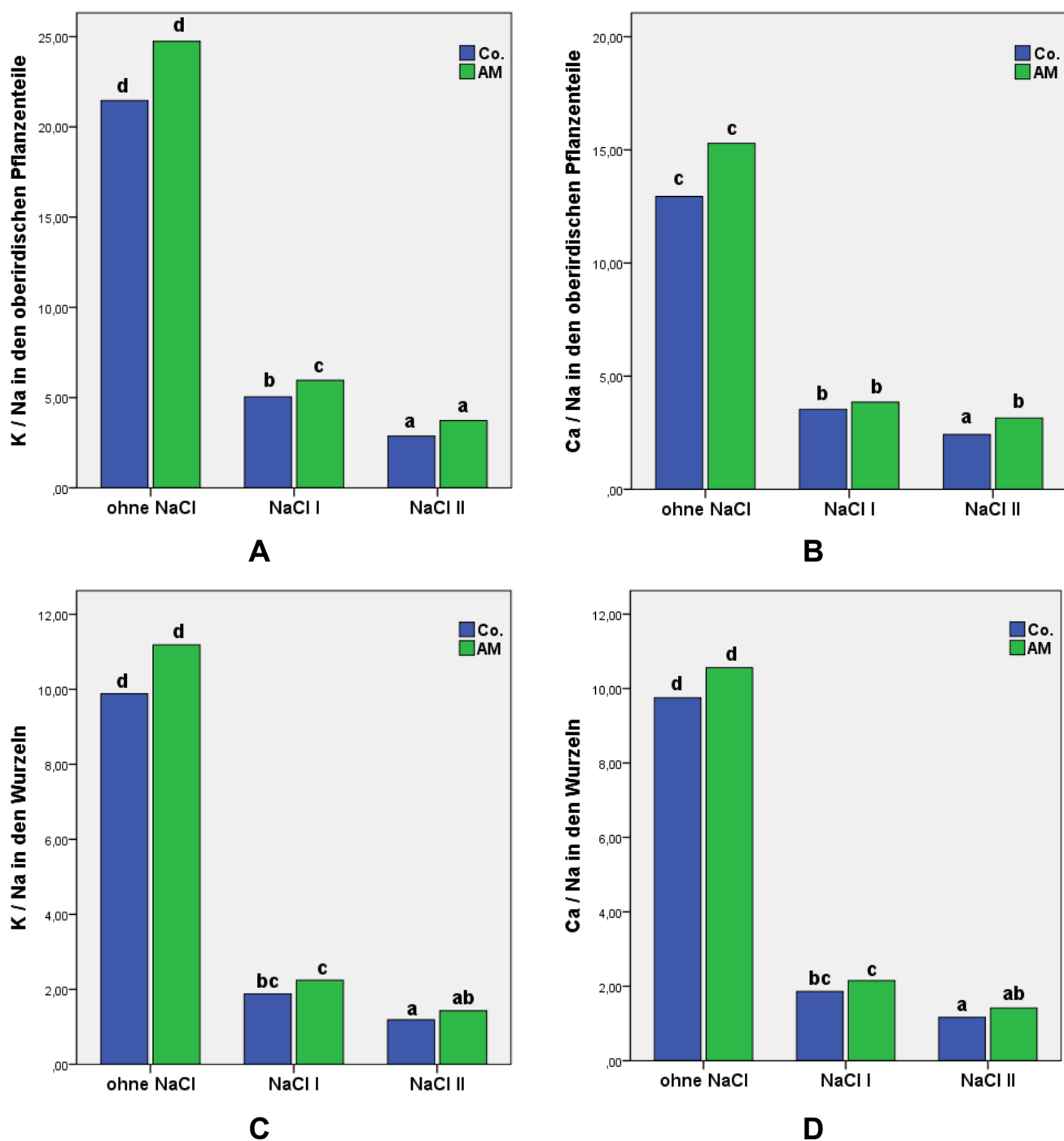


Abb. 13: Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* (AM) und NaCl auf die Kalium- und Calcium-Verhältnisse zu Natrium in den oberirdischen Pflanzenteilen (A: K/Na-Verhältnisse, B: Ca/Na-Verhältnisse) und in den Wurzeln (C: K/Na-Verhältnisse, D: Ca/Na-Verhältnisse) im 2. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, Tukey Test, p<0.05).



**Abb. 14:** Einfluss der Inokulation mit *G. intraradices* (AM) und NaCl auf die Kalium- und Calcium-Verhältnisse zu Natrium in den oberirdischen Pflanzenteilen (A: K/Na-Verhältnisse, B: Ca/Na-Verhältnisse) und in den Wurzeln (C: K/Na-Verhältnisse, D: Ca/Na-Verhältnisse) im 3. Vegetationsversuch (unterschiedliche Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede, n=5, Tukey Test, p<0.05).

### **3.2.6 Zusammenfassung ausgewählter Ergebnisse**

Im Folgenden werden ausgewählte Ergebnisse zum Trockengewicht der Weinreben (s. Kapitel 3.2.1), dem Mykorrhizierungsgrad der Wurzeln (s. Kapitel 3.2.2), den Prolin- und Malondialdehydgehalten in den Rebenblättern (s. Kapitel 3.2.3 und 3.2.4) sowie den Nährstoffgehalten in den Rebpflanzen (s. Kapitel 3.2.5) in Tabellen 25 und 26 zusammengefasst. Die vorgestellten Ergebnisse wurden als relative Abweichungen zu den entsprechenden Werten der Kontrollansätze in [%] ausgedrückt. Die absoluten Werte der Ergebnisse sind den o. g. Kapiteln zu entnehmen.

**Tab.25 und 26 : Zusammenfassende Übersicht des Einflusses von *Glomus intraradices* (AM) und NaCl auf die ausgewählten Prüffaktoren der Weinreben im Vergleich zu den Kontrollpflanzen**

NaCl	Variante	Unterirdische Pflanzenteile (g)			oberirdische Pflanzenteile (g)			AM-Infektionsgrad (%)			Prolin (µmol /g FM) Messungszeit (T2)			Malondialdehyd (nmol /g FM) Messungszeit (T2)		
		1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.	1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.	1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.	1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.	1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.
0 mM	AM / Co.	27.0%	17.6%	20.5%	10.1%	27.2%	30.7%	46.5%	59.7%	85.7%	-29.2%	-10.6%	-15.7%	-3.5%	-6.9%	-7.7%
171,12 mM	AM I / Co. I	33.4%	14.1%	18.3%	58.2%	61.0%	42.7%	77.9%	102.4%	89.1%	-27.2%	-11.3%	-29.1%	-13.7%	-12.3%	-15.7%
342,23 mM	AM II / Co. II	63.2%	25.3%	34.6%	70.8%	64.9%	41.5%	110.7%	129,7%	226.7%	-17.8%	-18,0%	-17.6%	-10.3%	-18.0%	-20.8%

		Nährelementen in Rebstecklinge mg / Kg															
NaCl	Variante	Na <sup>+</sup>			K <sup>+</sup>			Ca <sup>2+</sup>			Mg <sup>2+</sup>			P			
		1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.	1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.	1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.	1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.	1. Veg.	2. Veg.	3. Veg.	
0 mM	AM / Co	-0.9%	4%	-10%	0.6%	4%	4%	2%	6%	7%	-2%	0.5%	3%	12%	13%	7%	
171,12 mM	AM I / Co. I	-23%	-26%	-10%	4%	7%	6%	4%	9%	-2%	2%	1%	2%	28%	9%	6%	
342,23 mM	AM II / Co. II	-23%	-19%	-17%	4%	6%	9%	4%	5%	8%	2%	6%	5%	9%	5%	4%	
0 mM	AM / Co	0.2%	-2%	-4%	6%	14%	9%	1%	6%	4%	-4%	2%	7%	6%	4%	6%	
171,12 mM	AM I / Co. I	-13%	-10%	-8%	8%	15%	11%	4%	8%	6%	4%	3%	5%	4%	3%	5%	
342,23 mM	AM II / Co. II	-12%	-8%	-9%	8%	13%	9%	8%	3%	10%	3%	8%	5%	2%	3%	2%	

Oberird. Pflanzenteile

Unterird. Pflanzenteile



## 4 Diskussion

Unterschiedliche abiotische Faktoren wie Salzstress und Trockenheit rufen in Pflanzen zum Teil identische Reaktionen hervor. Trockenheit bedeutet für die Pflanze eine reduzierte Wasseraufnahme, die zu osmotischem Stress führt. Salz wirkt in zwei Phasen auf Pflanzen, wovon in der ersten Phase ebenfalls eine reduzierte Wasseraufnahme und somit osmotischer Stress zu Wachstums- einbußen, verspäteter Blütenbildung und reduzierter Samenproduktion führt (SIEVERS, 2011). Die salzspezifischen Stressreaktionen treten als Antwort auf den zusätzlichen ionischen Stress erst in der zweiten Phase innerhalb von Tagen und Wochen bei Pflanzen auf und zeigen sich zunächst an Schädigungen der alten Blätter, die dann absterben. Anhaltender Stress wirkt sich in der Folge auch auf die jungen Blätter und letztendlich auf die gesamte Pflanze aus, die dann möglicherweise noch vor der Samenbildung abstirbt (MUNNS, 2002).

Zu einer der wichtigen Schutzmaßnahmen gegen Stressfaktoren zählt die Optimierung des Pflanzenwachstums bzw. die Verbesserung des Pflanzenzustands durch den Einsatz von natürlichen Ressourcen wie Mykorrhizapilzen und assoziativen Rhizosphären-Bakterien (ABDI BAGHI, 2005).

Die zukünftige Einbindung der natürlichen Ressourcen wie Bakterien- und der Mykorrhizatechnologie in die Pflanzenproduktion erfordert Demonstrationsversuche, die die praktischen Abläufe auf dem Weg der Nutzpflanzen vom Produzenten bis zum Bestimmungsort beim Endverbraucher im Detail berücksichtigen. Sie stellen den ersten Schritt bei der Prüfung der Umsetzbarkeit der innovativen Technologie in der Praxis dar und sind die Basis für ihre spätere Einführung in großem Maßstab (FELDMANN, 1999).

Die grundlegende Frage der vorliegenden Arbeit war vor diesem Hintergrund, ob Wachstum und Vitalität von Holzstecklingen der Unterlagssorte 5BB (*Vitis berlandieri x riparia*) auf salzigen Böden durch gezielte Inokulation mit Mykorrhiza gesteigert werden können. Im Vordergrund der Untersuchungen stand die Erfassung der Ertragsermittlung, die die Trockenmasse der oberirdischen Pflanzenteile sowie der Wurzeln beinhaltete. Begleitend zu den vorgenannten

Untersuchungen wurden Messungen der Prolinmenge als Maß für die biochemische Aktivität im Pflanzen sowie von Malondialdehyd in den Pflanzenblättern als Parameter für die Reaktion der Weinreben auf abiotischen Stress durchgeführt. Von Bedeutung war auch die Entwicklung des Infektionsgrades der Mykorrhiza in salzigem Boden und der Nährstoffversorgung der Rebpflanzen. In den Untersuchungen der vorliegenden Arbeit wurden die Rebenstecklinge als Versuchspflanzen und Mykorrhizapilze der Art *Glomus intraradices* als Inokulum eingesetzt.

Um die Mykorrhizaeffekten genauer zu untersuchen, ist die Anwendung der Sterilisation des Bodens empfehlenswert. Da für den Gefäßversuch keine Sterilisation des Bodens vorgenommen wurde, kann die autochthone Mykorrhiza auch Wirkungen auf die Pflanzenentwicklung zeigen und so eine eindeutige Aussage über die Effizienz der zugeführten Mykorrhiza erschweren. Dieses System wurde gewählt, da es die in der Umwelt herrschenden Bedingungen genauer widerspiegelt und somit eine Praxisnähe herstellt.

Als weiterer Faktor zu Verbesserung der Untersuchungsbedingung wurden die Rebstecklingen (ohne Wurzeln) verwendet, da nachgewiesen wurde, dass schädigende Organismen von Pflanzen verdrängt werden, wenn die Wurzeln zu Beginn des Wachstums mit Mykorrhizapilzen geimpft werden (BOTHE und HILDEBRANDT, 2003).

Der Bodensalzgehalt beeinflusst die Etablierung, das Wachstum und die Entwicklung von Pflanzen negativ, was zu großen Produktivitätsverlusten führt (EVELIN et al., 2009). Pflanzen, die in salzhaltigem Boden wachsen, werden drei unterschiedlichen physiologischen Belastungen ausgesetzt: Erstens zerstören die toxischen Wirkungen spezifischer Ionen wie Natrium und Chlorid, die in salzhaltigen Böden vorherrschen, die Struktur von Enzymen und anderen Makromolekülen sowie Zellorganellen, unterbrechen die Photosynthese und Atmung, hemmen die Proteinsynthese und rufen Ionenmangel hervor (JUNIPER und ABBOTT, 1993). Zweitens besteht für Pflanzen, die den niedrigen osmotischen Potentialen von salzhaltigem Boden ausgesetzt sind, das Risiko

einer physiologischen Dürre in ihrem Gewebe, indem sie geringere interne osmotische Potentiale aufrechterhalten, um zu verhindern, dass sich Wasser aus den Wurzeln in den Boden bewegt. Schließlich führt der Salzgehalt auch zu Nährstoffungleichgewichten in der Pflanze, die durch eine verminderte Nährstoffaufnahme und/oder den Transport zum Schössling verursacht werden (MARSCHNER, 1995; ADIKU et al., 2001). Der Salzstress beeinflusst demnach alle wichtigen Prozesse wie Wachstum, Photosynthese, Proteinsynthese sowie Energie- und Lipidstoffwechsel (RAMOLIYA et al., 2004).

Die Erhöhung der  $\text{Na}^+$ - und  $\text{Cl}^-$ -Ionen verursacht die Reduzierung der Enzymaktivität und hat dadurch eine negative Wirkung auf die Funktion der Zellmembran sowie auf den Zellstoffwechsel. Die Folge davon sind Wachstumshemmung und starke Blattschädigungen. Erhöhte  $\text{Na}^+$ - und sowie  $\text{Cl}^-$ -Konzentrationen verursachen im Zytoplasma salzempfindlicher Pflanzenzellen teilweise gravierende Stresseffekte. Im Allgemeinen beginnt nach MUNNS und Kollegen (2000) die Hemmung der Enzymaktivität in den Pflanzenzellen ab etwa 100 mM  $\text{Na}^+$ -Ionen. Ab einer  $\text{Na}^+$ -Konzentration von 200 mM erfolgt die vollständige Unterdrückung des Enzymstoffwechsels. Die Konzentrationen, in denen auch  $\text{Cl}^-$ -Ionen toxische Wirkung auf die Pflanzenzelle haben, werden von MUNNS und Kollegen (2002) im Bereich der Toxizität von  $\text{Na}^+$ -Ionen gesehen.

Da es keine Anpassung des Enzymstoffwechsels an die erhöhten Salzkonzentrationen in der Zelle gibt, besteht der Mechanismus von Salztoleranz auf zellularer Ebene darin, die Salzkonzentration im Zytoplasma zu reduzieren und Salz in Vakuolen zu kompartmentieren (MUNNS et al., 2002). Als Gegengewicht zum osmotischen Druck der Vakuolen unter Stress werden vermehrt  $\text{K}^+$  und organische Verbindungen wie Prolin und Glycin-Betain im Zytoplasma akkumuliert (CHINNUSAMY et al., 2005). Diese Osmotika hemmen auch bei hoher Salzkonzentration nicht die Enzymaktivitäten in der Zelle und schützen auf diese Weise die Enzyme vor den schädlichen Effekten hoher  $\text{Na}^+$ - und  $\text{Cl}^-$ -Konzentrationen (RATHINASABAPATHI, 2000).

Salinität wirkt nicht nur negativ auf die Wirtspflanze, sondern auch auf die AM-Pilze. Es kann die Kolonisationskapazität, Sporenkeimung und das Wachstum von Pilzhypen behindern. Es wurde in verschiedenen Arbeiten berichtet, dass das Wachstum von AM in Gegenwart von NaCl reduziert wird (HIRREL & GERDEMANN, 1980; JUNIPER & ABBOTT, 2006; SHENG et al., 2008), und zwar vermutlich aufgrund der direkten Wirkung von NaCl auf die AM-Pilze, was darauf hindeutet, dass der Salzgehalt die Bildung von arbuskulären Mykorrhizen unterdrücken kann (TIAN et al., 2004; JUNIPER & ABBOTT, 2006; SHENG et al., 2008). Das unterschiedliche Ausmaß der AM-Kolonisation unter salzhaltigen Bedingungen kann auch mit dem unterschiedlichen Verhalten jeder AM-Pilzart – sogar in ähnlichen Ökosystemen (KILIRONOMOS et al., 1993) – oder dem Einfluss verschiedener Umweltbedingungen zusammenhängen (CARVALHO et al., 2001).

In Gegenwart von NaCl wird die Keimung der Pilzsporen eher nur verzögert als vollständig verhindert (CANTRELL & LINDERMANN, 2001; JUNIPER & ABBOTT, 2006). Die Keimungsrate und maximale Keimung der AM-Sporen kann auch vom Salztyp abhängen. Nach JUNIPER und ABBOTT (1993) bewirken verschiedene Salze wie  $\text{NaNO}_3$  und  $\text{Na}_2\text{SO}_4$  mit ähnlichen osmotischen Potentialen unterschiedliche Effekte auf die Geschwindigkeit und maximale Keimung der Sporen. Der Unterschied wird auf eine höhere Konzentration von  $\text{Na}^+$  in letzterem zurückgeführt.

JAHROMI und Mitarbeiter (2008) untersuchten *in vitro* die Auswirkungen der Salinität auf den AM-Pilz *Glomus intraradices*. Sie beobachteten, dass zwischen der Kontrolle (kein Salz) und 50 mM NaCl kein signifikanter Unterschied in der Hyphenlänge und dem BAS (*branching absorbing structures*) bestand, obwohl es eine signifikante Abnahme der Hyphenlänge und der Anzahl an BAS bei 100 mM NaCl gab. Diese Ergebnisse zeigen, dass steigender Salzgehalt direkt die Pilzentwicklung beeinflusst. Deswegen werden die Pilzmycelbildung und die Wurzelbesiedelung reduziert. Diese Aussage bestätigte unsere Ergebnisse, da Wuchsdepressionen sowohl beim Spross als auch bei den Wurzeln der Rebenversuche beobachtet wurden. Die Reduktion der Biomasse bzw. des AM-

Infektionsgrads der Wurzeln war besonders bei den AM II- und Co. II-Rebenstecklingen bemerkbar (s. Kapitel 4.2 und 4.6).

Im Gegensatz zu den obigen Berichten wurde auch eine erhöhte AM-Sporulation und Kolonisierung unter Salzstressbedingungen beschrieben (ALIASGHARZADEH et al., 2001). Weiterhin haben YAMATO und Kollegen (2008) berichtet, dass die Besiedlungsraten bei allen AM-Pilzen, die in der Küstenvegetation der Okinawa Insel (Japan) sogar bei einem hohen Salzgehalt von 200 mM vorhanden waren, nicht reduziert wurden. Diese Diskrepanz in den Ergebnissen lädt die Forscher dazu ein, nach salztoleranten AM-Spezies Ausschau zu halten und zu testen, ob diese AM-Isolate die Kolonisationskapazität und die Symbiose Effizienz unter salzhaltigen Bedingungen aufrechterhalten.

#### **4.1 Einfluss der AM *Glomus intraradices* auf die Biomasse der Rebstecklinge bei nativen Böden bei den Gefäßversuchen**

Etwa 70-90 % der höheren Landpflanzen sind mit Pilzen in Form einer arbuskulären Mykorrhiza, einer seit mehr als 400 Millionen Jahren existierenden Symbiose, vergesellschaftet (WILDE, 2014). Aufgrund ihrer zentralen Stellung an der Schnittstelle Boden – Pflanze prägen sie direkt und indirekt die Diversität und Produktivität von Pflanzengemeinschaften (SCHÜßLER, 2009). Vor allem Pflanzen mit dicken, kurzen Wurzeln und wenig Wurzelhaaren neigen zur Mykorrhiza, da ihr eigenes Wurzelsystem nur einen kleinen Teil des umgebenden Bodens erreicht. Auf welche Weise der Pilz die Wurzel findet, ist noch unbekannt. FESTER und Mitarbeiter (2001) vermuteten, dass die Wurzeln eine große Menge verschiedener Verbindungen als Exsudate in den Boden abgeben, die dem Pilz als Signalstoffe dienen können.

Die Wirkungen von AM-Pilzen auf das Pflanzenwachstum und die Nährstofferschließung sind in zahlreichen Gefäß- und Feldversuchen unter verschiedenen Umweltbedingungen mit unterschiedlichen Ergebnissen untersucht worden (KÖNIG, 2006; CHO et al., 2006; SABET, 2011). Diese Ergebnisse zeigen, dass der AM-Pilz beim Kontakt mit der Wurzel so genannte Appressorien bildet. Die Hyphen sind an der Kontaktstelle mit der Wurzel etwas verdickt und besitzen auch

eine dickere Zellwand. Dort gibt der Pilz wahrscheinlich Stoffe ab, die ein Eindringen in die Wurzel erleichtern. Außerdem übt der Pilz einen mechanischen Druck auf die Kontaktstelle mit der Wurzel aus (FESTER et al., 2001).

In der Wurzel bildet der Pilz Arbuskeln, indem er seine Hyphen immer weiter aufgabelt. Nach der Bildung der Arbuskeln durch starke Verzweigungen der Pilzhyphen werden diese ihrerseits von Einhaltungen der umgebenden pflanzlichen Membran eingeschlossen. Intensive Stoffwechselprozesse erfolgen mit der Bildung der Arbuskeln und der pflanzlichen, so genannten periarbuskulären Membran. Lokalisierungen mit Antikörpern zeigten, dass verstärkt einige den Stoffaustausch zwischen beiden Partnern katalysierende Enzyme gebildet werden. Die Arbuskeln werden kontinuierlich auf- und abgebaut und haben eine Lebensdauer von etwa vierzehn Tagen. Genexpressionen in den Arbuskeln und den umgebenden Pflanzenzellen lassen sich durch die heute zur Verfügung stehenden molekularen Methoden gut untersuchen (BOTHE & HILDEBRANDT, 2003).

In den Pflanzenversuchen auf nativen Boden führte die Inokulation mit *AM G. intraradices* bei Rebstecklingen zu einer Biomassesteigerung gegenüber den Kontrollpflanzen. So konnte festgestellt werden, dass die Biomassen der oberirdischen Pflanzteile der mykorrhizierten Reben in Bezug auf das Trockengewicht (TG) in drei Vegetationsperioden um 10.1% (1.Veg.), 27.2% (2.Veg.) und 30.7% (3.Veg.) im Vergleich zu den nicht infizierten Reben erhöht werden konnten (s. Tab. 10). Diese Ergebnisse sind im Einklang mit vielen nationalen und internationalen Berichten (s. Kapitel 1.5 ).

Die in Tabelle 25 präsentierten Daten zeigen im Allgemeinen, dass die Wurzelbiomasse durch *AM G. intraradices* bei den mykorrhizierten Reben im Vergleich zu den Kontrollpflanzen in den Gefäßversuchen auf nativem Boden erhöht werden konnten. Es konnte beobachtet werden, dass der Einfluss des AM-Pilzes auf die TG in allen drei Vegetationsperioden um 27.0% (1.Veg.), 17.6% (2.Veg.) und 20.5% (3.Veg.) gegenüber den Kontrollreben erhöht worden sind. Diese Ergebnisse bestätigen, dass AM das Pflanzenwachstum im Gartenbau stimulieren

können (SMITH & READ, 1997; HODGE et al., 2001; SMITH et al., 2011). Vermutlich können diese ertragssteigernden Effekte der AM bei Reben auf Nährstofferschließung (FENG et al., 2002) oder eine wesentlich höhere Widerstandsfähigkeit gegenüber mykorrhizafreien Reben bei biotischen und abiotischen Stressen zurückgeführt werden (WILDE, 2014), weil die arbuskulären Mykorrhizapilze nicht nur die pflanzliche Ernährung durch den Transport von Phosphat und damit das Pflanzenwachstum verbessern, sondern auch weitere Nährstoffe wie Kalium, Zink, Kupfer, Stickstoff, Magnesium und Eisen vermehrt für die Pflanzen zur Verfügung stellen (BACKHAUS & FELDMANN, 1996; GEORG, 2000).

#### **4.2 Einfluss der AM *Glomus intraradices* auf die Biomasse der Rebstecklinge auf salzigen Böden bei den Gefäßversuchen**

Die Biomasse ist ein wichtiger Faktor, der Information über den Zustand eines Organismus in Abhängigkeit von sich ändernden Umweltbedingungen liefert. Unter der Einwirkung von Salzstress fließt ein großer Teil der Energie, der bei den biosynthetischen Prozessen verbraucht wird, in die Aufrechterhaltung der Ionenhomöostase (z.B. durch die Kompartimentierung von toxischen Ionen) und in die Bildung von organischen Soluten (VOLKMAR et al., 1998; ZHU, 2001; SIEVERS, 2011). Die genannten Faktoren führen zur Beeinträchtigung des Wachstums und somit zur Reduktion der Biomasse (MÜHLING & LÄUCHLI, 2002; MUNNS, 2002).

Ertragssteigernde Effekte oder eine erhöhte Stresstoleranz sind nur einige Faktoren, die der Mykorrhiza-Symbiose eine erhebliche Bedeutung für die landwirtschaftliche Nutzung zukommen lassen. So zeigen Pflanzen, deren Wurzeln mit arbuskulären Mykorrhizapilzen kolonisiert sind, eine wesentlich höhere Widerstandsfähigkeit im Vergleich zu mykorrhizafreien Pflanzen bei biotischen und abiotischen Stressen (KÖNIG, 2006; BEHN, 2008; KALIEß, 2008; WILDE, 2014).

Salzige Böden sind im Vergleich zu normalen landwirtschaftlichen Nutzflächen in der Regel durch abiotische Stressfaktoren wie z.B. Nährstoffmangel, Wasser-

stress, Boden-Verdichtungen, nicht optimale pH-Werte, geringe organische Substanz und/oder eine schwache autochthone Mikroflora gekennzeichnet (BRUNDRETT & ABBOTT, 1991; PIETSCH & KAMIETH, 1991).

Im Allgemeinen haben abiotische Stresse wie NaCl und Trockenheit Auswirkungen auf die Aktivität von AM-Pilzen bei der Wurzelbesiedlung (AUGÉ, 2001; STADDON et al., 2002).

Die Salinisierung des Bodens ist ein ernstes Problem der Landdegradation und nimmt in vielen Teilen der Welt, insbesondere in ariden und semiariden Gebieten, kontinuierlich zu (GIRI et al., 2003; AL-KARAKI 2006). Es wird erwartet, dass eine vermehrte Versalzung von Ackerböden verheerende globale Effekte hat, was in den nächsten 25 Jahren zu einem Verlust von 30% und bis Mitte des 21. Jahrhunderts um bis zu 50% führt (WANG et al., 2003). Insbesondere hohe Na<sup>+</sup>-Konzentrationen, die sich im Boden ablagern können, verändern die Grundstruktur des Bodens, was zu einer verminderten Bodenporosität und damit zu einer verminderten Bodenbelüftung und Wasserleitfähigkeit führt. Hohe Salzablagerungen im Boden erzeugen eine niedrige Wasserpotentialzone im Boden, wodurch es für die Pflanze immer schwieriger wird, sowohl Wasser als auch Nährstoffe aufzunehmen (PORCEL et al., 2011).

Das zentrale Anliegen der hier vorliegenden Arbeit war es, dem Einfluss von AM *G. intraradices* auf das Wachstum von Rebstecklingen in salzigem Boden nachzugehen.

Im Folgenden sollen die Resultate zunächst für die Rebstecklingen diskutiert werden. Bei der Betrachtung muss beachtet werden, dass es sich um Gefäßversuche der Anfangsentwicklung von Reben handelt, die nur Anregungen für Versuche unter Freilandbedingungen bei Rebschulen liefern können. Selbst wenn die Reben bei diesen Versuchen durch Mykorrhiza *G. intraradices* gute Reaktionen zeigen sollten, muss damit gerechnet werden, dass unter natürlichen Bedingungen andere Salzkonzentrationen und andere Ionenverhältnisse im Boden



für das Auftreten von Salzschäden und die Begrenzungen der Mykorrhiza-effektivität bestimmend sind.

Wie bei Kapitel 1.1 und 1.4 erwähnt wurde, beeinflusst der Bodensalzgehalt sowohl die Etablierung und die Entwicklung von Pflanzen als auch von AM, was zu großen Produktivitätsverlusten führen kann.

Unsere Ergebnisse haben gezeigt, dass bei den Gefäßversuchen durch Salz-anstieg die Inokulation mit AM *G. intraradices* bei Rebstecklingen (AM I und AM II) zu einer Biomassesteigerung gegenüber den Kontrollpflanzen (Co. I und Co. II) führte. Dementsprechend konnte festgestellt werden, dass die Biomassen der oberirdischen Pflanzteile der mykorrhizierten Reben in Bezug auf TG in alle drei Vegetationsperioden sowohl beim AM I um 58.2% (1.Veg.), 61.0% (2.Veg.) und 42.7% (3.Veg.) als auch beim AM II 70.8% (1.Veg.), 64.9% (2.Veg.) und 41.5% (3.Veg.) im Vergleich zum Kontrollreben (Co. I und Co. II) erhöht worden sind (s. Tab. 10). Diese Ergebnisse stimmen mit früheren Berichten zu anderen Pflanzenarten überein (GIRI & MUKERJI 2004; SANNAZZARO et al., 2007; PORRAS-SORIANO et al., 2009; LATEF & CHAOXING, 2011). Es wird vermutet, dass besseres Wachstum und erhöhte Biomasse bei den AM-Pflanzen ein Hinweis auf eine erhöhte Toleranz gegenüber Salzstress ist und darüber hinaus eine Manifestation einer verbesserten Aufnahme von Nährstoffen und Beibehalten günstiger Ionenverhältnisse darstellt im Vergleich zu Pflanzen ohne AM (EVLIN et al., 2011).

Darüber hinaus zeigt Tabelle 9, dass NaCl das Wachstum und die Entwicklung der Biomasse bei den Versuchspflanzen trotz AM negativ beeinflussen kann, weil durch Anstieg von Salzkonzentrationen bei den AM I- und AM II-Reben gegenüber AM-Pflanzen (ohne Salz) Wuchsdepressionen festgestellt wurden.

Weiterhin haben die Ergebnisse gezeigt, dass das TG der oberirdischen Pflanzteile bei AM I- und AM II-Reben in allen drei Vegetationsperioden gegenüber AM reduziert wurde, und zwar beim AM I um 11,4% (Veg.1), 16,1% (Veg.2) sowie 20,2% (Veg.3), und beim AM II um 45,5% (Veg.1), 44,2% (Veg.2) und 44,0%

(Veg.3) (s. Tab. 10). Ähnliche Ergebnisse wurden bei anderen Versuchen mit verschiedenen Weinunterlagen bei Reben gegenüber Salzanstieg von zahlreichen Forschern wie ANJUM (2008), UPRETI & MURTI (2010), DERBEW und Mitarbeiter (2010) berichtet. Sie alle kamen zu dem Schluss, dass das Wachstum der Reben durch die Erhöhung des Salzgehalts in den Kultursubstraten verringert wurde. Das Ausmaß der Reduktion war jedoch je nach den Unterlagen unterschiedlich (DERBEW et al., 2010; Khalil, 2013).

Diese Wuchsdepressionen im Hinblick auf die Biomassen können sowohl durch einen direkten als auch indirekten negativen Einfluss von NaCl auf Rebstecklinge entstehen, weil die Pflanzen, die in salzhaltigem Boden wachsen, auf verschiedene Weise unterschiedlichen physiologischen Belastungen ausgesetzt sind. Die Steigerung der Na<sup>+</sup>- und Cl<sup>-</sup>-Ionen verursacht die Reduzierung der Enzymaktivität. Dadurch entsteht eine negative Wirkung sowohl auf die Funktion der Zellmembran, als auch auf den Zellstoffwechsel. Das hat zur Folge, dass an den Reben Wachstumshemmungen, starke Blattschädigungen (s. Kapitel 1.1), aber auch eine direkte Wirkung von NaCl auf die AM *Glomus intraradices* zu beobachten waren, da NaCl ab einer bestimmten Konzentration die Bildung von arbuskulären Mykorrhizen unterdrücken kann (s. Kapitel 1.4).

Diese Ergebnisse decken sich mit verschiedenen nationalen und internationalen Arbeiten, wonach durch AM die Widerstandsfähigkeit und die Biomasseentwicklung der Pflanzen verbessert werden können (TIAN et al., 2004; JAHROMI et al., 2008; BELTRANO et al., 2013). Die Theorie: „je mehr Belastung, desto besser die Wirkung von Mykorrhiza auf die Verminderung der Stressempfindlichkeit und desto höher die gesteigerte Vitalität der Pflanzen“ konnte in dieser Untersuchung bestätigt werden.

Die Beobachtungsergebnisse über den Zusammenhang zwischen Mykorrhizierung und Wachstum der Galmeiveilchen (*Viola calaminaria*) auf Schwermetallhalden im Raum Aachen-Lüttich sowie in Blankenrode bei Paderborn zeigen in diesem Zusammenhang, dass das Galmeiveilchen nur aufgrund der Besiedelung mit Mykorrhizapilzen auf Schwermetallböden wachsen kann. Für das Veilchen gilt,

dass die Verpilzung seiner Wurzeln umso höher ist, je höher der Schwermetallgehalt des Bodens ist (BOTHE & HILDEBRANDT, 2003). Dieses Resultat bestätigt die Ergebnisse der hier vorgelegten Untersuchungen, wonach die Mykorrhizapilze auf Pflanzen unter Stress mehr Effekt haben: "Im Stress werden Pilze und höhere Pflanzen Partner" (BOTHE & HILDEBRANDT, 2003).

#### **4.3 Prolin-Akkumulation als osmotische Anpassung bei den Rebstecklingen in den Gefäßversuchen**

Um dem osmotischen Stress entgegen zu wirken, haben Pflanzen adaptive Strategien entwickelt, die ihnen das Überleben unter Salzstressbedingungen ermöglichen und die in mehrere Kategorien unterteilt werden können. Hierzu zählen die Veränderungen von Entwicklungseigenschaften (z.B. Blütezeit), Struktureigenschaften (Beschichtung/Bewachsung von Blättern) und physiologische Mechanismen (z.B. Fähigkeit zur parallelen Salzausscheidung und Wasseraufnahme, Kompartimentierung von toxischen Ionen innerhalb der Vakuole, Veränderungen der Photosyntheserate) sowie die Bildung von kompatiblen Soluten (DELAUNEY & VERMA, 1993; VERMA, 1999; PORADA, 2007).

Die osmoprotektiven Substanzen haben u.a. die Aufgabe, durch Erhöhung des osmotischen Druckes im Cytoplasma die Protein- und Membranstabilisierung zu erhöhen und sind daher von zentraler Bedeutung (SINGH & CHATRATH, 2001; YOKOI et al., 2002; DI MARTINO et al., 2003). Zu den am meisten in den Pflanzen synthetisierten Osmoprotektanten gehört Prolin (RAYMOND & SMIRNOFF, 2002).

Die kompatiblen Solute haben außer Osmoprotektion noch andere wichtige Funktionen. Sie fungieren als Fänger von freien Radikalen und unterstützen somit in den gestressten Pflanzen die schon vorhandenen Schutzmechanismen zum Abfangen von reaktiven Sauerstoffspezies wie die Superoxiddismutase oder die Ascorbat-Peroxidase (HASEGAWA et al., 2000; PORADA, 2007).

Osmotische Anpassung wird als wichtiger Mechanismus der Salz- und Dürretoleranz für höhere Pflanzen angesehen. Wenn die Pflanze Salzstress ausgesetzt ist, tritt eine osmotische Anpassung ein, um ihr Wasserpotential zu verringern und so einen vorteilhaften Gradienten des Wasserflusses aufrechtzuerhalten. Prolin wird als Indikator für Salztoleranz angesehen und spielt eine Rolle bei dem osmotischen Anpassungsphänomen. Darüber hinaus kann Prolin als Senke für die Energie zur Regulierung von Redoxpotentialen und eines Hydroxylradikalfängers dienen, um oxidativen Stress in AM-Pflanzen zu lindern (ZHU et al., 2010).

Unsere Ergebnisse zeigten, dass die Prolinkonzentration in allen drei Vegetationen bei AM-Varianten gegenüber Kontrollreben signifikant niedriger ist (s. Tab. 14).

Die Untersuchungen ergaben, dass durch Anstieg von Salzkonzentrationen die Prolin-Akkumulation in Rebenblättern sowohl bei AM I- und AM II-Reben als auch bei Kontrollpflanzen wie Co. I und Co. II höher war als bei AM- und Kontrollreben (Co.). So konnte in der zweiten Probeentnahme (T2) im ersten Vegetationsversuch bei AM I (75.8%) und AM II-Reben (151.5%) eine höhere Prolinkonzentration als in AM-Reben gemessen werden. Vergleichbare Ergebnisse konnten auch während der zweiten und dritten Vegetationsperiode beobachtet werden (s. Anhang 2, Tab. B1). Das bedeutet, dass Reben für ihre osmotische Anpassung durch Salzanstieg mehr Prolin synthetisieren müssen. Diese Ergebnisse decken sich mit denen verschiedener Autoren (JINDAL et al., 1993; SHARIFI et al., 2007).

Wie im Kapitel 1.3 erwähnt wurde, ist Prolin ein Schutzmittel-Osmolyt, der von vielen Pflanzen als Reaktion auf verschiedene Stresse, einschließlich Salinitätsstress, synthetisiert wird, um dadurch über die Aufrechterhaltung des osmotischen Zustands den abiotischen Stresseffekt zu lindern. Es wurde von verschiedenen Autoren berichtet, dass mit Salz behandelte Pflanzen im Vergleich zu Kontrollpflanzen bei höheren Salzkonzentrationen bis zu achtzigmal mehr Prolin synthetisieren müssen, um sich gegenüber Salzstress zu behaupten.

KISHOR und Kollegen (1995) ermittelten bei mit 250 und 400 mM NaCl gestressten transgenen Tabakpflanzen eine um 10- bis 18-mal höhere Prolin-konzentration im Vergleich zu den Kontrollen. Auch FUJITA und Mitarbeiter (1998) stellten bei mit 200 mM NaCl gestressten Tomatenpflanzen eine 60–80-fache Zunahme des Prolingehaltes fest.

#### **4.4 Malondialdehyd als Marker für oxidativen Stress bei den Rebstecklingen in den Gefäßversuchen**

Salz und Trockenheit sind in höheren Pflanzen für oxidativen Stress verantwortlich, der durch ein Ungleichgewicht zwischen der Produktion und dem Abfangen von reaktiven Sauerstoffspezies verursacht wird, was zu einer Lipidperoxidation führt.

Reaktive Sauerstoffspezies (ROS) werden bei verschiedenen Redoxreaktionen, unvollständiger Reduktion von Sauerstoff oder Oxidation von Wasser in den Elektronentransferketten der Mitochondrien oder Chloroplasten gebildet. Die Bildung von singulärem Sauerstoff ( $^1O_2$ ) regt die Entstehung weiterer ROS an wie Wasserstoffperoxid ( $H_2O_2$ ), Superoxid- ( $O_2^{\bullet-}$ ), Hydroxyl- ( $HO^{\bullet}$ ) und Perhydroxy-Radikalen ( $O_2H^{\bullet}$ ). Durch von ROS ausgelösten Autoxidationsreaktionen können Lipide, Nukleinsäuren und Proteine zerstört werden. Sie führen zur Lipidperoxidation und damit zu Schädigungen der Zellmembranen.

ROS besitzen toxische Wirkungen auf die Zellen der Pflanze und deren Kompartimente. Sie sind ursächlich beteiligt am Auftreten von abiotischem und biotischem Stress und auch an der Seneszenz von Pflanzen. Oxidativer Stress wird durch Umweltfaktoren (Luftverschmutzungen, Herbizide, Schwermetalle, Salzstress, Trockenheit, Hitze oder Kälte, UV-Strahlung) sowie durch Pathogenbefall oder Seneszenz verursacht. Als Ursachen für oxidativen Stress kommen unkontrollierte Generierung oder auch unzureichender Abbau von ROS in Frage (BUCHANAN et al., 2000). Darüber hinaus kann eine Salzstress-induzierte Ernährungsstörung auch die Struktur und Zusammensetzung von Pflanzenzellen in Frage stellen. Die Zellmembran, die sich an der Grenzfläche befindet, ist das erste Organell, das von Salzstress betroffen ist (XU et al., 2010). Die Integrität der

Membran ist aufgrund der Peroxidation von Lipiden im Membransystem gestört, was zu einer erhöhten Membranpermeabilität führt (KAYA et al., 2009). Mehrfach ungesättigte Fettsäuren sind die Hauptmembran-lipidkomponenten, die anfällig für Peroxidation und Abbau durch freie Radikale sind, die durch Salzstress erzeugt werden (ELKHOUI et al., 2005).

Malondialdehyd (MDA) ist ein Endprodukt der Lipidperoxidation, das ausschließlich aus mehrfach ungesättigten Lipiden entsteht. Es spielt eine zentrale Rolle bei der Genese von Membranschäden. Darüber kann ein Rückschluss auf die Stärke der Lipidperoxidation und den Grad der Membranzerstörung in der Zelle gezogen werden (LACAN & BACCOU, 1998; ALI et al., 2005).

Aus der Tabelle 17 ist zu ersehen, dass bei nativem Boden (ohne Salz) der MDA-Gehalt in den Blättern von mykorrhizierten AM-Reben und Co.-Reben fast identisch ist, was durch andere Autoren bestätigt wird (PORCEL & RUIZ-LOZANO, 2004; WU et al., 2006).

Aus der Tabelle 18 wird ersichtlich, dass durch Anstieg von NaCl in den Blättern von Rebstecklingen (AM I und AM II) eine höhere Malondialdehyd-Akkumulation als in den Blättern von AM-Reben (ohne Salz) festgestellt wurde. Weitere Beobachtungen zeigten, dass bei den Blättern von Co. I- und Co. II-Rebstecklingen höhere Malondialdehydkonzentrationen als in AM I- bzw. AM II-Reben gemessen wurden. Daraus kann ein Rückschluss auf die Stärke der Lipidperoxidation und den Grad der Membranzerstörung in der Zelle durch NaCl-Stress gezogen werden (LACAN und BACCOU, 1998; ALI et al., 2005). Diese Ergebnisse decken sich mit verschiedenen anderen Publikationen (PORCEL & RUIZ-LOZANO, 2004; WU et al., 2006).

#### **4.5 Arbuskuläre Mykorrhizierungseffekte des *Glomus intraradices* auf die Nährstoffaufnahme durch Rebpflanzen auf salzigen Boden**

Die arbuskulären Mykorrhizapilze verbessern nicht nur die pflanzliche Ernährung durch den Transport von Phosphat und damit das Pflanzenwachstum, sondern stellen weitere Nährstoffe wie Kalium, Zink, Kupfer, Stickstoff, Magnesium und

Eisen vermehrt zur Verfügung (MARSCHNER & DELL, 1994; BACKHAUS & FELDMANN, 1996; GEORG, 2000). Mehrere Studien, die die Rolle der AM-Pilze beim Schutz vor Salzstress untersuchten, haben gezeigt, dass die Symbiose oft zu einer erhöhten Nährstoffaufnahme, zu einer Anhäufung von Osmoregulatorverbindungen und einer Zunahme der Photosynthese und Wasserverbrauchseffizienz führt, was darauf hindeutet, dass AM bei Salzbelastung eine Kombination biochemischer, physiologischer und molekularer Wirkungen erzeugen und eine Zunahme der Nährstoffverfügbarkeit begünstigen kann. Allerdings hängen diese positiven Wirkungen auf die Pflanzenentwicklung von den beteiligten AM-Arten ab (MARULANDA, 2003, 2007; WU et al., 2007).

Übermäßige Salze im Boden beeinflussen alle wichtigen lebenden Prozesse wie Wachstum, Photosynthese, Protein- und Lipidstoffwechsel (EVELIN et al., 2009). Auf der gesamten Pflanzenebene führt der Salzgehalt häufig zu einer Zunahme von  $\text{Na}^+$  und  $\text{Cl}^-$  sowie einer Abnahme von  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  (SHOKRI & MAADI, 2009). Daher können hohe Konzentrationen von Na- und Cl-Ionen in der Bodenlösung extreme Verhältnisse von  $\text{Na}^+ : \text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+ : \text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Na}^+ : \text{Mg}^{2+}$  bewirken. Als Ergebnis wird die Pflanze anfällig für osmotische und spezifische Ionenschäden sowie Ernährungsstörungen (FENG et al., 2002; GARAG & MANCHANDA, 2009; EVELIN et al., 2011).

Ein wichtiger Aspekt für die Reaktion der Pflanzen auf Salzstress ist die Natrium-Kaliumzusammensetzung in den Pflanzen sowie deren Verhältnis zueinander. Kalium übt vielfältige positive Effekte auf die Proteinsynthese, wie auch auf die Aktivität verschiedener Enzyme im Cytoplasma aus (LEIGH & STOREY, 1993).

Ein hohes Kalium/Natrium-Verhältnis wird von vielen Autoren als entscheidend für eine hohe Salztoleranz angesehen (SCHCHATMAN & MUNNS, 1992; ASCH et al., 2000b; ZHENG et al., 2003). Ein hohes  $\text{K}^+/\text{Na}^+$ -Verhältnis ist ebenso essentiell für die normale Zellfunktion in der Pflanze. Kalium dient den Pflanzen zur Aufrechterhaltung bzw. zur Erhöhung des osmotischen Druckes im Zytoplasma und ist damit essentiell beim Blattstreckungswachstum. Außerdem spielen  $\text{K}^+$ -Ionen bei der Regulierung der Schließzellenfunktion der Stomata eine

entscheidende Rolle.  $\text{Na}^+$  konkurriert in der Aufnahme durch die Zelle mit  $\text{K}^+$  und behindert unter Salzstress die  $\text{K}^+$ -spezifischen Transporter der Wurzelzellen.

Durch ein ungünstiges  $\text{K}^+/\text{Na}^+$ -Verhältnis im Zytoplasma salzempfindlicher Pflanzen wird in den jüngeren Blättern die Proteinsynthese, die einen wichtigen Prozess während der Blattentwicklung darstellt, beeinträchtigt (MUNNS, 2002; MUNNS et al., 2000; COLLARD et al., 2005).

Unter Kontroll-Bedingungen kann das  $\text{K}^+/\text{Na}^+$ -Verhältnis einen sehr hohen Wert erreichen, da die Natriumkonzentration relativ zur Kaliumkonzentration im Normalfall sehr gering ist. STOREY und JONES (1979) berichteten, dass die Möglichkeit der Pflanze, ein hohes  $\text{K}^+/\text{Na}^+$ -Verhältnis im Spross aufrecht zu erhalten, eine wichtige Rolle für die Salztoleranz von Pflanzen spielen kann, die keine Möglichkeit der Salzexkretion haben.

Nach zahlreichen Salzstressversuchen von Reispflanzen stellten ASCH und Kollegen (2000) die Hypothese auf, dass die relative Natriummenge in den jungen Blättern, die eine besondere Empfindlichkeit gegenüber hohen  $\text{Na}^+$ - und  $\text{Cl}^-$ -Konzentrationen haben, einen größeren Einfluss auf die Entwicklung der Pflanze hat als die absolute Natriummenge in den Blättern. Folglich betonen sie die Bedeutung des  $\text{K}^+/\text{Na}^+$  Verhältnisse in den jüngsten drei Blättern, wobei durch ein hohes  $\text{K}^+/\text{Na}^+$ -Verhältnis salzstressbedingte Ertragseinbußen reduziert werden können. Es besteht eine signifikante Korrelation zwischen dem  $\text{K}^+/\text{Na}^+$ -Verhältnis der Blätter unter Salzstress und der salzstressbedingten Reduktion des Kornertrags im Vergleich zu den Erträgen der Frischwasserkontrollen (ASCH et al., 2000b; PUPPALA et al., 2001).

Bestimmte Ionenverhältnisse wie  $\text{K}^+/\text{Na}^+$  werden als Indikatoren für die Bewertung der Salztoleranz in Tomatensorten angesehen (DASGAN et al., 2002). Darüber hinaus stört das hohe  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ -Verhältnis verschiedene metabolische Prozesse wie die Proteinsynthese im Cytoplasma (TESTER & DAVENPORT, 2003). GIRI und Mitarbeiter (2007) zeigten, dass *Acacia nilotica*-Pflanzen, die von *AM G. fasciculatum* kolonisiert wurden, eine höhere Konzentration von  $\text{K}^+$  in Wurzel- und Triebgeweben bei allen untersuchten Salzgehalten hatten.



Neben P und  $K^+$  hat sich gezeigt, dass arbuskuläre Mykorrhizapilze einen positiven Einfluss auf die Zusammensetzung der mineralischen Nährstoffe wie  $Mg^{2+}$  und  $Ca^{2+}$  von unter Salzbelastung gewachsenen Pflanzen haben können (AL-KARAKI & CLARK, 1998, WILDE, 2014), indem sie die Nährstoffe besser und/oder selektiv aufnehmen.

Unsere Ergebnisse haben ergeben, dass die Konzentration an untersuchten Nährstoffen wie  $K^+$ , P,  $Mg^{2+}$  und  $Ca^{2+}$  grundsätzlich in den Wurzeln deutlich niedriger als in den Blättern war, und zwar sowohl bei den Kontrollpflanzen als auch bei den Pflanzen nach Salzzufuhr (s. Tab. 19-24).

Salzapplikation führte erwartungsgemäß zu einem Anstieg von Natrium in den Sprossen und der Wurzeln (s. Tab. 19-24). Die Kaliumkonzentration im Spross wurde bei gleichzeitig ansteigender NaCl-Konzentration bei AM I- und besonders bei AM II-Reben auf dem Salzboden in allen drei Vegetationsperioden deutlich (bis auf etwa 37.2%) gegenüber AM-Reben reduziert. Da  $Na^+$ - und  $K^+$ -Ionen ähnliche physiologische Eigenschaften haben, ist es unvermeidlich, dass in allen Prozessen eine Konkurrenz zwischen  $Na^+$  und  $K^+$  existiert. Meist konkurriert  $Na^+$  mit  $K^+$  um Eintrittsstellen an der Wurzelplasmamembran für den Eintritt in den Symplasten (GRATTAN & GRIVE, 1992). In der vorliegenden Arbeit nahm die  $K^+$ -Konzentration in Pflanzengewebe ab, wenn die NaCl-Konzentration in der Bodenlösung zunahm (s. Tab. 19-24), was einen NaCl-induzierten  $K^+$ -Mangel bewirkte. Dies mag einer der Hauptgründe für die Verminderung des Wachstums von Reben unter Salzstress sein (GRATTAN & GRIVE, 1992). Unsere Beobachtungen haben gezeigt, dass durch *G. intraradices* besiedelte Reben höhere Blatt- und Wurzel- $K^+$ -Konzentrationen im Vergleich zu Kontrollreben unter Salinitätsstress haben (s. Tab. 19-24).

Die Fähigkeit der Pflanzen, ein hohes zelluläres  $K^+ : Na^+$ -Verhältnis aufrechtzuerhalten, ist eine der Schlüsseldeterminanten der Toleranz gegenüber Salzstress (MAATHUIS & AMTMANN, 1999). Die Wirksamkeit von AM *G. intraradices* bei der Aufrechterhaltung eines günstigen  $K^+ : Na^+$ -Verhältnisses wurde

auch von anderen Autoren beschrieben (SHOKRI & MAADI, 2009; PORRAS-SORINAO et al., 2009).

Phosphor ist ein essentieller Makronährstoff und bildet einen integralen Bestandteil mehrerer wichtiger pflanzlicher Strukturverbindungen von Pflanzenzellen, einschließlich der Zucker-Phosphat-Intermediate von Atmung und Photosynthese, und der Phospholipide, aus denen die Pflanzenmembranen bestehen (TAIZ & ZEIGER, 2006). Unter Salz-Stress gibt es eine Verminderung der Aufnahme und Konzentration von P in Pflanzengewebe, was zu reduziertem und verkümmertem Wachstum, dunkelgrüner Färbung der Blätter, Erzeugung schlanker Stängel und Tod älterer Blätter führt (AL-KARAKI 2006; GIRI et al., 2007; HAJIBOLAND et al., 2010; LATEF & CHAOXING, 2011). In der vorliegenden Arbeit wurde festgestellt, dass die Wurzelbesiedlung durch AM *G. intraradices*, die P-Aufnahme und ihre Konzentration in AM-Reben unter Salzstress erhöht werden konnten, weil das ausgedehnte Hyphen-Netzwerk des AM-Pilzes mehr Bodenvolumen durchzieht und dadurch die Absorptionsfläche von Wurzeln erhöht werden kann und somit zur erhöhten P-Konzentration in AM-Pflanzen beiträgt (RUIZ-LOZANO & AZCON, 2000), während Pflanzen ohne AM-Besiedlung diesen Vorteil nicht haben. Dieses Ergebnis war aber nur teilweise statistisch abgesichert.

EVELIN und Kollegen (2009) berichteten, dass AM-Pflanzen von Bockshornklee (*Trigonella foenum-graecum*, Familie: *Fabaceae*) jedoch im Vergleich zu Kontrollpflanzen eine konstant höhere Anzahl von Knötchen in den Wurzeln aufwiesen. Ähnliche Berichte in früheren Studien mit Sojapflanzen (*Glycine max*) haben die Mykorrhiza-Modulation der Nodulation (Knöchelbildung) auf eine verbesserte Wasseraufnahme (RUIZ-LOZANO et al., 2001) und eine höhere antioxidative Kapazität in AM-Pflanzen von Straucherbse (*Cajanus cajan*) zurückgeführt (GARAG & MANCHANDA, 2008). Eine bessere Nährstoffaufnahme und Aufrechterhaltung des ionischen Gleichgewichts in AM-Pflanzen kann jedoch auch eine signifikante Rolle bei der Nodulation unter Salzstressbedingungen spielen. Zum Beispiel ist  $\text{Ca}^{2+}$ , das die Infektion von Wurzelknöllchen durch *Rhizobium* erleichtert, für die Initiation der Symbiose erforderlich und aktiviert nachfolgende Ereignisse wie  $\text{Cl}^-$ -Efflux und Membrandepolarisation (FELLE et al., 1999). Eine höhere  $\text{Ca}^{2+}$ -Konzentration in AM-Pflanzen kann bei Leguminosen teilweise für die

höhere Anzahl von Knötchen an den mit *G. intraradices* kolonisierten Wurzeln verantwortlich sein (EVELIN et al., 2009).

Auf dem Salzboden war der Rückgang der  $\text{Ca}^{2+}$ -Konzentration im Spross beachtlich. Besonders eklatant war die Abnahme der  $\text{Ca}^{2+}$ - und  $\text{K}^+$ -Konzentration in den höchsten Salzstufen (AM II-Reben) gegenüber den AM-Reben (ohne Salz), so dass der  $\text{K}^+$ -Gehalt um 37,2% (s. Tab. 23, Veg. 3) und der  $\text{Ca}^{2+}$ -Gehalt um 25,7% (s. Tab. 21, Veg. 2) sank.

Entsprechend der zum Teil ausgeprägten Abnahme an  $\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  und  $\text{Ca}^{2+}$  im Spross bei Pflanzen auf dem Salzboden nahmen bei gleichzeitiger Zunahme der Na-Konzentration und die  $\text{K}^+/\text{Na}^+$ - und  $\text{Ca}^{2+}/\text{Na}^+$ -Verhältnisse im Spross mit steigender Salzzufuhr zum Teil dramatisch im Vergleich zu AM-Reben ab (s. Abb. 16-18). Diese Ergebnisse sind in Einklang mit Berichten von LASKOWAKA-KOSEGARTEN (2001).

#### **4.6 Rolle und Einfluss der Mykorrhizierung auf die Pflanzenentwicklung**

Die arbuskuläre Mykorrhiza entwickelte sich im Rahmen der Eroberung des Festlandes durch die Pflanzen vor rund 420 Millionen Jahren an der Grenze vom Silur zum Devon (FESTER et al., 2001). Die Mykorrhizapilze sind als obligat biotrophe Organismen auf die symbiotische Beziehung angewiesen. Die Wirtspflanzen können in ihrem normalen Biotop auch ohne Mykorrhiza existieren; sie ermöglicht den Pflanzen jedoch durch die Etablierung bzw. Besiedlung ihrer Wurzeln ein verstärktes Vordringen in die Grenzbereiche ihrer Verbreitung, indem die AM-Pilze die Bodenstruktur verbessern, Wasser sowie Nährelemente mobilisieren und sie weiter über die Wurzeln der Pflanzen an deren Sprosse und Blätter leiten. Ihrerseits erhalten die Pilze von den Pflanzen bis zu 20 Prozent des gebildeten organischen Kohlenstoffs. Der fördernde Effekt der Mykorrhiza auf die Pflanze ergibt sich also aus einer allgemeinen Wachstumsverbesserung in Zusammenhang mit einer Erweiterung der ökologischen Verbreitung der Wirtspflanzen (PEUSS, 1957; BOTHE & HILDEBRANDT, 2003).

Als Mykorrhiza-Effizienz wird das Verhältnis beimpfter und unbeimpfter Kulturpflanzen definiert. Sie ist daher abhängig von einer Bezugsgröße wie z.B. Wachstum und Nährstoffaufnahme im Vergleich zu nicht infizierten Pflanzen (MANSKE, 1989). Wie bereits erwähnt, wurde für die Gefäßversuche keine Sterilisation des Bodens vorgenommen. Deswegen kann die autochthone Mykorrhiza eine eindeutige Aussage über Mykorrhizaeffizienz des zugeführten AM-Pilzes erschweren. Jedoch wiesen alle mit *G. intraradices* beimpften Reben bei den Gefäßversuchen im Vergleich zu Kontrollpflanzen höhere Infektionsraten auf (s. Abb. 11).

Der Verlauf der Infektion konnte an Reben in Gefäßversuchen am Ende der Versuchszeit nachgewiesen werden. Während der Mykorrhizierungsgrad der Rebwurzeln bei den Kontrollpflanzen mit 23.8% (Veg.2) bestimmt werden konnte, erhöhte sich dieser durch die Inokulation mit AM *Glomus intraradices* auf 38.0% (Veg.2) auf nativem Boden (s. im Anhang 2 Tab. B2).

Wie bei der Einführung Kapitel 1.1 und 1.4 erwähnt wurde, wirkt Salinität sich nicht nur negativ auf die Wirtspflanze, sondern auch auf die Mykorrhizapilze aus. Sie kann die Kolonisationskapazität, die Sporenkeimung und das Wachstum von Pilzhyphen beeinträchtigen. Die Kolonisierung von Pflanzenwurzeln durch einige AM wird in Gegenwart von NaCl reduziert (JUNIPER & ABBOTT, 2006; GIRI et al., 2007; SHENG et al., 2008), und zwar vermutlich aufgrund der direkten Wirkung von NaCl auf die Pilze, was darauf hinweist, dass Salinität die Bildung von arbuskulären Mykorrhiza unterdrücken kann (TIAN et al., 2004; SHENG et al., 2008).

Aus der Tabelle 25 ist ersichtlich, dass Kontrollreben auch mykorrhiziert sind. Da für den Gefäßversuch keine Sterilisation des Bodens vorgenommen wurde, können auch die Kontrollreben durch die autochthone Mykorrhiza mykorrhiziert werden. Darüber hinaus zeigen weitere Untersuchungen, dass AM-Reben in allen drei Vegetationsperioden um 46.5% (1.Veg.), 59.7% (2.Veg.) und 85.7% (3.Veg.) mehr als Co.-Reben in nativen Böden mykorrhiziert sind.

Die im Rahmen dieser Arbeit durchgeführten Untersuchungen ergaben zudem, dass die Anwesenheit des freigesetzten NaCl einen negativen Einfluss auf den Mykorrhizierungsgrad bei Versuchspflanzen hatte. Interessant ist der Mykorrhizierungsgrad auf salzigem Boden, weil er oft durch biotische und abiotische Stressbelastungen wie Nährstoffmangel, Wasserstress, Bodenverdichtungen, geringe organische Substanz sowie eine geringe autochthone Mikroflora gekennzeichnet ist (RENGER & MEKIFFER, 1998; JAHN, 1998). Deswegen ist der Anteil von autochthonen arbuskulären Mykorrhizapilzen auf dem salzigen Boden im Vergleich zu den mit AM *Glomus intraradices* inokulierten Varianten in allen Kontrollpflanzen deutlich niedriger (s. Tab. 25).

Die weiteren Ergebnisse z.B. bei ersten Vegetation zeigten, dass durch Anstieg von Salzkonzentrationen die mit *G. intraradices* behandelten AM I- sowie AM II-Reben hinsichtlich der Mykorrhizierung gegenüber AM-Reben eine Reduktion aufweisen. So konnte eine Mykorrhizierung von 27.4% (AM I-Reben) bzw. 11,8% (AM II-Reben) gegenüber den AM-Reben mit 36.0% beobachtet werden (s. im Anhang 2 Tab. B2). Eine Erklärung dafür wäre, dass durch Salzstress das Wachstum der Wurzellänge bzw. Wurzelichte der Pflanzen im Vergleich mit dem salzlosen Boden reduziert wird. Dadurch kann die Abnahme der AM-Besiedlung in den Wurzeln erklärt werden. Der Rückgang der Besiedlung unter Stress könnte durch ungünstige Bedingungen für die Sporulation und die Entwicklung von Sporen unter ungünstigen Rhizosphären-Bedingungen verursacht werden (MURKUTE et al., 2006; KHALIL, 2013).

#### **4.7 Einflussfaktoren auf den Infektionsgrad**

Wie oben erwähnt, können verschiedene Eigenschaften des Bodens den Infektionsgrad der Mykorrhiza beeinflussen. Darüber hinaus können Mikroorganismen des Bodens sowie jene der Kulturpflanzen für den Mykorrhizierungsgrad eine wesentliche Rolle spielen. So konnte KÖNIG (2006) bei einer 11 Wochen nach der Saat durchgeführten Bonitierung auf dem Versuchsfeld feststellen, dass eine signifikante Abnahme des Mykorrhizierungsgrades durch die einheimischen Mikroorganismen erfolgt war. Diese Abnahme legt die Vermutung nahe, dass eine Konkurrenz um die Wurzelexudate zwischen AM und anderen

Mikroorganismen in den früheren Entwicklungsstadien bestehen kann (PAULITZ & LINDERMANN, 1989).

Die Ergebnisse von VIVAS et al., (2003) und GAMALERO et al., (2004) zeigten, dass assoziative Bakterien wie *Pseudomonas* spp. den Infektionsgrad von autochthonen Mykorrhiza signifikant fördern können, weil die Pflanzen durch Bakterien wie *Pseudomonas fluorescens* mehr Feinwurzeln und damit eine ideale Umwelt für AM-Pilze produzieren können (ABDI BAGHI et al., 2003). Darüber hinaus leisten Rhizosphären-Mikroorganismen mit Hilfe ihrer Enzyme einen wesentlichen Beitrag zur Pflanzenentwicklung durch Nährstoffaufschluss und -bereitstellung, Schutz der Pflanzen vor bodenbürtigen Schaderregern, Bereitstellung wachstumsfördernder Wirkstoffe (Phytohormone, Vitamine u.a.), Abbau toxischer organischer Schadstoffe sowie Bildung und Stabilisierung von Bodenstrukturen im Wurzelbereich (CURL & TRUELOVE, 1986; RÖMHELD, 1991; AWAD et al., 1994). Die Mechanismen der Bakterien, die die AM-Kolonisation unterstützen, sind weitgehend unerforscht. Bei der Förderung der AM-Infektion sollen von den Bakterien produzierte Metaboliten beteiligt sein, um die Permeabilität der Wurzelzellen zu erhöhen und Hormone zu synthetisieren (BAREA et al., 1998).

## 5 Zusammenfassung

In der vorliegenden Arbeit wurde der Einfluss von Salzstress und/oder Besiedlung mit dem arbuskulären Mykorrhizapilz (AM) *Glomus intraradices* auf Pflanzenwachstum und Pflanzengesundheit von Rebstecklingen der Unterlagsorte 5BB (*Vitis berlandieri x riparia*) in Gewächshausversuchen untersucht. Zu diesem Zweck wurden die folgenden ausgewählten Parameter überprüft:

- (a) Biomasseproduktion
- (b) biochemische Veränderungen von Stressanzeigern wie Prolin- und Malondialdehydgehalt in den Weinrebenblättern
- (c) Aufnahme von bestimmten Nährstoffen ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  und P)
- (d) Mykorrhizierungsgrad der Rebwurzeln

Die präsentierten Daten in der vorliegenden Arbeit zeigten im Allgemeinen, dass die Biomasse der unterirdischen und oberirdischen Pflanzenteile durch AM *G. intraradices* bei den mykorrhizierten Reben im Vergleich zu den Kontrollpflanzen in allen Salzstufen signifikant erhöht werden konnte. Nur im ersten Vegetationsversuch ist bei oberirdischen Pflanzteilen (AM-Reben, ohne NaCl mykorrhizierte Pflanzen) keine statistisch gesicherte Steigerung der Biomasseproduktion im Vergleich zu den ohne NaCl kultivierten Kontrollpflanzen (Co.-Reben) zu beobachten.

Die Salzzugabe in den Gefäßversuchen mit unterschiedlichen Konzentrationen [(0 mM (AM und Co.), 171 mM (AM I und Co. I) sowie 342 mM (AM II und Co. II))] hatte eine Abnahme der pflanzlichen Biomasse in den AM-Gruppen sowie in den Kontrollgruppen zur Folge. Die höchste Reduktion des Trockengewichts durch Salzstress lag in den Kontrollpflanzen zwischen Co. II und Co. mit 64.91 % (1. Versuch) und in den AM-Pflanzen zwischen AM II und AM mit 45.5 % (1. Versuch) bei den oberirdischen Pflanzteilen.

Bei höheren Salzkonzentrationen in den AM- und Kontrollpflanzen stieg gleichzeitig signifikant der Prolingehalt in den Blättern besonders in Kontrollreben im Vergleich zu den AM-Gruppen. Somit bestätigt sich die bedeutende Funktion von Prolin zum Schutz der Pflanzen gegen den Salzstress. Weiterhin zeigten die Ergebnisse, dass durch den Anstieg von NaCl eine höhere Malondialdehyd-Konzentration in den Weinrebenblättern der Kontroll-Reben im Vergleich zu AM-Pflanzen angesammelt wurde. Im Gegensatz dazu ist in Abwesenheit von NaCl bei den AM-Pflanzen lediglich ein tendenzieller Unterschied gegenüber den Co-Pflanzen zu beobachten.

Die Mineralstoffanalysen ergaben, dass NaCl auf die Nährstoffversorgung der Reben einen negativen Einfluss hat, sodass sich durch eine Erhöhung der Salzzufuhr die Konzentrationen des Na<sup>+</sup>-Gehaltes in den unterirdischen und oberirdischen Pflanzenteilen erhöhte, während der Gehalt an K<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup>, Mg<sup>2+</sup> und P in den Pflanzen abnahm. Mit steigenden NaCl-Konzentrationen im Boden war der Rückgang der K<sup>+</sup>- und Ca<sup>2+</sup>-Konzentration im Spross im Vergleich zu ohne Salz kultivierten Pflanzen beachtlich. Besonders eklatant war die Abnahme der K<sup>+</sup>- und Ca<sup>2+</sup>-Konzentration in den höchsten Salzstufen (AM II-Reben) gegenüber den AM-Reben (ohne Salz), so dass der K<sup>+</sup>-Gehalt um 37,2 % (3. Veg.) und der Ca<sup>2+</sup>-Gehalt um 25,7 % (2. Veg.) sank. Die Behandlungen der Reben mit AM auf salzigem Boden führte zu einer tendenziellen Steigerung von Kalium, Calcium, Magnesium und Phosphor in den Wurzeln und den oberirdischen Pflanzteilen im Vergleich mit Co-Reben. Sie sind aber nur teilweise statistisch abgesichert.

Die weiteren Ergebnisse zeigten, dass die Zunahme der NaCl-Konzentration eine Reduktion des Mykorrhizierungsgrades von Wurzeln in allen Vegetationsversuchen zur Folge hatte.

Die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchungen führen zu der Schlussfolgerung, dass in dieser Pflanzenforschung der Mykorrhizapilz *Glomus intraradices* in Anwesenheit von NaCl einen positiven Einfluss auf die Entwicklung und die Gesundheit der Rebstecklingen der Unterlagssorte 5BB im Vergleich zur Abwesenheit von NaCl hat.



## Summary

Salt and other abiotic elements in the soil may lead to growth depression in plants. The aim of this study was to investigate the effect of salt stress and/or root colonization with *Glomus intraradices*, a type of arbuscular mycorrhizal fungus (AM), on growth and health of greenhouse-grown 5BB (*Vitis berlandieri* x *riparia*) grapevine rootstocks in three vegetation experiments. For this purpose, the following selected parameters have been measured:

- a) Biomass production
- b) Change in degree of stress by measurement of levels of stress markers (i.e. proline and malondialdehyde) in the leaves
- c) Uptake of certain mineral nutrients by plants ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  und P)
- d) The degree of mycorrhizal infection in the roots of grapevines

The findings of this study indicate that in both salt-free and salty soil, mycorrhizal infection of grapevine roots with AM *Glomus intraradices* fungi led to a significant increase in the biomass production of root and aerial parts of the grapevine plants relative to AM fungi-free control plants except for the first vegetation experiment in which the biomass production of aerial parts of plants grown in salt-free soil, in the presence of mycorrhizal fungus were not significantly improved as compared to control plants.

Salt stress induced in the arbuscular mycorrhized and AM fungus-free plants by addition of NaCl, at different concentrations of 0 mM (AM and Co), 171 mM (AM I and Co I) and 342 mM (AM II and Co II) resulted in a significant decrease in plant biomass production in both AM-infected and AM-free (control) plant groups. The reduction in dry weight of aerial parts of plants, due to salt stress, was more significant in the Co II as compared to the Co plants (64.91%, 1st vegetation) and in the AM II as compared to AM (45.5%, 1st vegetation).

Salt stress study demonstrated that increasing in the concentration of NaCl in both arbuscular mycorrhized and AM-free plant groups leads to significant increase in the level of a known stress-protective amino acid, proline, in the leaf. This effect was more prominent in AM-free plants as compared to mycorrhized plants. This finding further supports the important role of proline in protecting plants against salt stress. Additionally, salt stress resulted in a higher malondialdehyde (MDA) accumulation in the leaves of the AM-free control vines as compared to mycorrhized plants. However, in the absence of salt, no significant difference was observed between mycorrhizal and AM-free plants.

The analyses of the mineral nutrients in aerial parts of plants and root demonstrated that presence of NaCl in soil increases  $\text{Na}^+$  level in the plant organs. In contrast, the levels of  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  and P were found to be reduced in plant organs as the concentration of NaCl was increased in the soil. In addition this reduction is more pronounced in AM-free (control) plant groups in comparison to mycorrhizal vines. These results are only partly statistical supported. On the salty soils the reduction of  $\text{K}^+$  and  $\text{Ca}^{2+}$ -concentrations in aerial part of plants was prominent compared to salt-free soil. Especially significant was the reduction of the  $\text{K}^+$ - and  $\text{Ca}^{2+}$ -concentrations in the highest salt level (AM II-vines) against AM-vines (without salt). The  $\text{K}^+$ -content was reduced by 37.2% (3st vegetation) and the  $\text{Ca}^{2+}$ -content decreased by 25.7% (2st vegetation).

Furthermore, investigating the effect of salt on colonization of mycorrhization in vine roots revealed that the increase in the NaCl concentration reduces colonization of mycorrhization in all vegetation experiments.

The results of the present investigations lead to the conclusion that the mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* had a better impact on the growth and the health of 5BB grapevine rootstocks in the presence of NaCl than in the absence of NaCl.

## 6 Ausblick

Im Rahmen dieser Arbeit wurden ausschließlich Holzstecklinge der Unterlagssorte 5BB verwendet. Weiterführende Untersuchungen in Gefäßversuche sollten auf weitere Unterlagssorte verschiedener Weinreben ausgeweitet werden, um die Wirkungen der Mykorrhizapilze *Glomus intraradices* bei weiteren Rebpflanzensorten zu überprüfen, da die Ergebnisse dieser Untersuchungen für die Weinrebenproduzenten eine große Bedeutung haben können.

Die Ergebnisse dieser Forschung wurden in Gefäßversuchen erzielt. Aufbauend auf dem vorhandenen Wissen wäre dementsprechend das Ziel zukünftiger Untersuchungen, im Freiland den Einfluss der inokulierten Mykorrhiza bezüglich der Toleranz der Rebenpflanzen an salzbelasteten Standorten nachzugehen. Diese Freilandexperimente sollten unter den praxisüblichen Bedingungen stattfinden, um die Wirtschaftlichkeit der Behandlungen zu überprüfen und nachzuweisen.

In den Pflanzversuchen dieser Arbeit wurden keine sterilen Böden verwendet. Um die Mykorrhizaeffekten genauer zu untersuchen, ist die Sterilisation des Bodens empfehlenswert. Da für den Gefäßversuch keine Sterilisation des Bodens vorgenommen wurde, kann die autochthone Mykorrhiza auch Wirkungen auf die Pflanzenentwicklung zeigen und so eine eindeutige Aussage über die Effizienz der zugeführten Mykorrhiza erschweren. Dieses System wurde gewählt, da es die in der Umwelt herrschenden Bedingungen unmittelbar widerspiegelt und somit Praxisnähe herstellt. Für den Wirksamkeitsnachweis müssen parallel Versuche mit sterilen und unsterilen Böden durchgeführt werden.

Die Ergebnisse dieser Arbeit legen nahe, dass Salz und andere abiotische Faktoren Blattnekrosen und Chlorosen bei den Versuchsreben auslösen können, aber in den vorliegenden Untersuchungen wurde die Rolle von biotischen Faktoren bei der Depression von Versuchsreben nicht überprüft. Der Zusammenhang zwischen den biotischen und abiotischen Elementen sollte daher in weiteren Experimenten näher untersucht werden.

---

Ein weiterer Aspekt dieser Untersuchung war der Einfluss der NaCl auf die physiologischen Reaktionen der Rebpflanzen. Als Indikatoren für die physiologische pflanzliche Reaktion wurden die Konzentrationen von Prolin und Malondialdehyd als Biomarker gemessen. Es ist zu empfehlen weitere Salzstressanzeiger wie Abscisinsäure, Chlorophyll und kompatible Solute (z.B. Glycinbetain) zu analysieren.

## 7 Literaturverzeichnis

**ABDI BAGHI, R.; KÖNIG C.; HEISE. S. (2001):** Revitalising contaminated soils using biological methods. 9th China National Congress on Soil Microbiology. Tsing Tao 24-27.08.2001.

**ABDI BAGHI, R.; HEISE, S.; KÖNIG. C. (2003):** The use of AM-Mycorrhiza fungi in phytoremediation. EU-Projects Mycorem, QLK3-1999-00097.

**ABDI BAGHI, R. (2005):** Significance of AM-Mycorrhizal Fungi for the Growth and Development of Crop Plants. Naturschutzblätter Heft 4, 40-43. Verlag NSB-Naturschutzblätter GmbH.

**ADIKU, S.; RENGER, M.; WESSOLEK, G.; FACKLAM, M.; HECHT-  
BUCHHOLZ, C. (2001)** Simulation of the dry matter production and seed yield of common beans under varying soil water and salinity conditions. Agr Water Manage 47:55–68.

**ALI, H.B.; AL-WABEL, N.; BLUNDEN, G. (2005):** Phytochemical, pharmacological and toxicological aspects of *Hibiscus sabdariffa* L.: a review. Phytotherapy Research, 19(5):369-75.

**ALIASGHARZADEH, N.; RASTIN N.S.; TOWFIGHI, H.; ALIZADEH, A. (2001):** Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in saline soils of the Tabriz Plain of Iran in relation to some physical and chemical properties of soil. Mycorrhiza 11:119–122.

**AL-KARAKI, G.N. ; AL-RADDAD, A. (1997):** effects of arbuscular mycorrhizal fungi and drought stress on growth and nutrient uptake of two wheat genotypes differing in drought resistance – Mycorrhiza 7, 83-88.

**AL-KARAKI, G.N. ; CLARK, R. B. (1998):** growth, mineral acquisition, and water use by mycorrhizal wheat grown under water stress – J. Plant Nutr. 21, 263-276.

**AL-KARAKI, G. N. ;HAMMAD, R. ; RUSAN, M. (2001):** Response of two tomato cultivars differing in salt tolerance to inoculation with mycorrhizal fungi under salt stress – Mycorrhiza 11, 43-47.

**AL-KARAKI, G. (2006):** Nursery inoculation of tomato with arbuscular mycorrhizal fungi and subsequent performance under irrigation with saline water. Scientia Horticulturae 109, 1–7.

**ALLEN, M.F. (1982):** Influence of vesicular-arbuscular mycorrhiza in water movement through *Bouteloua gracilis*. New Phytol. 91, 191-196.

**ALLEN, M.F.; BOOSALIS, M.G. (1983):** Effect of two species of VA mycorrhizal fungi on drought tolerance of winter wheat. New Phytol. 93, 67-76.

**ANJUM, M.A. (2008):** Effect of NaCl concentrations in irrigation water on growth and polyamine metabolism in two citrus rootstocks with different levels of salinity tolerance. Acta Physiol. Plantarum Plant., 30: 43-52.

**ARENA, J. M. (1986):** Poisoning, 5th edn. Springfield, Illinois: Charles C. Thomas.

**ARNON, D. (1949):** copper enzymes in isolated chloroplasts, polyphenoxidase in beta vulgaris. plant physiology 24: 1-15.

**ASCH, F.; DINGKUHN, M.; DORFFLING, K. (2000):** Salinity increases CO<sub>2</sub> assimilation but reduces growth in field-grown, irrigated rice. Plant and Soil, 218, 1-10.

**ASCH, F.; DINGKUHN, M.; WITTSTOCK, C. ; DORFFLING, K. (2000b):** Lea K/Na ratio predicts salinity induced yield loss in irrigated rice. *Euphytica* 113, 109 – 118.

**AUGÉ, R. M. ; KUBIKOVE, E. and MOORE, J.L. (2001):** Foliar dehydration tolerance of mycorrhizal cowpea, soybean and bush bean. *New Phytol.* 151: 535–541.

**AWAD, F.;; RÖMHELD, V. and MARSCHNER, H. (1994):** Effect of root exudates on mobilization in the rhizosphere and uptake of iron by wheat plants. *Plant and Soil*, 162, 213-217.

**BACKHAUS, G.F. (1984):** Untersuchungen zur Nutzung der Endotrophen (VA) Mykorrhiza in der gärtnerischen Pflanzenproduktion. Diss. Univ. Hannover.

**BACKHAUS, G.F. und FELDMANN, F. (1996):** Mykorrhiza in gärtnerischen Substraten – endlich Einsatzreif? *Taspo Gartenbaumagazin* 4, Thalacker Verlag, 12-14.

**BAGYARAJ, D.J. (1991):** Ecology of vesicular-arbuscular mycorrhizae.

**BALDER, H. (1998):** Die Wurzeln der Stadtbäume. Parey Buchverlag Berlin, 180 S.

**BAREA, J. M.; AZCON, R.; AZCON-AGUILAR, C. (1993):** Mycorrhiza and crops. *Adv. Plant Pathol.* 9,167-198.

**BAREA, J. M.; ANDERADE, G.; BIANCIOTTO, V.; DOWLING, D.; LOHRKE, S.; BONFANTE, P.; OGARA, F.; AZCON-AGUILAR, C. (1998):** Impact on mycorrhiza formation of *Pseudomonas* spp. used as inoculants for biocontrol of soil-borne fungal plant pathogens. *Applied and Environmental Microbiology* 64 (6), 2304-2037.

**BATES, L. S. (1973):** "Rapid determination of free proline for water-stress studies." *Plant and Soil* 39 (1): 205-207.

**BEECK, C. (1990):** Untersuchungen zur Inokulumgewinnung und Differenzierung verschiedener VA-Mykorrhizapilze. Diss., Univ. Hannover.

**BEHN, O. (2005):** Einfluss von *Pseudomonas fluorescens* und Mykorrhiza auf Wachstum und Resistenz von Weizen bei Befall mit *Gaeumannomyces graminis* und *Fusarium culmorum* sowie unter Trockenstress. Diss., FU-Berlin.

**BEHN, O. (2008):** Influence of *P. fluorescens* and arbuscular mycorrhiza on the growth, yield, quality and resistance of wheat infected with *G. Graminis*. *J. of plant Diseases and Protection*, 115 (1), 4-8.

**BELTRANO, M.; RUSCITTI, M.C; ARANGO and RONCO, M. (2013):** Effects of arbuscular mycorrhiza inoculation on plant growth, biological and physiological parameters and mineral nutrition in pepper grown under different salinity and p levels.

**BLUMWALD, E. (2001):** Transgenic salt-tolerant tomato plants accumulate salt in foliage but not in fruit. *Nature Biotechnology*, 19 (8), 765-8.

**BOCHOW, H. und ABOU-SHAAR, M. (1990):** Zur phytosanitären Wirkungen der VA-Mykorrhiza bei der Tomate gegenüber der Korkwurzelkrankheit. *Zentralb. Mikrobiol.* 145, 171-176.

**BOHNERT, H. J.; JENSEN, R.G. (1996):** Metabolic engineering for increased salt tolerance – the next step – *Aust. J. Plant Physiol.* 23, 661-667.

**BOHNERT, H. J. ; JENSEN, R.G. (1996):** Strategies for engineering water-stress tolerance in plants. *Trends Biotechnol* 14:89–97.



**BORGES, N.; RAMOS, A.; RAVEN, N.D.; SHARP, R.J.; SANTOS, H. (2002):** Comparative study of the thermostabilizing properties of mannosylglycerate and other compatible solutes on model enzymes. In: *Extremophiles* 6, S. 209–216.

**BOTHE, H. und HILDERBARAND, U. (2003):** The use of AM-Mycorrhiza fungi in phytoremediation. EU-Projekt Mycorem, QLK3-1999-00097.

**BROWN, A. D. und SIMPSON, J. R. (1972):** Water relations of sugar-tolerant yeasts: the role of intra- cellular polyols. In: *Journal of General Microbiology* 72, S. 589–591.

**BRUNDRETT, M.C. und ABBOTT, L.K. (1991):** Roots of jarrah forest plants. I. Mycorrhizal associations of shrubs and herbaceous plants. *Aust. J. Bot.* 39, 445-457.

**BRYLA, D.R. und KOIDE, R.T. (1990):** Regulation of reproduction in wild and cultivated *Lycopersicon esculentum* Mill. by VAM infection. *Oecologia* 84, 74-81.

**BUCHANAN, P.C. ; LINDSTROM, D.J. ;MITTELFEHL, D.W. ; KOEBER, C. and REIMOLD, W.U. (2000):** The South African polymict eucrite Macibini. *Meteoritics and Planetary Science* 35: 1,321-1,331.

**BURG, M. B.; FERRARIS, J. D.; DMITRIEVA, N.I. (2007):** Cellular response to hyperosmotic stresses. In: *Physiological Review* 87, Nr. 4, S. 1441–1474.

**CANTRELL, I. C. ; LINDERMAN, R. G. (2001):** Preinoculation of lettuce and onion with VA mycorrhizal fungi reduces deleterious effects of soil salinity – *Plant and soil* 233, 269-281.

**CARMAK, I. and Horst J.H. (1991):** Effects of aluminum on lipidperoxidation, superoxide dismutase, catalase, and peroxidase activities in root tips of soybean (*Glycine max*). *Physiol. Plant.*, 83: 463-468.

**CARVALHO, L. M.; CACADOR, I., MARTINS-LOUCÃO, M. A. (2001):** Temporal and spatial variation of arbuscular mycorrhizas in salt marsh plants of the Tagus estuary (Portugal). *Mycorrhiza* 11:303–309.

**CHILVERS, M.T. und DAFT, M.J.F. (1982):** effects of two temperature on development of low temperature on development of the VA mycorrhizal association between *Glomus caledonium* and *Allium cepa*. *Trans. Brit. Myc. Soc.* 79, 153-157.

**CHINNUSAMY, V.; JAGENDORF, A.; ZHU, J.K. (2005):** Understanding and improving salt tolerance in plants. *Crop Sci* 45:437–448.

**CHO, H.; TOLER, J.; LEE, B.; OWENLEY, J. C.; SUTZ, J. L. ; MOORE, R. M.; AUGÉ (2006):** Mycorrhizal symbiosis and response of sorghum plants to combined drought and salinity stresses *J. Plant Physiol.*, 163, pp. 517-528.

**COLLARD, B. C. Y.; JAHUFER, M.; BROUWER, Z.Z. und PANG, E. C. K, (2005):** An introduction to markers, quantitative trait loci (QTL) mapping and marker-assisted selection for crop improvement: The basic concepts . *Euphytica* 142, 169 – 196.

**COOPER, K.M. (1984):** Mycorrhizal fungi - their role in plant establishment. 32th Intern. Plant Propagators Soc. 396-404.

**CURL, E. and TRUELOVE, B. (1986):** *The Rhizosphere*. Springer Verlag Berlin, Heidelberg.

**DAFT, M.J. und OKUSANYA, B.O. (1973):** Effects of *Endogone mycorrhiza* on plant growth. VI. Influence of infection on anatomy and reproductive development in four hosts. *New Phytol.* 72, 1333-1339.

**DANIELS, B.A.; GRAHAM, S.O. (1976):** Effects of nutrition and soil extracats on germination of *Glomus mosseae* spores. *Mycologia* 68, 108-115.

**DASGAN, H. Y; AKTAS, H; ABAK; K. ; CAKMAR, I. (2002):** Determination of screening techniques to salinity tolerance in tomatoes and investigation and investigation of genotypes response. *Plant Sci.* 2002;163(4):695–703. doi: 10.1016/S0168-9452(02)00091-2.

**DERBEW, B. Y.; MOKASHI, A. N.; PATIL, C. P. and HEGDE, R. V. (2010).** Effect of mycorrhizal inoculation at different salinity levels on root colonization, growth and chlorophyll content of different grape rootstocks (*Vitis* spp). *Trop. Agric. Res. Extension*, 10: 79-82.

**DELAUNEY, A. J. and VERMA; D. (1993):** Proline biosynthesis and osmoregulation in plants. *The Plant Journal* 4(2), pp. 215 – 223.

**Di MARTINO, C. ; DELFINE, S.; PIZZUTO, R. ; LORETO, F. and FUGGI, A. (2003):** Free amino acids and glycine betaine in leaf osmoregulation of spinach responding to increasing salt stress. *New Phytologist* 158, pp. 455 – 463.

**DRÜGE, U. (1992):** Zur Wachstumsförderung von Lein (*Linum usitatissimum*) durch VA-Mykorrhiza unter besondere Berücksichtigung der Cytokinine. Diss., Univ. Hannover.

**DUGASSA, D.G.; GRUNEWALDT- STÖCKER; G.; SCHÖNBECK, F. (1995):** Growth of *Glomus intraradices* and its effect on linseed (*Linum usitatissimum* L.) in hydroponic culture. *Mykorrhiza* 5, 279-282.

**FABRO, G.; KOVACS, I.; PAVET, V.; SZABADOS, L. and ALVAREZ, M.E. (2004):** Proline accumulation and AtP5CS2 gene activation are induced by plant-pathogen incompatible interactions in *Arabidopsis*. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 17(4), pp. 343 – 350.

**FAO, CISEAU, IPTRID und AGLL, 2005:** Management of irrigation-induced salt-affected soils [ftp://ftp.fao.org/agl/agl/docs/salinity\\_brochure\\_eng.pdf](ftp://ftp.fao.org/agl/agl/docs/salinity_brochure_eng.pdf) (zugegriffen am 05.04.2015).

**FELDMANN, F.; HUTTER; L.; NIEMANN, P.; WERITZ, J.; GROTKASS, C.; BOYLE, C. (1999):** Einbindung der Mykorrhizatechnologie in die Heil- und Zierpflanzenproduktion sowie den Verkauf. Mitt. Biol. Bundesanst. Landwirtschaft. Berlin-Dahlem, H. 363.

**FELLE, H.H.; KONDOROSI, E; KONDOROSI, A; SSCHULTZE, M. (1999):** Elevation of the cytosolic free ( $\text{Ca}^{2+}$ ) is indispensable for the transduction of the Nod factor signal in alfalfa. *Plant Physiol* 121:273–280.

**FENG, Z, LU Q and VERMA, D. (1996):** Reciprocal regulation of delta1-pyrroline-5-carboxylate synthetase and proline dehydrogenase genes controls proline levels during and after osmotic stress in plants. *Molecular Genetics and Genomics* 253, pp. 334–341.

**FENG, G.; ZHANG, FS.; LI, XI.; TIAN, CY.; TANG, C.; RENGEL, Z. (2002):** Improved tolerance of maize plants to salt stress by arbuscular mycorrhiza is related to higher accumulation of soluble sugars in roots. *Mycorrhiza* 12, 185–190.

**FESTER, T; PEERENBOOM, E.; WIEß, M. und STRACK, D.(2001):** Mykorrhiza: In: Institut für Pflanzen-biochemie (IPB ) mit Unterstützung des Stifterverbands für die Deutsche Wissenschaft (Hrsg.): URL: <http://www.ipb-halle.de/myk/> .Abruf am 30.12.2010.

**FITTER, A. H. (2005).** Darkness visible: Reflections on underground ecology. *Journal of Ecology* 93: 231–243.

**FLOWERS T. J. ; COLMER , T. D. (2008):** Salinity tolerance in halophytes. *New Phytol.*179:945–963.

**FRANK, A.B. (1885):** Über die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durch unterirdische Pilze. Ber. Deut. Bot. Ges. 3, 128-145.

**FUJITA, T.; MAGGIO, A.; GARCIA-RIOS, M.; BRESSAN, R. A. and CSONKA, L. N. (1998):** Comparative analysis of the regulation of expression and structure of two evolutionarily divergent genes for delta1- pyrroline-5-carboxylate synthetase from tomato. Plant Physiology 118, pp. 661–674.

**ELKHOUI, S.; HERNANDEZ, A. J.; ABDELLY, C.; GHRIR, F. (2005):** Effects of salt on lipid peroxidation and antioxidant enzyme activities of *Catharanthus roseus* suspension cells. Plant Sci 168:607–613. doi:10.1016/j.plantsci.2004.09.006.

**EVELIN, H.; KAPOOR, R.; GIRI, B. (2009):** Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. Ann Bot 104:1263–1280. doi:10.1093/aob/mcp251.

**EVELIN, H.; GIRI B.; KAPOOR, R. (2011):** Contribution of *Glomus intraradices* inoculation to nutrient acquisition and mitigation of ionic imbalance in NaCl-stressed *Trigonella foenum-graecum*, Mycorrhiza (2012) 22:203–217.

**GAMALERO, E. A.; TROTTA, A.; MASSA, N.; COPETTA, A.; MARTINOTTI, M.G.; BERTA, G. (2004):** Impact of two fluorescent *Pseudomonads* and an arbuscular mycorrhizal fungus on tomato plant growth, root architecture and P acquisition. Mycorrhiza 14 (3), 185-192.

**GARAG, N.; MANCHANDA, G. (2008):** Effect of arbuscular mycorrhizal inoculation on salt-induced nodule senescence in *Cajanus cajan* (pigeonpea). J Plant Growth Regul 27:115–124.

**GARAG, N.; MANCHANDA, G. (2009):** Role of arbuscular mycorrhizae in the alleviation of ionic, osmotic and oxidative stresses induced by salinity in *Cajanus*

cajan (L.) Millsp. (pigeonpea). *J Agron Crop Sci* 195:110–123. doi:10.1111/j.1439-037X.2008.00349.x.

**GRAHAM, J.H. (2000):** Assessing costs of arbuscular mycorrhizal symbiosis agroecosystems fungi. In GK Podila, D.D. Douds Jr, eds, *Current Advances in Mycorrhizae Research*. APS Press, St. Paul, pp 127–140.

**GEORGE E. (2000):** Nutrient uptake. Kapulnik Y, Douds Jr DD, eds. *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*. Kluwer Academic Publishers: 307–343.

**GIANINAZZI, S.; SCHÜEPP, H.; MASSON, J.P. (1995):** Arbuscular mycorrhizas in sustainable soil-plant system. EC, Brüssel.

**GIANINAZZI-PEARSON, V. and GIANINAZZI, S. (1986):** Mycorrhiza – a potential for better use of phosphorus fertilizer. *Fert. Agric.* 92, 1-10.

**GILDON, A. und TINKER, P.B. (1983):** A heavy metal-tolerant strain of a mycorrhizal fungus. *Trans. Brt. Myc. Soc.* 77, 648-649.

**GIRI, B.; KAPOOR, R.; MUKERJI, K. G. ( 2003):** Influence of arbuscular mycorrhizal fungi and salinity on growth, biomass and mineral nutrition of *Acacia auriculiformis*. *Biology and Fertility of Soils* 38, 170–175.

**GIRI, B.; MUKERJI, K.G. (2004):** Mycorrhizal inoculant alleviates salt stress in *Sesbania aegyptiaca* and *Sesbania grandiflora* under field conditions: evidence for reduced sodium and improved magnesium uptake. *Mycorrhiza* 14:307–312. doi: 10.1007/s00572-003-0274-1.

**GIRI, B.; KAPOOR, R.; MUKERJI, K. G. ( 2007):** Improved tolerance of *Acacia nilotica* to salt stress by arbuscular mycorrhiza, *Glomus fasciculatum* may be partly related to elevated K/Na ratios in root and shoot tissues. *Microb Ecol* 54:753–760.

**GRATTAN, S. R; GRIVE, C. M. (1992):** Mineral nutrient acquisition and growth response of plants grown in saline environments. *Agr Ecosyst Environ* 38:275–300. doi:10.1016/0167-8809(92)90151-Z.

**HAJIBOLAND, R; ALIAGHARZADEH, N.; LALEGH, S. F; POSCHENREIDER, C. (2010):** Colonization with arbuscular mycorrhizal fungi improves salinity tolerance of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants. *Plant Soil* 331:313–327. doi:10.1007/s11104-009-0255-z.

**HAMMER, C.; HAFEDH, N.; PALLON, J.; OLSSONI, P. A.; WALLANDER H. (2010):** Elemental composition of arbuscular mycorrhizal fungi at high salinity . *Mycorrhiza* 20, 1-6

**HARTIG, F. (1851):** Vollständige Naturgeschichte der forstlichen Kulturpflanzen Deutschlands-Berlin

**HASEGAWA, P. M.; BRESSAN, R. A.; R. A, ZHU; BOHNERT, H. J. (2000):** Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Reviews of Plant Physiology* 51, pp. 463 – 499

**HÄUSERMANN, U.; ULRICH, A.; LEHNERT, A. (2008):** Streusalzproblematik, in bezug auf die Bäume der Stadt Bern, Stadtgärtnerei Bern URL : [http:// www. sana. ch /Download /streusalz.pdf](http://www.sana.ch/Download/streusalz.pdf). Abruf am 24.06.2010.

**HAGEMANN, M.; RIBBECK-BUSCH, K.; KLÄHN, S.; HASSE, D. ; STEINBUCH, R. ; BERG, G (2008):** The plant-associated bacterium *Stenotrophomonas rhizophila* expresses a new enzyme for the synthesis of the compatible solute glucosylglycerol. In: *Journal of Bacteriology* 190, S. 5898–5906.

**HEGAZI , A. M.; A. M. EL-SHRAIY; A. A. GHONAME (2017):** Mitigation of Salt Stress Negative Effects on Sweet Pepper Using Arbuscular Mycorrhizal Fungi

(AMF), *Bacillus megaterium* and Brassinosteroids (BRs). *Gesunde Pflanzen* 69: 91–102. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.

**HERRMANN, J.V.; SAFTENBERGER-GEIS; BÖLL, S. (2010):** Untersuchungen zur Mykorrhizierung von Großballenpflanzen aus Baumschulen im Rahmen des „Projektes Stadtgrün 2021“. 28. Osnabrücker Baumpflegetage 7. / 8. September 2010. URL:[http://www.lwg.bayern.de/analytik/mikrobiologie/37543/linkurl\\_2.pdf](http://www.lwg.bayern.de/analytik/mikrobiologie/37543/linkurl_2.pdf). Abruf am 3.01.2011.

**HILDEBRANDT, U. (2001):** Untersuchungen zur molekularbiologischen Charakterisierung der Nitratassimilation in der Symbiose zwischen dem arbuskulären Mykorrhiza *Glomus* und Tomate. Diss., Uni Köln.

**HILDEBRANDT, U.; JANETTA, K.; OUZIAD, F.; RENNE, B.; NAWEATH, K.; BOTHE, H. (2001):** Arbuscular mycorrhizal colonization of halophytes in Central ropean salt marshes. *Mycorrhiza*. 10, 175-83.

**HILDEBRANDT, U.; REGVAR, M.; BOTHE, H (2007)** Arbuscular mycorrhiza and heavy metal tolerance. *Phytochemistry* 68:139–146. doi:10.1016/ j.phytochem .2006.09.023

**HINCHA, D.K.; HAGEMANN, M. (2004):** Stabilization of model membranes during drying by com- patible solutes involved in the stress tolerance of plants and microorganisms. In: *Biochemical Journal* 383, S. 277–283.

**HIRREL, M.C. und GERDEMANN, J.W. (1980):** Improved growth of onion and bell pepper in saline soils by two VA mycorrhizal fungi. *Proc. Soil Sci. Amer.* 44, 654-655.

**HODGE, A.; ROBINSON, D.; FITTLER, A. H. (2001):** An arbuscular mycorrhizal inoculum enhances root proliferation in, but not nitrogen capture from, nutrient-rich patches in soil. *New Phytologist* 145: 575–584.



**HÖFLICH, G. und GLANTE, E. (1991):** Pflanzliche Stoffaufnahme und mikrobielle Wechselwirkungen in der Rhizosphäre. B. G. Teubner Verlagsgesellschaft, Stuttgart Leipzig.

**HURKMAN, W.J.; TANAKA, C.K. (1987):** The effects of salt on the pattern of protein synthesis in barley roots – *Plant Physiol.* 83, 517-524.

**INCOLL, L.D. and. JEWER, P.C. (1987):** Cytokinis and stomata. pp 288-292 in: E. Zeiger; G.D. Farquhar and I.R. Cowan (eds.): *Stomatal function*. Stanford University Press, Stanford.

**IRAKI, N.M. ; BRESSAN, R.A. ; HASEGAWA, P.M.; CARPITA, N.C. (1989):** Alteration of the physical and chemical structure of the primary cell wall of the growth-limited plant cells adapted to osmotic stress – *Plant Physiol.* 91, 39-47.

**JAHN, M. (1998):** Untersuchungen zum Einfluss selektierter AM-Pilz und assoziativer Rhizosphärenbakterien einzeln und kombiniert auf das Wachstum und den Zierwert von Zierpflanzen für den urbanen Bereich. Diss. HU-Berlin.

**JAHROMI, F.; AROCA, R.; PORCEL, R; RUIZ-LOZANO, J. M. (2008):** Influence of salinity on the in vitro development of *Glomus intraradices* and on the in vivo physiological and molecular responses of mycorrhizal lettuce plants. *Microb Ecol* 55:45–53. doi:10.1007/s00248-007-9249-7.

**JAMES, R. A. ; RIVELLI, A. R. ; MUNNS, R.; Von CAEMMERER, S. (2002):** Factors affecting CO<sub>2</sub> assimilation, leaf injury and growth in salt-stressed durum wheat. *Functional Plant Biology* 29, 1393-1403.

**JENSEN, W. A. (1962):** *Botanical Histochemistry*. San Francisco: Freeman.

**JINDAL, V.; ATWAL, A.; SEKHON B. S.; SINGH, R. (1993):** Effect of vesicular–arbuscular mycorrhizae on metabolism of moong plants under NaCl salinity. *Plant Physiol Biochem* 31:475–481.

**JOHANSEN, C.P. and MENGE, J.A. (1981):** Mycorrhiza in production of woody landscape plants. *Am. Nurseryman*, 155 (2), 79-86.

**JUNIPER, S. und ABBOTT, L. K. (1993):** Vesicular-arbuscular mycorrhizas and soil salinity. *Mycorrhiza*, 4: 45–57.

**JUNIPER, S. und ABBOTT, L. K. (2006):** Soil salinity delays germination and limits growth of hyphae from propagules of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza* 16:371–379. doi:10.1007/s00572-006-0046-9.

**KALIEß, D.(2008):** Untersuchungen zu Ursache und Behebung der Bodenmüdigkeit in Rebschulen. Diss., FU-Berlin.

**KAYA, C.; M. ASHARF; O. SONMEZ; S. AYDEMIR; A. LVEVENT (2009):** The influence of arbuscular mycorrhizal colonisation on key growth parameters and fruit yield of pepper plants grown at high salinity. *Scientia Horticulturae*, 121, 1-6.

**KHALIL, H.A. (2013):** Influence of Vesicular-arbuscula Mycorrhizal Fungi (*Glomus* spp.) on the Response of Grapevines Rootstocks to Salt Stress. *Asian Journal of Crop Science* 5 (4): 393-404.

**KHAN, M. A.; UNGAR, M.A.; SHOWALTER A.M. (2000):** Effects of salinity on growth, water relations and ion accumulation of the subtropical perennial halophyte, *Atriplex griffithii* var. *stocksii*. *Annals of Botany* 85, 225-232.

**KIETWIETEJONGE, A.; PITTS, M.; CABUHAT, L.; SHERMAN, C.; RAMIREZ, R.M. (2006):** Hypersaline stress induces the turnover of phosphatidylcholine and

results in the synthesis of the renal osmo- protectant glycerophosphocholine in *Saccharomyces cerevisiae*. In: FEMS Yeast Research 6, Nr. 2, S. 205–217.

**KILIRONOMOS, J.N.; MOUTOGILLS, P.; KENDRICK, B.; WIDDEN, P. (1993):** A comparison of spatial heterogeneity of vesicular–arbuscular mycorrhizal fungi in two maple forest soils. *Can J Bot* 71:1472–1480.

**KISHOR, P. B. K.; HONG, Z.; MIAO, G.-H.; HU, C. A.; VERMA, D. P. S. (1995):** Overexpression of  $\Delta$ -Pyrroline-5-Carboxylate Synthetase Increases Proline Production and Confers Osmotolerance in Transgenic Plants. In: *Plant Physiology* 108, S. 1387–1394.

**KOSKE, R. E.; GEMMA, J. N. (1989):** A modified procedure for staining roots to detect VA- mycorrhizas. *Mycol. Res.* 92, 486-488.

**KÖNIG, C. (2006):** Einfluss von Mykorrhizapilzen und assoziativen Bakterien auf die Bioverfügbarkeit von Näh- und Schadelementen bei Kulturpflanzen auf Schwermetall belasteten Böden. Diss., HU-Berlin.

**KRISHNA, H. ; SINGH, S.K. ; SARMA, R.R. ; KHAWALE, R.N. ; GROVER, M. and PATEL, V.B. (2005):** Biochemical changes in micropropagated grape (*Vitis vinifera* L.) plantlets due to arbuscular-mycorrhizal fungi (AMF) inoculation during ex vitro acclimatization. *Sci. Hortic.*, 106: 554-567.

**LACAN, D. and BACCOU J.-C. (1998):** High levels of antioxidant enzymes correlate with delayed senescence in nonnetted muskmelon fruits. *Planta*, 03, 377-382.

**LANDSBERG, H. (1981):** The urban climate International Geophysics Series 28. Academic Press, New York.

**LANDWEHR, M.; HILDERBRANDT, U.; TOTH, T.; BIRO, B.; BOTHE, H. (2002):** The colonization of halophytes in the Hungarian steppe and of a gypsum soil by arbuscular mycorrhizal fungi.

**LASKOWSKA-KOSEGARTEN, E. (2001):** Einfluss von Trocken- und Salzstress auf die Ertragsbildung, die CO<sub>2</sub>-Assimilation, das Phytohormonsystem und die Konzentration an Mineralstoffen bei verschiedenen Kulturpflanzen. Diss-Uni Gießen.

**LATEF A.; CHAOXING, H. (2011)** Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth, mineral nutrition, antioxidant enzymes activity and fruit yield of tomato grown under salinity stress. *Sci Hort* 127:228–233. doi: 10.1016/j.scienta.2010.09.020.

**LEIGH, R. A. and STOREY, R. (1993):** Interzellular Compartmentation of Ions Barley Leaves in Relations to Potassium Nutrition and Salinity. *Journal of Experimental Botany* 44, 755–762.

**LEWIS, R. (2002):** Using transgenesis to create salt-tolerant plants. *The Scientist*, March 2002.

**LOCY, R.D.; CHANG, C.C.; NIELSEN, B.L.; SINGH, N.K. (1996):** Photosynthesis in salt-adapted heterotrophic tobacco cells and regenerated plants – *Plant Physiol.* 110, 321-328.

**MAATUIS, F. J. M. und AMTMANN, A. (1999):** K<sup>+</sup> nutrition and Na<sup>+</sup> toxicity: The basis of cellular K<sup>+</sup>/Na<sup>+</sup> ratios. *Ann. Bot.* 84, 123-133.

**MÄDER, P. (1996):** Stickstoffversorgung durch Mykorrhizapilze. *Ökologie und Landbau* 24, S. 36.

**MAHJAN, S.; TUTEJA, N. (2005):** Cold, salinity and drought stresses: an overview. *Arch Biochem Biophys* 444:139–158.

**E, G.G.B. (1989):** Die Effizienz einer Beimpfung mit VA-Mykorrhiza *G. manihotis* bei Sommerweizengenotypen und ihre Vererbung in F1- und R1-Generation bei verschiedenen Phosphatdüngungsformen und Witterungsbedingungen. Diss., Universität Göttingen.

**MARSCHNER, H. ; DELL, B. (1994).** Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil* 159: 89–102.

**MARSCHNER, H. (1995):** Mineral nutrition of higher plants. Academic Press, Harcourt Brace & Co, London.

**MARULANDA, A.; R. AZCO'; J. M., RUIZ-LAZANO (2003):** Contribution of six arbuscular mycorrhizal fungal isolates to water uptake by *Lactuca sativa* plants under drought stress. *Physiologia Plantarum*, 119, 526–533.

**MARULANDA, A.; R. PORCEL; J. M. BAREA; R. AZCO' (2007):** Drought Tolerance and Antioxidant Activities in Lavender Plants Colonized by Native Drought-tolerant or Drought-sensitive Glomus Species. *Microbial Ecology*, ISSN: 0095-3628 (Print) 1432-184X.

**MATHUR, N.; SINGH, J.; BOHRA, S.; VYAS, A. (2007):** Arbuscular mycorrhizal status of medicinal halophytes in saline areas of Indian Thar Desert. *International Journal of Soil Science* 2, 119–127.

**MÜHLING, K.H. (2009):** Beeinträchtigung der Welternährung durch Bodenversalzung. 59. Hochschultagung am 30. Januar 2009. "Welternährung, globale Märkte und Ressourcenschutz". Christian-Albrechts-Universität zu Kiel. Agrar- und Ernährungswissenschaftliche Fakultät.

**MÜHLING, K.H; LÄUCHLI, A. (2002):** Determination of apoplectic Na<sup>+</sup> in intact leaves of cotton by in vivo ratio imaging. *Functional Plant Biol.* 111, 457-465.

**MUNNS, R.; GUO, J. M.; PASSIOURA, J. B.; CRAMER, G. R. (2000):** Leaf water status controls day-time but not daily rates of leaf expansion in salt-treated barley. *Australian Journal of Plant Physiology* 27, 949-957.

**MUNNS, R. (2002):** Comparative physiology of salt and water stress. In: *Plant, Cell and Environment* 25, S. 239–250.

**MUNNS, R. (2005):** Genes and salt tolerance: bringing them together. *New Phytologist*, 167, 645–663.

**MUNNS, R.; TESTER, M. (2008):** Mechanisms of Salinity Tolerance. In: *Annual Review of Plant Biology* 59 (2008), S. 651–681.

**MURKUTE, A. A.; S. SHARMA and SINGH, S.K. (2006):** Studies on salt stress tolerance of citrus rootstock genotypes with arbuscular mycorrhizal fungi. *HortScience*, 33: 70-76.

**NAKASHIMA, K; SATOH, R; KIYOSUE, T.; YAMAGUSHI-SHINOZAKI, K. and SHINOZAKI, K (1998):** A gene encoding proline dehydrogenase is not only induced by proline and hypoosmolarity, but is also developmentally regulated in the reproductive organs of *Arabidopsis*. *Plant Physiology* 118, pp. 1233–1241.

**OKE, T.R. (1982):** The energetic basis of the urban heat island. *Quarterly J. Royal Meteorol. Soc.* 108, 1–24.

**Ouziad, F. (2003):** Molekularbiologische Untersuchungen zur Schwermetall- und Salztoleranz in der Symbiose zwischen dem arbuskulären Mykorrhizapilz *Glomus* und Tomate. Dissertation der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät der Universität zu Köln.

**PARIDA, A.K. und DAS, A.B. (2005):** Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 60, 324-349.

**PAULITZ, T.C. und LINDERMANN, R.G. (1989):** Interaction between fluorescent Pseudomonads and VA-mycorrhiza fungi. *New Phytologist* 113 (1), 37-45.

**PEDERSEN, C.T.; SAFIER, G.R.; PARENT, S.; CARON, M. (1991):** Growth of *Asparagus* in a commercial peat mix containing VA mycorrhizal fungi and the effects of applied phosphorus. *Plant and Soil* 135, 75-82.

**PENG, Z.; LU, Q.; VERMA, D.P. (1996):** Reciprocal regulation of delta 1-pyrroline-5-carboxylate synthetase and proline dehydrogenase genes controls proline levels during and after osmotic stress in plants. *Mol Gen Genet* 253 (3):334-41.

**PEUSS, H. (1957):** Untersuchungen zur Ökologie und Bedeutung der Tabakmykorrhiza. *Die Naturwissenschaften*, 592.

**PFEIFFER, C.M. ; BLOSS, H.E. (1988):** Growth and nutrition of guayule (*Parthenium argentatum*) in saline soil as influenced by vesicular-arbuscular mycorrhizal and phosphorus fertilization – *New Phytol.* 108, 315-321.

**PIETSCH, J. und KAMIETH, H. (1991):** Stadtböden: Entwicklungen, Belastungen, Bewertung und Planung. E. Blottner-Verlag, Taunusstein.

**PORADA, M. (2007):** Einfluss von Salzstress und Pilzbesiedlung auf ausgewählte Parameter des Metabolismus von *Ammophila arenaria* (L.) Link. Diss Uni-Braunschweig.

**PORCEL, R.; RUIZ-LOZANO, J. M. (2004):** Arbuscular mycorrhizal influence on leaf water potential, solute accumulation, and oxidative stress in soybean plants subjected to drought stress. *J Exp Bot* 55:1743–1750. doi:10.1093/jxb/erh188.

**PORCEL, R.; AROCA, R.; RUIZ-LOZANO, J. M. (2011):** Salinity stress alleviation using arbuscular mycorrhizal fungi. A Review. INRA and Springer Science +Business Media B.V., 181-200.

**PORRAS-SORIANO, A.; SORIANO-MARTIN, M.L.; PORRAS-PIERDA, A. ; AZCON, R. (2009):** Arbuscular mycorrhizal fungi increased growth, nutrient uptake and tolerance to salinity in olive trees under nursery conditions. *J Plant Physiol* 166:1350–1359. doi:10.1016/j. jplph.2009.02.010.

**POSS, J.A.; POND E. ; MENGE J. A.; JARRELL, W.M. (1985):** Effect of salinity on mycorrhizal onion and tomato in soil with and without additional phosphate – *Plant and soil* 88, 307-319.

**POWELL, C.L. und BAGYARAJ, D.J. (1984):** VA Mycorrhiza. CRC Press, Boca Raton.

**Puppala, A.J.; Suppakit, C.; Viyanant, C. and Perrin, L. (2001):** Sulfate Heaving Problems in Stabilized Soils: Observations From a Few Case Studies. Second International Conference on Engineering Materials, California.

**QUINTERO-RAMOS, M.; ESPINOZA-VICTORIA, D.; FERRERA-CERRATO, R.; BETHLENFALVAY, G. J. (1993):** Fitting plants to soil through mycorrhiza fungi: mycorrhiza effects on plant growth and soil organic matter. *Biology and Fertility of Soil* 15 (2), 103-106.

**RABIE, G. H.; ALMADINI, A. M. (2005):** Role of bioinoculants in development of salt-tolerance of *Vicia faba* plants under salinity stress. *Afr J Biotech* 4:210–222 .

**RAMOLIYA P.J.; PATEL, H.M.; PANDEY, A.N. (2004):** Effect of salinization of soil on growth and macro- and micro-nutrient accumulation in seedlings of *Salvadora persica* (Salvadoraceae). *For Ecol Manag* 202:181–193. doi:10.1016/ j.foreco.2004.07.020.



**RATHINASABAPATHI, B. (2000):** Metabolic Engineering for Stress Tolerance: Installing Osmoprotectant Synthesis Pathways, *Annals of Botany*, Volume 86, Issue 4, 1 October 2000, Pages 709–716.

**RAYMOND, M.J. and SMIRNOFF, N. (2002):** Proline metabolism and transport in maize seedlings at low water potential. *Annals of Botany* 89, pp. 813 – 823.

**RENGER, M. und MEKIFFER, B. (1998):** Belastungen und Gefährdungspotentiale urbaner Böden. In: *Bodenökologie u. Bodengenese*, 26, S. 3-22.

**RINALDELLI, E.; MANCUSO, S. (1996):** Response of young mycorrhizal and non-mycorrhizal plants of live tree (*Olea europea*) to saline conditions. I. Short-term electrophysiological and long-term vegetative salt effects – *Adv. Hort. Sci.* 10, 126-134.

**ROBERTS, A. R. (2005):** *Crisis Intervention Handbook: Assessment, Treatment, and Research.* Oxford University Press.

**RÖMHELD, V. (1991):** The role of phytosiderophores in acquisition of iron and other micronutrients in graminaceous species: an ecological approach. *Plant and Soil* 130, 127-134.

**RUIZ-LOZANO, J.M.; AZOON, R. (1995):** Hyphal contribution to water uptake in mycorrhizal plants as affected by the fungal species and water status – *Physiol. Plant.* 95, 472-478.

**RUIZ-LOZANO, J. M; AZCON, R. (2000):** Symbiotic efficiency and infectivity of an autochthonous arbuscular mycorrhizal *Glomus* sp from saline soils and *Glomus deserticola* under salinity. *Mycorrhiza* 10:137–143.

**RUIZ-LOZANO, J. M.; COLLADOS, C; BAREA, JM; AZCON R (2001):** Arbuscular mycorrhizal symbiosis can alleviate drought-induced nodule senescence in soybean plants. *New Phytol* 151:493–502.

**SABET, Z. (2011):** Untersuchungen zur Wirkung von arbuskulären Mykorrhizapilzen auf die Pflanzengesundheit von Rosen auf urbanem Boden sowie Kompost unter Salzstress. Masterarbeit, Beuth Hochschule für Technik Berlin.

**SANNAZZARO; A.; ECHEVERRIA, M.; ALBERTO; E.; RUIZ, O.; MENENDEZ, A. (2007):** Modulation of polyamine balance in *Lotus glaber* by salinity and arbuscular mycorrhiza. *Plant Physiol Biochem* 45:39–46. doi:10.1016/j.plaphy.2006.12.008.

**SCHÄFFNER, A.R. (1998):** Aquaporin function, structure, and expression: are there more surprises to surface in water relations? – *Planta* 204, 131-139.

**SHARIFI, M.; GHORBANI, M.; EBRAHIMZADEH, H. (2007):** Improved growth of salinity-stressed soybean after inoculation with salt pre-treated mycorrhizal fungi. *J Plant Physiol* 164:1144–1151.

**SCHEFFER, F. und SCHACHTSCHABEL, P. (2010):** Lehrbuch der Bodenkunde 16.Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Kiel, 569 S.

**SHENG, M.; TANG, M.; CHENG, H.; YANG B.W.; ZHANG, F.F.; HUANG, Y.H. (2008):** Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. *Mycorrhiza* 18:287–296. doi:10.1007/s00572-008-0180-7.

**SCHMITZ, O.; DANNEBERG, G.; HUNDESHAGEN, B.; KLINGNER A. & BOTHE H. (1991):** Quantification of vesicular-arbuscular mycorrhiza by biochemical parameters. *Plant Physiology* 139(106-114).

**SEEMANN, J.; CRITCHLEY, C. (1985):** Effects of salt stress on the growth, ion content, stomatal behavior and photosynthetic capacity of salt-sensitive species, *Phaseolus vulgaris* – *Planta* 164, 151-162.

**SIEVERS, N. (2011):** Akkumulation der osmoprotektiven Substanz Glucosyl-glycerol in transgenen Linien von *Solanum tuberosum*. Dissertation der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen der Universität Rostock.

**SCHÜßLER A. (2009):** Struktur, Funktion und Ökologie der arbuskulären Mykorrhiza. Rundgespräche der Kommission für Ökologie, Bd. 37 »Ökologische Rolle von Pilzen«, S. 97-108.

**SCHACHATMAN D.P. und MUNNS, R. (1992):** Sodium accumulation in leaves of *Triticum* species that differ in salt tolerance. *Aust. J. Plant Physiol.* 19, 331-340.

**SCHÖNBECK, F. (1987):** Mykorrhiza und Pflanzengesundheit. Ein Beitrag zum biologischen Pflanzenschutz. *Angew. Bot.* 61, 9-13.

**SCHÖNBECK, F.; GRUNEWALD-STÖCKER, G.; Von ALTEN, H. (1994):** Mykorrhiza. In: CAMPELL, C.L. und BENSON, D.M. (Hrsg.): *Epidemiology and Management of root disease*, Springer-Verlag, Berlin, 65-78.

**SCHÜEPP, H. DEHN, B.; STICHER, H. (1987):** Interaktionen zwischen VA-Mykorrhiza und Schwermetallbelastungen. *Angew. Bot.* 61, 85-96.

**SERRANO, R.; CULIANZ-MACIA, F. A.; MORENO, V. (1999):** Genetic engineering of salt and drought tolerance with yeast regulatory genes. *Sci Hortic* 78:261–269.

**SHENG, M.; TANG, M.; CHAN, H.; YANG, B.; ZHANG, F.; HUANG, Y. (2008):** Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. *Mycorrhiza* 18, 287–296.

**SHOKRI, S.; MAADI, B. (2009):** Effect of arbuscular mycorrhizal fungus on the mineral nutrition and yield of *Trifolium alexandrinum* plants under salinity stress. *J Agron* 8:79–83.

**SIEVERDING, E. (1981):** Influence of soil water regimes on VA mycorrhiza. I. Effect on plant growth, water utilization and development of mycorrhiza. *Z. Acker- u. Pflanzenbau* 150, 400-411.

**SIEVERS, N. (2011):** Akkumulation der osmoprotektiven Substanz Glucosylglycerol in transgenen Linien von *Solanum tuberosum*. Dissertation, Uni-Rostock.

**SINGH, K.N.; CHATRATH, R. (2001):** Salinity tolerance. In *Application of Physiology in wheat Breeding*, Pages 101-110.

**SIQEIRA, J.O.; SAFIR, G.R.; NAIR, M.G.(1991):** VA-mycorrhizaw and mycorrhiza stimulating isoflavonoid compounds reduce plant herbicide injury. *Plant and Soil* 134, 233-242.

**SKNE, K.G.M. (1975):** Cytokinin production by roots as factor in the control of plant growth. pp 365-396 in: J.G. Torrey and D.T. Clarkson (ed.): *The developemnt and function of roots*. Acad Press, Lodon, New San Francisco.

**SMITH, S.E; READ, D.J. (1997):** *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press, London.

**SMITH, S.E. ; READ, D.J. (2008):** *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic, London.

**SMITH, S.E.; JAKOBSEN, I.; GRONLUND, M.; SMITH, F.A. (2011):** Roles of arbuscular mycorrhizas in plant phosphorus nutrition: interactions between pathways of phosphorous uptake in arbuscular mycorrhizal roots have important

implication for understanding and manipulating plant phosphorus acquisition. *Plant Physiology* 156: 1050–1057.

**SOLOMON, P.S. and OLIVER, R.P. (2001):** The nitrogen content of the tomato leaf apoplast increases during infection by *Cladosporium fulvum*. *Planta* 213, pp. 241 – 249.

**STACH, W. (1969):** Untersuchung über die Auswirkung der Winterstreuung und anderer Ernährungsphysiologischer Faktoren auf die Straßenbäume der Hamburger Innenstadt, Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät. Diss. Hamburg. 100 S.

**STADDON, P.L.; HEINEMEYER, A.; FITTER, A.H. (2002):** Mycorrhizas and global environmental change: research at different scales. *Plant and Soil* 244: 253–261.

**STOMMEL, H. (2009):** Zierpflanzenbau in Deutschland. URL: <http://www.aid.de/landwirtschaft/zierpflanzenbau.php>. Abruf am 27.06.2010.

**STOREY, R and JONES, G. W. (1979):** Responses of *Atriplex spongiosa* and *Suaeda monoica* to Salinity. *American Society of Plant Biologists*, 63, 156 – 162.

**TESTER, M.; DAVENPORT, R. (2003):** Na<sup>+</sup> tolerance and Na<sup>+</sup> transport in higher plants. *Ann Bot* 91:503–527.

**TIAN, C. Y.; FENG, G.; LI, X. L.; ZHANG, F. S. (2004):** Different effects of arbuscular mycorrhizal fungal isolates from saline or non-saline soil on salinity tolerance of plants. *Appl Soil Ecol* 26:143–148.

**TAIZ, L. and ZEIGER, E. (2000):** *Plant Physiology*, Sunderland: Sinauer Associates.

**TAIZ, L. u. ; ZEIGER, E. (2006):** Physiologie der Pflanzen. Spektrum Akademischer Verlag GmbH Heidelberg, Berlin.

**UPRETI, K.K. and MURTI, G.S.R. (2010):** Response of grape of rootstocks to salinity: changes in root growth, polyamines and abscisic acid, *Biol. Plantarum*, 54: 730-734.

**VERMA, D.P.S. (1999):** Osmotic stress tolerance in plants: role of proline and sulphur metabolism. In: *Molecular responses to cold, drought, heat and salt stress in higher plants*. Shinozaki K and Yamaguchi-Shinozaki K (eds.) R.G. Landes Company, pp. 153 – 168.

**VIVAS, A.; VÖRÖS ,B.; BIRO, B.; BAREA, J. M.; RUIZ-LOZANO, J. M.; AZCON, R. (2003):** Beneficial effects of indigenous Cd-tolerant and Cd-sensitive *G. mossea* associated with a Cd-adapted strain of *Brevibacillus* spp. In improving plant tolerance to Cd contamination. *Soil Ecology* 24, 177-186.

**VOLKMAR, K. M.; HU, Y. and STEPPUHN, H. (1998):** Physiological responses of plants to salinity: a review. *Canadian Journal of Plant Science* 78, pp. 12 – 27.

**WAGNER, S. (2002):** Einfluss obligat biotropher (*Uromyces appendiculatus*, *Puccinia striiformis*) und pertotropher Pilze (*Bortrytis cinerea*, *Drechslera spec.*) auf den Primärstoffwechsel ihrer mono- und dikotyledonen Wirtspflanzen (*Phaseolus vulgaris*, *Triticum aestivum*). Dissertation, TU Braunschweig.

**WANG, W.; VINOCUR, B.; ALTMAN, A. (2003):** Plant responses to drought, salinity and extreme temperatures: toward genetic engineering for stress tolerance. *Planta* 218, 1–14.

**WANG, W.; VINOCUR, B.; SHOSEYOV, O.; ALTMAN, A. (2004):** Role of plant heat-shock proteins and molecular chaperones in the abiotic stress response. *Trends Plant Sci* 9:244–252.

**WEISSENHORN, I. (2002):** EU-project MYCOREM. The Use of Mycorrhizal Fungi in Phytoremediation Projects. Pius Floris Boomverzorging Nederland B.V. URL: <http://coriza.nl/download/MycoremReport.pdf> .Abruf am 24.06.2010.

**WERNER, D. (1987):** Pflanzliche und mikrobielle Symbiosen. GEORG Thieme Verlag Stuttgart/New York.

**WILDE, J. (2014):** Untersuchungen zur Wirkung von Fungiziden auf den arbuskulären Mykorrhizapilz *Glomus intraradices*. Dissertation, Institut für Nutzpflanzenwissenschaften und Ressourcenschutz der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn.

**WU, Q. S.; XIA, R. X., ZOU, Y.N. (2006):** Reactive oxygen metabolism in mycorrhizal and non-mycorrhizal citrus (*Poncirus trifoliata*) seedlings subjected to water stress. *J Plant Physiol* 163:1101– 1110. doi:10.1016/j.jplph.2005.09.001.

**WU Q. S.; ZOU, Y. N.; XIA, R. X.; WANG, M.Y. (2007):** Five *Glomus* species affect water relations of Citrus tangerine during drought stress. *Bot Stud* 48:147–154.

**YAMATO, M.; IKEDA, S.; IWASE, K. (2008):** Community of arbuscular mycorrhizal fungi in a coastal vegetation on Okinawa island and effect of the isolated fungi on growth of sorghum under salt-treated conditions. *Mycorrhiza* 18:241–249. doi:10.1007/s00572-008-0177-2.

**YOKOI, S.; QUINTERO, F. J.; CUBERO, B.; RUIZ, M. T.; BRESSAN, R. A.; HASEGAWA, P. M.; PARDO, J. M. (2002):** Differential expression and function of *Arabidopsis thaliana* NHX Na<sup>+</sup>/H<sup>+</sup> antiporters in the salt stress response. *Plant J* 30:529–539.

**XU, C.; WAN, J.; GAO, Y.; LIN, H.; DU, L.; YANG, S.; LONG, S.; SHE, Z.; CAI, X.; ZHO, S.; LU, Y. (2010):** The anthracenedione compound bostrycin induces

mitochondria-mediated apoptosis in the yeast *Saccharomyces cerevisiae*. *FEMS Yeast Res* 10 (3):297-308.

**ZHENG, X.; WANG, J.; HAERRY, T. E.; WU, A.Y.H., MARTIN, J.; O'CONNOR, M.B., LEE, C.H.J.; LEE, T. (2003):** TGF-beta signaling activates steroid hormone receptor expression during neuronal remodeling in the *Drosophila* brain. *Cell* 112(3): 303-315.

**ZHU, J. K . (2001):** Cell signalling under salt, water and cold stresses. *Curr Opin Plant Biol* 4:401–406.

**ZHU, J. K. (2003):** Regulation of ion homeostasis under salt stress. *Curr Opin Plant Biol* 6:441–445. doi:10.1016/S1369-5266(03)00085-2.

**ZHU, X. C.; SONG, F. B. and XU H.W. (2010):** Influence of arbuscular mycorrhiza on lipid per oxidation and antioxidant enzyme activity of maize plants under temperature stress'. *Mycorrhiza* 20: 325-329.



## **Anhänge**

### **Anhang 1**

**Einfluss von AM und NaCl auf den Prolin- und Malondialdehyd Gehalt in  
den Rebenblättern**

**Tab. A 1: Einfluss von AM und NaCl auf die Prolinkonzentrationen ( $\mu\text{mol/g FM}$ ) in den Weinrebenblättern der 1, 3 und 4 Probeentnahme (T1,T3,T4) in drei Versuchsvegetationen (V1,V2,V3) (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in den Spalten unterscheiden sich signifikant, n=5, Mittelwerte  $\pm$  SD, t-Test, Tukey-Test,  $p < 0.05$ )**

Hauptwirkungs- effekte	V1			V2			V3		
	T1	T3	T4	T1	T3	T4	T1	T3	T4
mit AM	$0.56 \pm 0.25$ a	$0.61 \pm 0.19$ a	$0.61 \pm 0.22$ a	$0.95 \pm 0.16$ a	$0.97 \pm 0.15$ a	$1.01 \pm 0.11$ a	$0.57 \pm 0.21$ a	$0.62 \pm 0.19$ a	$0.61 \pm 0.21$ a
ohne AM	$0.78 \pm 0.34$ b	$0.77 \pm 0.24$ b	$0.80 \pm 0.26$ b	$1.12 \pm 0.25$ b	$1.14 \pm 0.19$ b	$1.18 \pm 0.21$ b	$0.78 \pm 0.31$ b	$0.78 \pm 0.21$ b	$0.80 \pm 0.29$ b
ohne Salz	$0.38 \pm 0.11$ A	$0.44 \pm 0.11$ A	$0.42 \pm 0.11$ A	$0.82 \pm 0.18$ A	$0.87 \pm 0.14$ A	$0.93 \pm 0.16$ A	$0.42 \pm 0.12$ A	$0.48 \pm 0.10$ A	$0.46 \pm 0.07$ A
mit Salz I (171,12 mM)	$0.67 \pm 0.16$ B	$0.71 \pm 0.09$ B	$0.79 \pm 0.22$ B	$1.09 \pm 0.09$ B	$1.07 \pm 0.09$ B	$1.11 \pm 0.11$ B	$0.65 \pm 0.22$ B	$0.68 \pm 0.11$ B	$0.68 \pm 0.22$ B
mit Salz II (342,12 mM)	$0.96 \pm 0.31$ C	$0.92 \pm 0.13$ C	$0.91 \pm 0.07$ B	$1.23 \pm 0.17$ C	$1.22 \pm 0.15$ C	$1.23 \pm 0.15$ C	$0.96 \pm 0.22$ C	$0.93 \pm 0.10$ C	$0.97 \pm 0.18$ C

**Tab. A 2 : Einfluss von AM und NaCl auf die Malondialdehydkonzentrationen (MDA) (nmol/g FM) in den Weinrebenblättern der 1, 3 und 4 Probeentnahme (T1,T3,T4) in drei Versuchsvegetationen (V1,V2,V3) (Werte mit unterschiedlichen Buchstaben in den Spalten unterscheiden sich signifikant , n=5, Mittelwerte  $\pm$  SD, t-Test, Tukey-Test,  $p < 0.05$ ), a,b = ungleiche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede in Bezug auf die Mykorrhizaeinwirkung zwischen AM- und Kontrollgruppen in jeder Salzstufe; A,B,C = ungleiche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede in Bezug auf die Salzeinwirkung innerhalb der AM- und Kontrollgruppen zwischen den Salzstufen.**

Wechselwirkungseffekte	V1			V2			V3		
	T1	T3	T4	T1	T3	T4	T1	T3	T4
mit AM ohne NaCl	1,78 $\pm$ 0,32 a A	1,85 $\pm$ 0,16 a A	1,79 $\pm$ 0,27 a A	2,23 $\pm$ 0,28 a A	2,58 $\pm$ 0,55 a A	2,26 $\pm$ 0,19 a A	1,95 $\pm$ 0,46 a A	2,04 $\pm$ 0,35 a A a	2,00 $\pm$ 0,20 a A
mit AM mit NaCl I (171,12mM)	2,23 $\pm$ 0,19 a A	2,21 $\pm$ 0,28 a A	2,04 $\pm$ 0,25 a A	2,83 $\pm$ 0,21 a B	2,89 $\pm$ 0,16 a A	2,82 $\pm$ 0,10 a B	2,12 $\pm$ 0,40 a A	2,36 $\pm$ 0,15 a A	2,35 $\pm$ 0,11 a B
mit AM mit NaCl II (342,12 mM)	3,21 $\pm$ 0,33 a B	3,33 $\pm$ 0,27 a B	3,01 $\pm$ 0,55 a B	3,51 $\pm$ 0,17 a C	3,69 $\pm$ 0,25 a B	3,57 $\pm$ 0,07 a C	3,41 $\pm$ 0,13 a B	3,46 $\pm$ 0,10 a B	3,33 $\pm$ 0,10 a C
ohne AM ohne NaCl	1,85 $\pm$ 0,36 a A	1,90 $\pm$ 0,12 a A	1,83 $\pm$ 0,19 a A	2,27 $\pm$ 0,30 a A	2,61 $\pm$ 0,29 a A	2,34 $\pm$ 0,17 a A	2,13 $\pm$ 0,23 a A	2,08 $\pm$ 0,16 a A	2,16 $\pm$ 0,32 a A
ohne AM mit NaCl I (171,12 mM)	2,83 $\pm$ 0,08 b B	3,00 $\pm$ 0,57 b B	2,82 $\pm$ 0,23 b B	3,10 $\pm$ 0,16 b B	3,09 $\pm$ 0,11 b A	3,08 $\pm$ 0,13 b B	2,60 $\pm$ 0,32 b B	2,70 $\pm$ 0,20 b B	2,79 $\pm$ 0,24 b B
ohne AM mit NaCl II (342,12 mM)	3,98 $\pm$ 0,43 b C	4,11 $\pm$ 0,54 b C	3,82 $\pm$ 0,54 b C	4,10 $\pm$ 0,21 b C	4,45 $\pm$ 0,38 b B	4,21 $\pm$ 0,16 b C	3,72 $\pm$ 0,09 b C	3,75 $\pm$ 0,07 b C	3,79 $\pm$ 0,30 b C

## **Anhang 2**

**Prolin- und Malondialdehydgehalt in den Rebenblättern,  
Trockengewicht und AM-Infektionsgrad der Rebenwurzeln**

**Tab. B 1 : Prolingehalt ( $\mu\text{mol/g FM}$ ) in den Weinrebenblättern der 1, 3 und 4 Probeentnahme (T1,T3,T4) in drei Versuchsvegetationen (V1,V2,V3), n=5, Mittelwerte  $\pm$  SD**

Vegetationsversuche (V) Probeentnahme (T)	NaCl 0 mM		NaCl 171,12 mM		NaCl 342,23 mM	
	AM	Co.	AM I	Co. I	AM II	Co. II
<b>V1T1</b>	0.32 $\pm$ 0.10	0.45 $\pm$ 0.10	0.56 $\pm$ 0.15	0.77 $\pm$ 0.08	0.79 $\pm$ 0.23	1.13 $\pm$ 0.31
<b>V1T2</b>	0.33 $\pm$ 0.14	0.48 $\pm$ 0.13	0.58 $\pm$ 0.12	0.81 $\pm$ 0.10	0.83 $\pm$ 0.13	1.01 $\pm$ 0.03
<b>V1T3</b>	0.48 $\pm$ 0,16	0.60 $\pm$ 0.23	0.67 $\pm$ 0.08	0.88 $\pm$ 0.16	0.80 $\pm$ 0.03	1.19 $\pm$ 0.08
<b>V1T4</b>	0.35 $\pm$ 0.04	0.49 $\pm$ 0.12	0.63 $\pm$ 0.06	0.94 $\pm$ 0.11	0.86 $\pm$ 0.05	0.96 $\pm$ 0.05
<b>V2T1</b>	0.75 $\pm$ 0.09	0.88 $\pm$ 0.24	1.00 $\pm$ 0.05	1.11 $\pm$ 0.09	1.08 $\pm$ 0.08	1.38 $\pm$ 0.09
<b>V2T2</b>	0.76 $\pm$ 0.10	0.85 $\pm$ 0.10	1.02 $\pm$ 0.07	1.15 $\pm$ 0.05	1.10 $\pm$ 0.05	1.34 $\pm$ 0.04
<b>V2T3</b>	0.79 $\pm$ 0.07	0.95 $\pm$ 0.15	1.02 $\pm$ 0.09	1.12 $\pm$ 0.06	1.09 $\pm$ 0.05	1.36 $\pm$ 0.03
<b>V2T4</b>	0.90 $\pm$ 0.09	0.96 $\pm$ 0.21	1.02 $\pm$ 0.04	1.20 $\pm$ 0.08	1.10 $\pm$ 0.06	1.37 $\pm$ 0.02
<b>V3T1</b>	0.40 $\pm$ 0.14	0.45 $\pm$ 0.10	0.51 $\pm$ 0.12	0.80 $\pm$ 0.19	0.81 $\pm$ 0.17	1.11 $\pm$ 0.22
<b>V3T2</b>	0.43 $\pm$ 0.08	0.51 $\pm$ 0.06	0.61 $\pm$ 0.05	0.85 $\pm$ 0.04	0.84 $\pm$ 0.04	1.02 $\pm$ 0.12
<b>V3T3</b>	0.51 $\pm$ 0.13	0.62 $\pm$ 0.12	0.68 $\pm$ 0.13	0.86 $\pm$ 0.14	0.89 $\pm$ 0.21	1.29 $\pm$ 0.36
<b>V3T4</b>	0.45 $\pm$ 0.08	0.47 $\pm$ 0.07	0.53 $\pm$ 0.21	0.83 $\pm$ 0.10	0.84 $\pm$ 0.09	1.10 $\pm$ 0.17

**Tab. B 2 : Trockengewicht der Wurzeln (g Trockenmasse) und AM-Infektionsgrad (Prozent) in den Rebenwurzeln,  
n=5, Mittelwerte  $\pm$  SD**

NaCl	Variante	Trockengewicht der Wurzeln (g)			AM-Infektionsgrad (%)		
		1.Versuch	2. Versuch	3.Versuch	1.Versuch	2. Versuch	3.Versuch
0 mM	AM	8.88 $\pm$ 0.77	10.43 $\pm$ 0.66	8.65 $\pm$ 0.64	36.00 $\pm$ 4.95	38.00 $\pm$ 6.24	31.20 $\pm$ 6.26
	Co	6.99 $\pm$ 0.50	8.87 $\pm$ 0.61	7.18 $\pm$ 0.54	24.58 $\pm$ 5.93	23.80 $\pm$ 8.76	16.80 $\pm$ 4.09
171,12 mM	AM I	7.59 $\pm$ 0.50	8.17 $\pm$ 0.20	6.86 $\pm$ 0.42	27.40 $\pm$ 4.83	33.20 $\pm$ 8.29	26.10 $\pm$ 4.19
	Co I	5.69 $\pm$ 0.50	7.16 $\pm$ 0.33	5.80 $\pm$ 0.19	15.40 $\pm$ 5.41	16.40 $\pm$ 4.56	13.80 $\pm$ 3.42
342,23 mM	AM II	5.42 $\pm$ 0.44	6.59 $\pm$ 0.43	5.44 $\pm$ 0.57	11.80 $\pm$ 6.26	17.00 $\pm$ 5.29	11.76 $\pm$ 2.96
	CO II	3.32 $\pm$ 0.62	5.26 $\pm$ 0.56	4.04 $\pm$ 0.24	5.60 $\pm$ 4.28	7.40 $\pm$ 2.61	3.60 $\pm$ 1.67

## **Anhang 3**

**Chemische und physikalische Eigenschaften des Versuchsbodens,  
Nährstoffgehalten des Bodens**

Wiederholung	Tiegel		Einwaage	Auswaage (105°C)		H <sub>2</sub> O-Gehalt	Einwaage	Auswaage (550°C)		org. Substanz	
	Nr.	g	g	T+A	g	%	g <sup>TM</sup>	T+A	g	g	%
1	7	21,89	10,03	31,80	9,91	1,20	9,91	31,38	9,49	0,42	4,24
2	8	26,83	10,00	36,70	9,87	1,30	9,87	36,27	9,44	0,43	4,36
3	9	38,92	10,02	48,80	9,88	1,40	9,88	48,35	9,43	0,45	4,56
<b>MW</b>					<b>9,89</b>	<b>1,30</b>				<b>0,43</b>	<b>4,39</b>

Wiederholung	pH (10g/25ml 0,01mol CaCl <sub>2</sub> -Lsg.)	CNS-Analysator			Korngröße		
		N	C	S	Sand	Schluff	Ton
		%					
1	6,4	0,19	2,20	0,04	83	10	7
2	6,3	0,16	1,75	0,03	85	8	7
3	6,3	0,20	2,40	0,04	86	9	4
<b>MW</b>	<b>6,3</b>	<b>0,18</b>	<b>2,12</b>	<b>0,04</b>	<b>85</b>	<b>9</b>	<b>6</b>

KAK [cmol <sub>c</sub> /kg]	Stufe	
0 - <4	1	sehr gering
4 - <8	2	gering
8 - <12	3	mittel
12 - <20	4	hoch
>=20	5	sehr hoch

Bodenart: **SI2**

KAK: **9,88**

Wiederholung	DL-Methode (2g/100ml, 1,5h schütteln, Faltenfilter 132)						0,0125mol CaCl <sub>2</sub> -Methode (5g/50ml, 1h schütteln, Faltenfilter 132)				
	P		P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	K		K <sub>2</sub> O	Mg		MgO	S	
	mg/kg	mg/100g	mg/kg	mg/100g	mg/kg	mg/100g	mg/kg	mg/100g	mg/kg	kg/ha	
1	243	24	56	245	25	30	85	8	14	7	31
2	245	25	56	256	26	31	86	9	14	8	32
3	232	23	53	242	24	29	86	9	14	8	32
<b>MW</b>	<b>240</b>	<b>24</b>	<b>55</b>	<b>248</b>	<b>25</b>	<b>30</b>	<b>85</b>	<b>9</b>	<b>14</b>	<b>8</b>	<b>32</b>

Elemente	P	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	K	K <sub>2</sub> O	Mg	MgO
A	bis 2	<5	bis 3	<5	bis 2	für MgO keine Angaben
B	3-4	5-10	4-7	5-8	3-4	
C	5-8	11-20	8-13	9-15	5-7	
D	9-13	21-30	14-21	16-25	8-10	
E	>13	>30	>21	>25	>10	



Wiederholung	Einwaage	Al	As	B	Be	Ca	Cd	Co	Cr	Cu	Fe	K	Mg	Mn	Mo	Na	Ni	P	Pb	S	Sb	Se	Sn	V	Zn	
		mg/kg																								
<b>Königswasser-Aufschluss (2g/50ml, Weissbandfilter)</b>																										
1		4944	3,4	4,2	0,4	3672	0,9	3,5	14	29	7443	1106	1181	416	0,3	58	7,5	801	57	335	1,0	0,7	4,9	23	126	
2		4561	3,4	3,4	0,4	4079	0,9	3,3	14	28	7330	1013	1110	399	0,3	46	7,4	744	53	318	1,0	0,6	4,5	22	120	
3		4849	4,6	4,2	0,4	3542	0,9	3,7	14	206	7385	1077	1161	402	0,3	78	7,5	748	56	310	1,0	0,7	31,5	23	125	
<b>MW</b>		<b>4785</b>	<b>3,8</b>	<b>3,9</b>	<b>0,4</b>	<b>3764</b>	<b>0,9</b>	<b>3,5</b>	<b>14</b>	<b>88</b>	<b>7386</b>	<b>1065</b>	<b>1151</b>	<b>406</b>	<b>0,3</b>	<b>60</b>	<b>7,5</b>	<b>764</b>	<b>55</b>	<b>321</b>	<b>1,0</b>	<b>0,7</b>	<b>13,6</b>	<b>23</b>	<b>124</b>	
<b>Ammoniumnitrat-Extraktion (20g/50ml, 2h schütteln, Membranfilter)</b>																										
1		0,1	0,01	0,14	0,00	983	0,00	0,00	0,00	0,13	0,2	187	69	0,6	0,01	4,8	0,00	6,3	0,00	7,1	0,01	0,03	0,00	0,03	0,18	
2		0,1	0,00	0,14	0,00	967	0,00	0,00	0,00	0,12	0,2	184	67	0,6	0,00	4,7	0,00	6,2	0,00	6,8	0,01	0,01	0,00	0,03	0,13	
3		0,1	0,01	0,14	0,00	952	0,00	0,00	0,00	0,13	0,2	179	66	0,6	0,00	4,7	0,00	6,1	0,00	6,7	0,01	0,02	0,00	0,03	0,12	
<b>MW</b>		<b>0,1</b>	<b>0,01</b>	<b>0,14</b>	<b>0,00</b>	<b>968</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>0,13</b>	<b>0,2</b>	<b>183</b>	<b>68</b>	<b>0,6</b>	<b>0,00</b>	<b>4,7</b>	<b>0,00</b>	<b>6,2</b>	<b>0,00</b>	<b>6,9</b>	<b>0,01</b>	<b>0,02</b>	<b>0,00</b>	<b>0,03</b>	<b>0,15</b>	
<b>0,001mol Calciumchlorid-Extraktion (5g/50ml, 24h schütteln, Membranfilter)</b>																								<b>µS</b>	<b>pH</b>	
1																										
2																										
3																										
<b>MW</b>		<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>		<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>	<b>####</b>
<b>CAT-Extraktion (5g/50ml, 1h schütteln, Faltenfilter 132)</b>																										
1		43	0,12	0,8	0,00		0,49	0,49	0,03	7,8	156	163	91	116	0,03	5,8	0,50	139	18	9,7	0,00	0,05	0,06	3,3	31	
2		40	0,13	0,8	0,00		0,55	0,48	0,02	8,5	153	185	103	120	0,03	6,5	0,54	131	20	11,1	0,00	0,11	0,04	3,3	35	
3		45	0,14	0,8	0,00		0,50	0,50	0,03	7,7	160	168	91	119	0,03	5,3	0,50	143	19	10,0	0,00	0,09	0,06	3,3	32	
<b>MW</b>		<b>43</b>	<b>0,13</b>	<b>0,8</b>	<b>0,00</b>		<b>0,51</b>	<b>0,49</b>	<b>0,03</b>	<b>8,0</b>	<b>156</b>	<b>172</b>	<b>95</b>	<b>118</b>	<b>0,03</b>	<b>5,9</b>	<b>0,51</b>	<b>138</b>	<b>19</b>	<b>10,3</b>	<b>0,00</b>	<b>0,08</b>	<b>0,05</b>	<b>3,3</b>	<b>33</b>	

## **Danksagung**

An dieser Stelle möchte ich mich ganz herzlich für die Unterstützung bedanken, die ich während der Anfertigung dieser Doktorarbeit von vielen Seiten erhalten habe.

Dieser Dank gilt in erster Linie meinem Betreuer, Herrn Prof. Dr. R. Mutzel, der mir durch seine vielen wertvollen Empfehlungen und Ratschläge während meiner gesamten Doktorarbeit geholfen hat. Durch seine exzellente Betreuung hatte er einen wesentlichen Anteil am Entstehen meiner Doktorarbeit.

Weiterhin gilt mein besonderer Dank meinem Mentor, Herrn Dr. Rahmat Abdi Baghi, Geschäftsführer der PLANTBACTER International GmbH, der mir stets zur Seite stand und durch seine ausgezeichneten Kontakte zu verschiedenen Institutionen erst die Durchführung dieser Arbeit ermöglichte.

Ebenso danken möchte ich Herrn Prof. Dr. R. K. Achazi für die Übernahme des zweiten Gutachtens, der Arbeitsgruppe des Instituts für Biologie – Mikrobiologie, Herrn Dr. S. Thewes, Frau A. Lahrz, Frau S. Gutschmidt und Frau H. Köth für ihre Unterstützungen sowie Frau Dr. C. Feller, Mitglied des Leibniz-Instituts „Gemüse- und Zierpflanzenbau (IGZ)“ und Dozentin an der Beuth Hochschule Berlin für ihre Hilfestellung bei der statistischen Auswertung.

Gleichermaßen danken möchte den Mitgliedern des Instituts für Ökotoxikologie, vor allem Herrn Prof. Dr. M. C. Rillig für seine Hilfsbereitschaft und die Bereitstellung des mikroskopischen Raums, den Mitarbeitern des Julius Kühn-Instituts (JKI), vor allem Herrn Berg für die Bereitstellung des Versuchsbodens, des Gewächshauses und die Möglichkeit zur Durchführung der anorganischen Untersuchungen sowie allen Mitarbeitern des FU – Gewächshauses, insbesondere Herrn Richter für die gärtnerische und pflanzenbauliche Unterstützung der Pflanzenversuche.

Ebenfalls spreche ich meinen Dank an meine Familie und Freunde aus, die mir während meiner Studien und der Erstellung dieser Doktorarbeit stets Rückhalt gegeben haben. Ihre Unterstützung hat maßgeblich zum erfolgreichen Verlauf meiner Studien sowie zur Entstehung und zum Gelingen dieser Doktorarbeit beigetragen.

## **Eidesstattliche Versicherung**

Hiermit erkläre ich, Zahra Sabet, an Eides statt, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig verfasst und keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel benutzt habe.

Berlin im Mai 2018

Zahra Sabet