



UNIVERSITÄT HOHENHEIM
Institut für Pflanzenproduktion und Agrarökologie in den Tropen und Subtropen (380)
- Fg. Wasserstress-Management bei Kulturpflanzen in den Tropen und Subtropen -

Einfluss von Salzstress und Abscisinsäure auf die Wasserversorgung von Raps *(Brassica napus L.)*

Bachelor-Arbeit im Studiengang: „Nachwachsende Rohstoffe und Bioenergie“
vorgelegt von

Ioana Petrova

1. Betreuer: Prof. Dr. Folkard Asch
2. Betreuer: Priv. Doz. Dr. Holger Brück

Hohenheim, Juni 2011

Eidesstattliche Versicherung

Ich versichere hiermit, dass die vorliegende Arbeit selbstständig ohne fremde Hilfe verfasst und keine anderen als die im Literaturverzeichnis angegebenen Quellen benutzt wurden.

Stellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder noch nicht veröffentlichten Quellen entnommen sind, sind als solche kenntlich gemacht.

Die Zeichnungen oder Abbildungen in dieser Arbeit sind von mir selbst erstellt worden oder mit einem entsprechenden Quellennachweis versehen.

Diese Arbeit ist in gleicher oder ähnlicher Form noch bei keinem anderen Prüfungsamt eingereicht worden.

Stuttgart, den 20.06.2011

Ioana Petrova

Danksagung

Hiermit möchte ich mich bei allen Personen bedanken, die mich während dieser Arbeit unterstützt haben.

Mein besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. Folkard Asch für die Vergabe dieses interessanten Themas und die Hilfe bei der Planung des Versuchsaufbaus bzw. -ablaufs.

Herrn Dr. Holger Brück möchte ich für die hilfreichen Tipps während des Versuchsablaufs danken.

Des Weiteren möchte ich mich ganz herzlich bei Arisoa Rajaona für die Hilfe bei der Messung des EC-Wertes, der statistischen Auswertung der Versuchsdaten und für die Tipps bei der Erstellung der graphischen Darstellungen der Ergebnisse und für vieles mehr bedanken.

Suchit Shrestha möchte ich für die Vorführung der Funktionsweise der einzelnen Messgeräte und für die hilfreichen Tipps bei der Planung der statistischen Auswertung danken.

Oscar Obidiegwu möchte ich für die Hilfe beim Aufbau der Belüftungssysteme danken.

Linda Gorim danke ich für die Hilfe bei der Messung des SPAD-Wertes der Rapspflanzen (Erntetermin 2) und für das ständige Leihen des Laborschlüssels.

Ich möchte mich auch bei Martin Gauder für die Korrektur des schriftlichen Teils dieser Arbeit bedanken.

Als Letztes möchte ich mich bei meinen Eltern für die kleine finanzielle Unterstützung bedanken, dank der ich ein bisschen mehr freie Zeit für das Erstellen des schriftlichen Teils dieser Arbeit hatte.

Inhaltsverzeichnis

Eidesstattliche Versicherung.....	II
Danksagung	III
Inhaltsverzeichnis.....	IV
Abbildungsverzeichnis.....	VI
Tabellenverzeichnis	VIII
Abkürzungsverzeichnis.....	IX
1 Einleitung.....	1
1.1 Hintergründe.....	1
1.2 Zielsetzung der Arbeit.....	2
1.3 Stand des Wissens.....	3
1.3.1 Begriffsdefinition und Arten von Stress.....	3
1.3.2 Salzstress	4
1.3.3 Das Phytohormon ABA – ein Stresssignal aus den Wurzeln.....	4
1.3.4 <i>Brassica napus</i> L. – eine salztolerante Energiepflanze	6
2 Material und Methoden.....	8
2.1 Standort und Klimabedingungen.....	8
2.2 Versuchsdesign	9
2.3 Pflanzenmaterial	10
2.4 Nährlösung	11
2.5 Salzlösung	12
2.6 Abscisinsäure.....	12
2.7 Split-Root-System.....	13
2.8 Belüftungssystem	13
2.9 Umsetzen des Pflanzenmaterials und Befüllen der Split-Root-Systeme..	15
2.10 Messung des Nährlösungsverbrauchs	15
2.11 Messung des Chlorophyllindex.....	16
2.12 Messung der Exsudationsrate.....	17
2.13 Bestimmung der Blattfläche, des Blattflächenindex (LAI) und der spezifischen Blattfläche (SLA)	17

2.14 Bestimmung der Trockenmasse	18
2.15 Messung der elektrischen Leitfähigkeit des Wurzelexsudates	18
2.16 Bestimmung der Ionenkonzentration im Wurzelexsudat	19
2.17 Datenauswertung	20
3 Ergebnisse.....	21
3.1 Transpiration	21
3.1.1 Zeitabhängige Veränderung der Transpirationsrate.....	21
3.1.2 Transpiration in Abhängigkeit von der Blattoberfläche.....	23
3.1.3 Transpiration in Abhängigkeit von der Blatttrockenmasse	24
3.1.4 Transpiration pro Wurzelhälfte und g Wurzeltrockenmasse	25
3.2 Chlorophyllindex (SPAD).....	26
3.3 Blattflächenindex (LAI).....	28
3.4 Spezifische Blattfläche (SLA)	29
3.5 Blatttrockenmasse	30
3.6 Sprosstrockenmasse	31
3.7 Wurzeltrockenmasse	32
3.8 Exsudationsrate	33
3.9 Elektrische Leitfähigkeit (EC-Wert) des Wurzelexsudates	34
3.10 Ionenkonzentration im Wurzelexsudat.....	35
4 Diskussion.....	38
4.1 Transpiration	38
4.2 Chlorophyllindex (SPAD).....	40
4.3 Blattflächenindex (LAI).....	40
4.4 Spezifische Blattfläche (SLA)	41
4.5 Trockenmasse.....	41
4.6 Exsudationsrate	42
4.7 Elektrische Leitfähigkeit des Wurzelexsudates	42
4.8 Ionenkonzentration im Wurzelexsudat.....	43
5 Zusammenfassung.....	44
6 Literaturverzeichnis	46
7 Anhang	49

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Strukturformel der Abscisinsäure (Korte, 2009)	5
Abbildung 2: Lageplan des Gewächshauses: links - Gesamtskizze des Universitätsgeländes; rechts - Ausschnitt, mit dem Gewächshaus	8
Abbildung 3: Versuchsdesign („kursiv“ = Erntetermin 1, „fett“gedruckt = Erntetermin 2; Zahlen 1 bis 6 = Behandlung (s. Tab. 1))	9
Abbildung 4: Design des Belüftungssystems: links - gesamt (umkreistes "X" = X-Verteiler, umkreistes "Y" = Y-Verteiler); rechts - Detailskizze eines 5er-Verteilers (nach Rönneper, 2010).....	14
Abbildung 5: Kalibrierkurve zur Schätzung der tatsächlichen Salzkonzentration im Wurzelexsudat der unterschiedlich behandelten Versuchspflanzen als Funktion des gemessenen EC-Wertes	19
Abbildung 6: Zeitabhängige Veränderung der Transpirationsrate (ET = Erntetermin; Bh1-6 = Behandlungsvariante, 1: (0)-(0), 2: (0)-(ABA), 3: (0)-(50), 4: (0)-(50+ABA), 5: (50)-(50), 6: (50)-(50+ABA); Fehlerbalken = Standardfehler).....	21
Abbildung 7: Transpirationsrate pro Blattfläche in $\text{g cm}^{-2} 24 \text{ h}^{-1}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe, BF = Blattfläche; Fehlerbalken = Standardfehler)	24
Abbildung 8: Transpirationsrate pro Blatttrockenmasse in $\text{g g}^{-1} 24 \text{ h}^{-1}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler).....	25
Abbildung 9: Transpirationsrate pro Wurzelhälfte und Wurzeltrockenmasse in $\text{g g}^{-1} 24 \text{ h}^{-1}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)	26
Abbildung 10: Chlorophyllindex (Fehlerbalken = Standardabweichung).....	27
Abbildung 11: Blattflächenindex in $\text{cm}^2 \text{ cm}^{-2}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)	28
Abbildung 12: Spezifische Blattfläche in $\text{cm}^2 \text{ g}^{-1}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)	29
Abbildung 13: Blatttrockenmasse in g (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler).....	30
Abbildung 14: Sprosstrockenmasse in g (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der	

Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)	31
Abbildung 15: Wurzeltrockenmasse in g pro Wurzelhälfte jeder der untersuchten Behandlungsvarianten (Fehlerbalken = Standardfehler)	32
Abbildung 16: Exsudationsrate in $\mu\text{l s}^{-1}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)	33
Abbildung 17: Elektrische Leitfähigkeit in dS m^{-1} und die jeweilige Salzkonzentration in mmol l ⁻¹ des Wurzelexsudates jeder der untersuchten Behandlungsvarianten; 1: (0)-(0), 2: (0)- (ABA), 3: (0)-(50), 4: (0)-(50+ABA), 5: (50)-(50), 6: (50)-(50+ABA).....	35
Abbildung 18: Na ⁺ -Konzentration in mmol l ⁻¹ im Wurzelexsudat (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler).....	36

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Versuchsvarianten: 0 = Nährlösung, 50 = 50 mmol NaCl pro 1 l Nährlösung, ABA = 10^{-6} mol Abscisinsäure pro 1 l Nährlösung	9
Tabelle 2: Zusammensetzung der für die Herstellung der Nährlösung verwendeten Stammlösungen	11
Tabelle 3: Ergebnisse des Signifikanztests bezüglich der untersuchten Parameter (mess = Messtermin; term = Erntetermin; beh = Behandlung; wurz = Wurzelhälfte)	22
Tabelle 4: Gehalt an Na-Atome in der entsprechenden Exsudatprobe	36
Tabelle 5: Mittelwerte der ermittelten Transpirationsrate [g] in Abhängigkeit von der Behandlungsdauer	52
Tabelle 6: Mittelwerte der ermittelten Transpirationsrate [g cm^{-2}] in Abhängigkeit von der Blattfläche	53
Tabelle 7: Mittelwerte der ermittelten Transpirationsrate [g g^{-1}] in Abhängigkeit von der Blatttrockenmasse	53
Tabelle 8: Mittelwerte der ermittelten Transpirationsrate [g g^{-1}] in Abhängigkeit von der Wurzeltrockenmasse (<i>links</i> = linke Wurzelhälfte, <i>rechts</i> = rechte Wurzelhälfte) ...	54
Tabelle 9: Mittelwerte der ermittelten SPAD-Werte	54
Tabelle 10: Mittelwerte der ermittelten LAI-Werte	55
Tabelle 11: Mittelwerte der ermittelten SLA-Werte [$\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$]	55
Tabelle 12: Mittelwerte der ermittelten Blatttrockenmasse [g]	56
Tabelle 13: Mittelwerte der ermittelten Sprosstrockenmasse [g]	56
Tabelle 14: Mittelwerte der ermittelten Wurzeltrockenmasse [g] (<i>links</i> = linke Wurzelhälfte, <i>rechts</i> = rechte Wurzelhälfte)	57
Tabelle 15: Mittelwerte des gesammelten Wurzelexsudates [μl]	57
Tabelle 16: Mittelwerte der ermittelten Salzkonzentration l^{-1} Wurzelexsudat	58
Tabelle 17: Mittelwerte der ermittelten Na^+ -Konzentration [mmol l^{-1}] (Die Leerstellen in der Tabelle sind durch einen bei der Auswertung entstandenen Fehler bedingt, der durch fehlende Messwerte zu erklären ist)	58

Abkürzungsverzeichnis

ABA	Abscisinsäure
Abb.	Abbildung
bzw.	beziehungsweise
cm	Zentimeter
cm ²	Quadratcentimeter
Cl	Chlor
°C	Grad Celsius
d.h.	das heißt
dS m ⁻¹	deziSiemens pro Meter
g	Gramm
h	Stunde
ha	Hektar
l	Liter
Na	Natrium
m	Meter
mm	Millimeter
m ²	Quadratmeter
Mio.	Million
ml	Milliliter
µl	Mikroliter
mol	Mol
mmol	Millimol
s.	siehe
Tab.	Tabelle
vgl.	vergleiche
vs.	versus
z. B.	zum Beispiel
%	Prozent

1 Einleitung

1.1 Hintergründe

Die im Laufe der Jahre zunehmende Bevölkerungsdichte führte zu einem steigenden Bedarf an Anbauflächen, dies wiederum führte zu negativen Auswirkungen auf das globale Landschaftsbild und die natürlichen Regenerationsvorgänge der einzelnen Ökosysteme.

Die intensive Nutzung bzw. Übernutzung bereits vorhandener Ackerflächen und ihre fortschreitende Ausweitung in Gebieten natürlicher Waldvegetation führten einerseits zur Beeinträchtigung der biologischen Vielfalt und andererseits zur Verschlechterung sowohl standortbezogener als auch globaler Umweltbedingungen (WBGU, 2009). Bodendegradation, Salinität, Toxizität, Verwüstung und Überschwemmung von Landflächen sind die weltweit bekanntesten Umweltfaktoren, die die Pflanzenproduktion negativ beeinflussen. Diesen und zahlreichen anderen Kombinationen suboptimaler bzw. belastender Umweltbedingungen, wie z.B. erhöhte UV-Strahlung, globale Erwärmung, Veränderung der Verteilung und des Ausmaßes von Niederschlägen, erhöhte Intensität tropischer Stürme, ein ständig zunehmendes Spektrum der Krankheitserreger und der Schädlinge, sind sowohl die Wild- als auch die Kulturpflanzen heute ausgesetzt (Brunold et al., 1996). Diese Beanspruchungszustände, die das Wachstum und die Fortpflanzung der Pflanzen direkt oder indirekt beeinflussen, definieren in der Pflanzenwissenschaft den Begriff „Stress“ (Brunold et al., 1996).

Um den Nahrungsbedarf der ständig zunehmenden Weltbevölkerung decken zu können, soll eine Optimierung der Nahrungsmittelproduktion unter gleichzeitiger Schonung der natürlichen Ressourcen und Erhalt der biologischen Vielfalt gewährleistet werden. Ein möglicher Weg zur nachhaltigen Landwirtschaft stellt z.B. der Anbau genetisch veränderter Pflanzen auf degradierten Flächen dar. So können die infolge einer Bodenversalzung stillgelegten Flächen durch den Anbau salzresistenter Pflanzen wieder landwirtschaftlich nutzbar gemacht werden. Um diese Strategie zu ermöglichen, ist eine genauere Untersuchung pflanzenphysiologischer Vorgänge sowie ihrer Reaktionen bzw. Anpassungsmechanismen an unterschiedlichen Belastungssituationen erforderlich (WBGU 2009, Sinemus & Minol 2005).

Diese Arbeit berichtet über einen Versuch dieser Art, der die Reaktionen einer Energiepflanze, *Brassica napus* L., unter Salzstress untersucht. Des Weiteren wird die Auswirkung einer exogenen ABA-Applikation auf die Wasseraufnahme der salzgestressten Rapspflanzen untersucht.

1.2 Zielsetzung der Arbeit

Ziel dieser Arbeit war es, sowohl den Einfluss einer Langzeitapplikation von ABA auf den Wassertransport und die Exudationsrate bei *Brassica napus* unter salinen Bedingungen zu beobachten, als auch die Anpassungsmechanismen dieser Pflanzenart nachzuvollziehen, mithilfe derer sie einem partiell zugefügten abiotischen Stress ausweichen kann. Um das besser untersuchen zu können, wurden die Rapspflanzen in Form einer Hydrokultur in Split-Root-Systemen angezogen. Außerdem wurde die Entwicklung weiterer Parameter, wie SPAD-Wert der Blätter, Blattfläche, Wurzel-, Spross- und Blatttrockenmasse, in Betracht gezogen und ein Vergleich zwischen den jeweiligen Behandlungskombinationen durchgeführt.

Es wurden folgende Arbeitshypothesen aufgestellt:

- ABA verringert die Transpiration. Auf diese Weise wird die Pflanze vor Austrocknung geschützt und die Anreicherung schädlicher Salze im Pflanzeninneren verhindert.
- ABA erhöht die Exsudationsrate.
- *Brassica napus* ist eine salztolerante Pflanze, wobei die Salztoleranz mit zunehmendem Alter und längerer Akklimatisationszeit erhöht wird.
- Salzstress hat einen negativen Einfluss auf die Entwicklung der vegetativen Pflanzenorgane (Blatt, Spross und Wurzel).

1.3 Stand des Wissens

1.3.1 Begriffsdefinition und Arten von Stress

In dem 1996 erschienenen Buch „Stress bei Pflanzen“ gibt Brunold eine von Larcher (Larcher, 1987) vorgeschlagene Definition des Begriffs „Stress“ wieder. Danach wird Stress als *„ein Beanspruchungszustand eines Organismus“* definiert, *„der zunächst Destabilisierung, dann Normalisierung und Resistenzsteigerung bewirkt, bei Überschreiten der Anpassungsfähigkeit und Überforderung der Reparaturmechanismen zum Absterben der ganzen Pflanze oder Teilen davon führt“*. Einige Jahre später stellt Larcher (2001) die zahlreichen Definitionen dieses Begriffes folgendermaßen zusammengefasst dar, indem er den Belastungszustand als eine *„außergewöhnliche Abweichung vom Lebensoptimum“* bezeichnet, *„die zunächst reversible Veränderungen und Reaktionen auf allen Funktionsebenen des Organismus bewirkt, dann aber auch bleibende Folgen verursachen kann.“* (Larcher, 2001)

Der Umweltfaktor, der diesen Beanspruchungszustand des jeweiligen Organismus auslöst, wird als Stressor bezeichnet und die darauf folgende Antwort bzw. der Anpassungszustand – als Stressreaktion.

Die Umweltparameter, die das Wachstum und die Entwicklung der Pflanzen beeinträchtigen, können unterschiedlicher Natur sein. Sie sind nicht in bestimmten Gebieten konzentriert, sondern können in allen Ökosystemen und unter unterschiedlichen Standortbedingungen vorkommen. Daraus kann man schließen, dass der Stress kein Ausnahmezustand ist, sondern ein Bestandteil des Lebens jeglicher Pflanzenart (Larcher, 2001). Um das breite Spektrum der belastenden Umweltbedingungen deutlich darstellen zu können, wird in der Pflanzenwissenschaft zwischen *abiotischem* und *biotischem* Stress unterschieden. Während der abiotische Stress eine Vielfalt von klimatischen Stressfaktoren physikalischer und chemischer Natur darstellt, werden im Begriff „biotischer Stress“ sowohl die belastenden Faktoren, die innerhalb eines Pflanzenbestandes infolge der Zusammenwirkungen der Pflanze-Tier-Mikroorganismus-Welt entstehen, als auch die anthropogen verursachten Stressoren, wie z.B. Bodenverdichtung und Feuer, eingeschlossen.

1.3.2 Salzstress

Salinität wird als einer der wichtigsten abiotischen Stresse, die die Entwicklung der Pflanzen beeinträchtigen, betrachtet. Sie ist einer der Umweltfaktoren, die zu einer Limitierung der landwirtschaftlichen Produktion führen können (Pitann et al., 2009). Laut einer Statistik von FAO (2008) sind mehr als 8 Mio. ha Landfläche weltweit von Bodenversalzung betroffen, was über 6 % der gesamten Landoberfläche der Welt entspricht (FAO, 2008). Die meisten betroffenen Landflächen sind Gebiete der ariden und semiariden Klimazonen (Pitann et al., 2009). Salinität wird durch eine erhöhte Konzentration von leicht löslichen Salzen in der Bodenlösung geprägt. Man unterscheidet zwischen natürlicher und anthropogener Versalzung des Bodens (Pitann et al., 2009). Die natürliche Versalzung entsteht durch die Akkumulation von Salzen im Boden über einen längeren Zeitraum (Munns & Tester, 2008) und die anthropogene infolge der Abholzung oder intensiven Bewässerung von Flächen (Asch, 2005). Eine Erhöhung der Salzkonzentration im Boden kann die Pflanze auf zwei Wege belasten – osmotisch und ionenspezifisch. Aufgrund der osmotischen Bindung des Wassers in einem versalzten Boden wird die Wasseraufnahme der Pflanze in der Wurzelzone erschwert. Infolge der erhöhten Konzentration von aufgenommenen Na^+ und Cl^- im Protoplasma entstehen Ionenungleichgewichte gegenüber K^+ und Ca^{2+} , da die Aufnahme dieser mineralischen Nährelemente, K^+ und Ca^{2+} , bei einem hohen Salzgehalt im Außenmedium herabgesetzt wird. Als Folgen dieser Salzwirkungen können Funktionsstörungen und Schädigungen des Organismus beobachtet werden (Larcher, 2001).

1.3.3 Das Phytohormon ABA – ein Stresssignal aus den Wurzeln

Eine sehr wichtige Rolle bei den pflanzenphysiologischen Vorgängen, die durch eine Stresssituation ausgelöst werden, spielen die Pflanzenhormone. Sie wirken als Bioregulatoren, indem sie das Auftreten des Stresses in der Pflanze signalisieren und die darauf folgenden Reaktionen koordinieren. Ein gutes Beispiel für einen solchen Botenstoff ist das Phytohormon Abscisinsäure (ABA), ein monocyclisches Sesquiterpen, dessen *cis*-Isomer in den Pflanzen vorkommt (s. Abb.1).

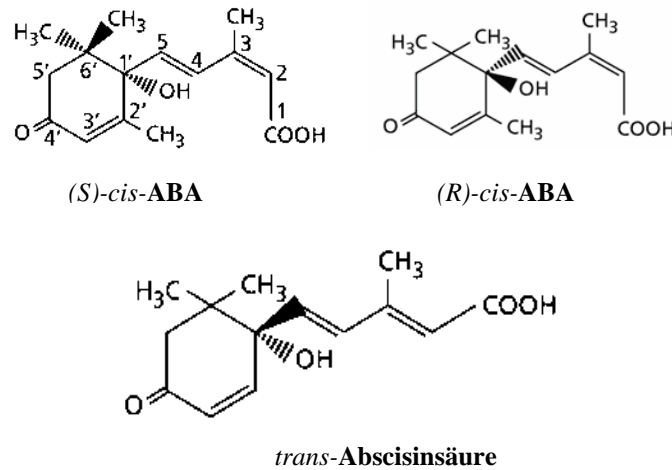


Abbildung 1: Strukturformel der Abscisinsäure (Korte, 2009)

Diese Substanz wurde 1963 gleichzeitig in Baumwolle und im Bergahorn entdeckt, aber mit zwei verschiedenen Namen - Abscisin II bzw. Dormin - bezeichnet, da sie anhand zwei unterschiedlicher pflanzenphysiologischer Vorgänge, der Abscission der Baumwollfrüchte bzw. der Dormanz der Bergahornknospen, identifiziert wurde. Später etablierte sich die Bezeichnung Abscisinsäure (Addicott et al., 1968). Nachdem die Wirkung dieses Hormons in Bezug auf den Blatt- und Fruchtfall festgestellt wurde, konzentrierten sich die späteren Arbeiten auf die Rolle dieser Substanz als ein Stresshormon bei trockengestressten Pflanzen. So wurde nachgewiesen, dass ein Wassermangel im Außenmedium eine erhöhte ABA-Synthese auslöst, die zur Schließung der Spaltöffnungen führt und somit die Transpirationsrate verringert (Cummins et al. 1971; Mittelheuser & Steveninck 1969; Mizrahi et al. 1970). 1974 untersuchten Collins & Kerrigan die Auswirkung von Kinetin und Abscisinsäure auf den Wasser- und Ionentransport von isolierten Maiswurzeln. Sie stellten fest, dass ABA sowohl die Wasserpermeabilität der Wurzelmembranen als auch die Exsudationsrate erhöht, aber der Blutungssaft eine geringere Osmolarität in ihrer Anwesenheit aufweist. In Bezug auf den Wassertransport fanden Ludwig et al. (1988) anhand eines Versuches mit Sonnenblume heraus, dass bei einer Behandlung der Wurzeln mit bis zu 5°C gekühlter ABA das Wasserpotential des Hypokotyls zunimmt und eine hohe Exsudationsrate erreicht wird. Die Rolle der Abscisinsäure als ein Wurzel-Spross-Signal wurde von Asch et al. (1995) bei vier verschiedenen Reissorten unter unterschiedlicher Luftfeuchtigkeit und unterschiedlicher extern applizierten Salzkonzentration untersucht. Sie konnten nachweisen, dass Salinität den ABA-Gehalt

im Xylem unabhängig von der Luftfeuchtigkeit erhöht, und die Hypothese bestätigen, dass in dem Fall die ABA aus den Wurzeln stammt und mithilfe der Xylemgefäße in die Blätter transportiert wird, was das Schließen der Stomata letztendlich bewirkt. Zu einer interessanten Erkenntnis kamen Fedina et al. (1994), als sie die Stresswirkung von NaCl-Lösung auf Erbsenkeimlinge untersuchten. Sie stellten fest, dass eine Vorbehandlung mit ABA (d.h. extern appliziert) den negativen Einfluss des Salzes auf die Photosyntheseprozesse verhindert und somit zu einer Art künstlicher Resistenz führt. Auf dieser Wirkung von Abscisinsäure beruht heute ein Teil der Strategien zur Erzeugung von Salztoleranz in Kulturpflanzen (Sinemus & Minol, 2005).

1.3.4 *Brassica napus* L. – eine salztolerante Energiepflanze

Um die ständig steigende Weltbevölkerung ernähren zu können und die Zunahme der Ernährungsunsicherheit zu vermeiden, ohne gleichzeitig Landflächen durch Übernutzung zu beeinträchtigen und somit zu einer Ausweitung der Wüsten und degradierten Flächen beizutragen, sollen mögliche Strategien zum Betreiben einer nachhaltigen Landwirtschaft entwickelt werden. Das zunehmende Interesse an die Gewinnung von Energie aus regenerativen Quellen, die zur Schonung fossiler Energieträger führt, ein Weg zur Importunabhängigkeit und somit ein Ausweg aus potentiellen Ölkrisen darstellt, verschärft diese Situation, indem die Nahrungsmittelproduktion und die Erzeugung von Biokraftstoffen in Konkurrenzbeziehungen – „Food vs. Fuel“ – gestellt werden. Eine strategische Option, die als eine potentielle Lösung dieses Problems betrachtet werden könnte, ist der Anbau von Energiepflanzen auf degradierten Flächen. Um dies zu ermöglichen, ist es erforderlich, die Zusammenhänge zwischen den pflanzenphysiologischen Vorgängen und den belastenden Umweltbedingungen zu klären, um somit Pflanzenarten mit entsprechender Resistenz für die jeweiligen Standortbedingungen entwickeln zu können. So kann z.B. der Anbau salztoleranter Pflanzen zu einer Reduktion der im Boden angereicherten schädlichen Salze führen (Sinemus & Minol, 2005). Ein gutes Beispiel hierfür ist Raps, nach dessen Ernte die Folgefrucht von einer sehr guten Bodenstruktur und hoher Nährstoffmenge im Boden profitiert (Grunert, 2007). Eine weitere positive Eigenschaft von Raps konnte von Ashraf & McNeilly (1990) bestätigt werden, nämlich seine mäßige Salztoleranz. Das Forscherteam konnte in Sandkulturen bei vier *Brassica*-Arten (einschließlich *Brassica napus*) einen geringen Gehalt an durch

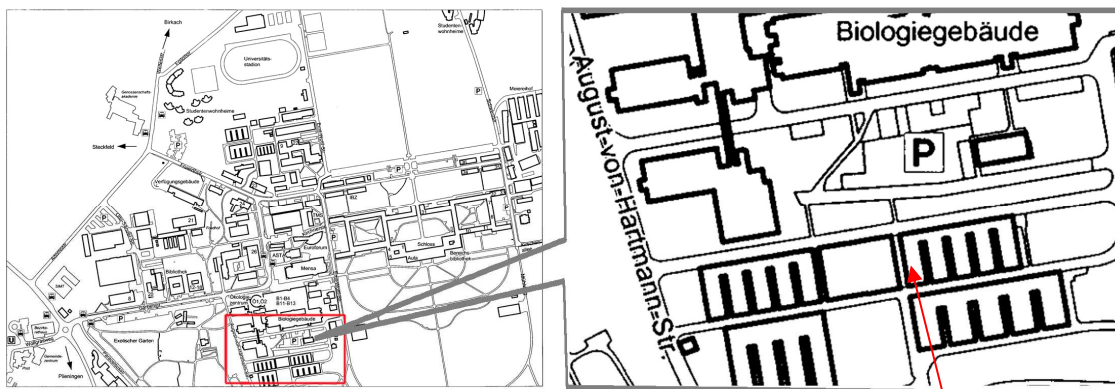
die Wurzeln aufgenommenen Na^+ - und Cl^- -Ionen infolge einer hohen K^+ -Selektivität der Wurzelmembranen nachweisen. Schleiff (2008) beschäftigte sich mit der Wasserbereitstellung von Pflanzen unter Salzstress und stellte fest, dass in Bezug auf die Salztoleranz eine Korrelation zwischen dem Volumen der Rhizosphäre und der Länge der Wurzelhaare besteht. Beim Vergleich zwischen Raps und Zwiebel trugen die längeren Wurzelhaare zu besserer Wasseraufnahme und höherer Salztoleranz von *Brassica napus* bei. In Bezug auf die Keimung unter salinen Bedingungen wird eine höhere Keimungsrate beim Raps im Vergleich zu anderen *Brassica*-Arten erreicht (Ashraf & McNeilly, 2004). Ashraf et al. (2005) konnten auch den Einfluss von Salinität auf weitere Parameter bei Weißkohl, Blumenkohl und Raps feststellen. Ihr Versuch zeigte, dass mit steigender NaCl-Konzentration die Keimungsrate, die Wurzel- und Sprosslänge und die Wurzel- und Sprossfrischmasse reduziert werden, wobei die Sprossentwicklung stärker als jene der Wurzeln aller drei Pflanzen beeinträchtigt wird. Einen negativen Einfluss zeigte die Salinität auch auf die Blattfläche und -zahl von Raps (Ashraf et al., 2005).

Die *Brassica*-Art, die in diesem Versuch verwendet worden ist, ist aus einer natürlichen Kreuzung zwischen Rübsen und Wildkohl entstanden. Infolge ihrer zunehmenden industriellen Bedeutung steigt der Anteil der mit Raps angebauten Landflächen von Jahr zu Jahr an. Neben den breiten Anwendungsmöglichkeiten dieser Kulturpflanze im Ernährungssektor und in der technischen bzw. pharmazeutischen Industrie trägt Raps als eine Energiepflanze zur schonenden Nutzung der fossilen Energieträger bei, indem er nicht nur eine Rolle beim Ersetzen herkömmlicher Kraftstoffe spielt, sondern auch einen gewissen Beitrag zur Wärme- und Stromerzeugung leistet. In Europa wird diese Kulturpflanze als Sommer- und Winterfrucht angebaut, wobei die Winterform als ertragsstabiler gilt (Cramer, 1990). Obwohl diese Kulturpflanze keine hohen Ansprüche an die benötigten Temperaturen für die Keimung und die Entwicklung hat, ist sie auf Grund ihrer schwachen Wurzelleistung auf ein reiches gleich bleibendes Angebot leicht erschließbaren Nährstoffe angewiesen. Bezüglich der Morphologie besitzt der Raps eine kräftige Pfahlwurzel mit vielen feinen kurzen sich am oberen Teil befindenden Seitenwurzeln. Er hat dunkelgrüne bis blaugrüne schwach behaart gestielte Blätter, die eine wechselständige Anordnung aufweisen; sowie einen langen kräftigen Stängel und gelb gefärbte Blütenanlage mit ölhaltigen Samen (Kutschera, 1960; Cramer, 1990; Schuster, 1992).

2 Material und Methoden

2.1 Standort und Klimabedingungen

Der Versuch wurde in einem der Gewächshäuser der Universität Hohenheim (s. Abb.2) im Zeitraum von Anfang Februar bis Ende März durchgeführt. Die zu diesem Zeitpunkt dort herrschenden Temperaturen und relative Luftfeuchtigkeiten betragen im Mittel 22,7°C bzw. 44,7% im Februar und 26,3°C bzw. 33,8% im März. Sie wurden mithilfe eines im Gewächshaus installierten Datenloggers Tinytag (Type TGP – 4500, Gemini data loggers, Chichester, UK) im 15-Minuten-Intervall ermittelt, aus den gesammelten Daten wurden Mittelwerte gebildet. Die Rapspflanzen befanden sich auf einem 110cm x 680cm großen Arbeitstisch im hinteren Bereich des Gewächshauses. Zur Beleuchtung wurde nicht nur das natürliche Tageslicht verwendet, sondern auch zusätzlich über dem Arbeitstisch montierte Natriumdampflampen (SON-T-AGRO 400, Philips). Die Beleuchtungsdauer wurde anhand eines sich im Eingangsbereich des Gewächshauses befindenden Steuerungsgeräts eingestellt, so dass die Pflanzen täglich von 7 Uhr morgens bis 18 Uhr abends beleuchtet wurden. Das bei diesem Versuch verwendete Saatgut wurde in einem von der Firma WECO GmbH bereitgestellten Sand ausgesät, der einen pH-Wert von 6,43 und eine elektrische Leitfähigkeit von 0,41 dS m⁻¹ aufwies und somit ein neutrales Wachstumsmilieu darstellte.



Versuchsstandort:
Gewächshaus, Universität
Hohenheim, Stuttgart

Abbildung 2: Lageplan des Gewächshauses: links - Gesamtskizze des Universitätsgeländes; rechts - Ausschnitt, mit dem Gewächshaus

2.2 Versuchsdesign

Das verwendete Saatgut wurde am 04. Februar 2011 im Sand ausgesät. Beim Erreichen des 3-Blatt-Stadiums (d.h. vier Wochen später) und einer entsprechend ausreichenden Wurzellänge wurden die Rapspflanzen in Split-Root-Systeme umgesetzt. Das faktorielle Design stellte eine Blockanlage mit insgesamt 48 Versuchsobjekten dar, die in vier Wiederholungen aufgeteilt waren (s. Abb.3). Jede Wiederholung enthielt Pflanzen sowohl des ersten als auch des zweiten Erntetermins, die am Anfang des Versuchs mithilfe einer zufälligen Anordnung aufgestellt wurden und ihre Plätze während des Ablaufs weiterhin behielten. In den jeweiligen Wiederholungen befand sich noch eine zusätzliche Pflanze, die als Kontrolle galt.

Z
←

<i>6</i> 1	4 <i>1</i>	<i>6</i> 2	5 <i>1</i>
4 <i>5</i>	<i>2</i> 3	<i>5</i> 4	<i>2</i> 4
<i>4</i> 2	1 <i>3</i>	6 <i>4</i>	<i>3</i> 6
<i>Kontrolle</i>	Kontrolle	Kontrolle	<i>Kontrolle</i>
<i>3</i> 6	<i>4</i> 5	<i>3</i> 5	<i>4</i> 1
<i>2</i> 3	6 <i>5</i>	1 <i>2</i>	3 <i>5</i>
5 <i>1</i>	<i>2</i> 6	<i>1</i> 3	<i>6</i> 2
Wiederholung 1	Wiederholung 2	Wiederholung 3	Wiederholung 4

Abbildung 3: Versuchsdesign („*kursiv*“= Erntetermin 1, „**fett**“gedruckt = Erntetermin 2; Zahlen 1 bis 6 = Behandlung (s. Tab. 1))

Sechs unterschiedlichen Behandlungsvarianten wurden untersucht, die mögliche Kombinationen aus reiner Nährlösung, NaCl- und ABA-Lösung darstellen. Die hier verwendeten Versuchsvarianten sind in Tabelle 1 zu finden.

Tabelle 1: Versuchsvarianten: 0 = Nährlösung, 50 = 50 mmol NaCl pro 1 l Nährlösung, ABA = 10^{-6} mol Abscisinsäure pro 1 l Nährlösung

Behandlung	Split-Root-System	
	<i>linkes Rohr</i>	<i>rechtes Rohr</i>
1	0	0
2	0	ABA
3	0	50
4	0	50 + ABA
5	50	50
6	50	50 + ABA

Nach einer Akklimatisationszeit von einer Woche wurden zwei der insgesamt vier Kontrollpflanzen geerntet, die Behandlung mit 24 Pflanzen gestartet und sechs Tage lang durchgeführt. Am sechsten Tag wurden die schon behandelten Pflanzen geerntet. Am siebten Tag wurden die restlichen zwei Kontrollpflanzen geerntet und die Behandlung der übrigen 24 Pflanzen gestartet. Diese wurden genau so sechs Tage lang behandelt und geerntet. Gemessen wurden der tägliche Nährlösungsverbrauch, der SPAD-Wert der Blätter, die Blattfläche, Blatt-, Spross- und Wurzeltrockenmasse, die Exsudationsrate und schließlich die elektrische Leitfähigkeit sowie die Ionenkonzentration des Wurzelexsudates von jeder der behandelten Pflanzen. Bei den vier Kontrollpflanzen wurden nur die Parameter SPAD-Wert, Blattfläche und Wurzel-, Spross- bzw. Blatttrockenmasse in Betracht gezogen.

2.3 Pflanzenmaterial

Als Versuchsobjekt wurde ein Vertreter der Familie der Kreuzblütler (*Cruciferae*) verwendet, nämlich Raps *Brassica napus* L. ssp. *napus*.

Die in diesem Versuch verwendete Rapsorte *Dimension* ist eine Winterform und stammt vom Saatgutinventar der Versuchsstation Heidfeldhof der Universität Hohenheim. Diese Hybridsorte weist eine hohe Trockenstresstoleranz auf und leistet neben den hohen Kornerträgen auch einen sehr hohen Ölgehalt (RAPOOL, 2011).

Um die Keimfähigkeit des Saatguts zu überprüfen, wurde vor dem Beginn des Versuches ein Keimtest mit den zur Verfügung gestellten Rapssamen durchgeführt. Später wurden die einzelnen Samen in sandgefüllten Multitopfplatten ca. 1 cm tief ausgesät (Kalenderwoche 5) und bis zur Keimung feucht gehalten (s. Anhang Bild 1). Ab dem Keimstadium (Kalenderwoche 6) wurden die Rapspflanzen eine Woche lang mit einer bis auf 25 % verdünnten Nährlösung gegossen, um einen infolge eines Nährstoffüberschusses zusätzlich induzierten Stress zu vermeiden. Nach der Ausbildung des ersten Laubblattes wurden sie in einzelne Blumentöpfe umgetopft (Kalenderwoche 7). Dabei wurde auf die Homogenität der Jungpflanzen geachtet, indem die kranken und nicht vollständig entwickelten Individuen ausselektiert wurden. Die weiterhin verwendeten Rapspflanzen wurden bis zum Erreichen des 3-Blatt-Stadiums und einer Mindestwurzellänge von ca. 10 cm mit reiner unverdünnter Nährlösung (d.h. 100 %ige

Konzentration) gegossen und später in die einzelnen Split-Root-Systeme umgesetzt (Kalenderwoche 10).

2.4 Nährlösung

Das Versuchsobjekt wuchs als Hydrokultur in einzelnen mit einer für den Versuch hergestellten Nährlösung gefüllten Split-Root-Systemen. Dies stellt sicher, dass alle Pflanzen unter gleichen Klimabedingungen wuchsen, alle Nährelemente in pflanzenverfügbarer Form vorlagen und somit der Stress infolge eines Nährstoffmangels vermieden wurde. Die verwendete Nährlösung setzte sich aus den folgenden Stammlösungen wie in Tabelle 2 dargestellt zusammen.

Tabelle 2: Zusammensetzung der für die Herstellung der Nährlösung verwendeten Stammlösungen

Lösung	Salzform	MG [g]	Konzentration [mol/l]	ml Stammlösung/ 10 l H ₂ O
A ₁	Ca(Na ₃) ₂	236,15	1	40
A ₂	NH ₄ NO ₃	80,04	2	5
B	MgSO ₄	246,48	0,5	10
C	K ₂ SO ₄	174,27	0,5	20
D	KH ₂ PO ₄	136,09	0,1	10
E	KCl	74,56	0,1	10
F	FeNaEDTA	367,5	0,1	2,5
G	MnSO ₄	169,02	0,5 · 10 ⁻³	10
	ZnSO ₄	287,54	0,5 · 10 ⁻³	
	CuSO ₄	249,68	0,2 · 10 ⁻³	
	H ₃ BO ₄	61,83	0,01	
	Mo	1235,86	0,0014 · 10 ⁻³	

Die Lösungen wurden durch Lösen der entsprechend abgewogenen Salzmenge in einem Liter deionisierten Wasser im Labor hergestellt. Die entsprechende Konzentration der jeweiligen Stammlösungen wurde dann mit deionisiertem Wasser in einem 5 l großen Messbecher im Gewächshaus zusammengemischt. Diese Mischung wurde in einen 10 l großen blauen Kanister umgefüllt und mit weiteren 5 l deionisierten Wasser verdünnt. Um eine Ausfällung der Salze auf dem Boden des Kanisters zu vermeiden und eine gleichmäßige Verteilung in der Lösung zu gewährleisten, wurde dieses Gemisch vor jeder Anwendung gut durchgeschüttelt.

2.5 Salzlösung

Um einen osmotischen Stress zu induzieren, wurde in diesem Versuch NaCl-Lösung verwendet, die eine molare Konzentration von 50 mmol l^{-1} Nährlösung hatte. Um die genaue Salzkonzentration bestimmen zu können, wurde in einem Vorversuch die Auswirkung zweier unterschiedlichen Konzentrationen (50 mmol bzw. 100 mmol) auf die Entwicklung vegetativer Organe von Rapspflanzen untersucht. Dabei wurde beobachtet, dass eine Salzkonzentration von 100 mmol l^{-1} Nährlösung die Blatt-, Wurzel- bzw. Sprossentwicklung beeinträchtigt und die Transpiration stark minimiert. Bezüglich der Bildung von Blutungssaft (Exsudation) wurde festgestellt, dass eine gleichzeitige Behandlung der rechten und linken Wurzelhälfte mit $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ Nährlösung zu einer kompletten Abstellung dieses physiologischen Prozesses bei dem Großteil der Versuchsobjekte führt. Die mit $50 \text{ mmol NaCl-Lösung}$ behandelten Rapspflanzen wiesen auch negative Veränderungen dieser Parameter (Wurzel-, Spross-, Blatttrockenmasse und Transpirationsrate) auf, die aber die Weiterentwicklung der Versuchspflanzen durch eine Anpassung an die Stressbedingungen erlaubten.

Zum Ansetzen der NaCl-Lösung wurde zuerst eine $2,5 \text{ mol}$ Stammlösung hergestellt. Hierfür wurden $146,1 \text{ g NaCl}$ in einem Liter deionisierten Wasser gelöst. Vor jeder Anwendung wurde dieses Gemisch gut durchgeschüttelt. Um eine $50 \text{ mmol NaCl-Konzentration}$ zu erhalten, wurden 20 ml Stammlösung in einem Messzylinder abgemessen und zu einem Liter Nährlösung gegeben.

2.6 Abscisinsäure

Die in diesem Versuch verwendete ABA-Lösung hatte eine molare Konzentration von $10^{-6} \text{ mol ABA l}^{-1}$ Nährlösung. In einem Versuch mit Sonnenblume untersuchten Ludwig et al. (1988) die Auswirkung unterschiedlicher ABA-Konzentrationen ($10^{-10} - 10^{-4} \text{ mol l}^{-1}$) auf die Bildung von Blutungssäften und fanden heraus, dass bei einer ABA-Konzentration von $10^{-6} \text{ mol l}^{-1}$ die maximale Exsudatmenge erhalten wurde.

Zum Ansetzen der ABA-Lösung wurde zuerst eine Stammlösung hergestellt, die eine molare Konzentration von $10^{-4} \text{ mol l}^{-1}$ aufwies. Hierfür wurden $0,0132 \text{ g ABA}$ in 500 ml deionisiertem Wasser gelöst. Auf Grund der hohen Lichtempfindlichkeit und der schlechten Löslichkeit von ABA wurde die ABA über Nacht im Wasser stehen

gelassen, um besser gelöst zu werden. Die fertige Mischung wurde während der gesamten Versuchsdauer im Gefrierschrank bei einer Temperatur von -20 °C gelagert. Um die gewünschte Konzentration von $10^{-6}\text{ mol l}^{-1}$ zu erhalten, wurden 100 ml Stammlösung in einem Liter Nährlösung verdünnt.

2.7 Split-Root-System

Das Split-Root-System bestand aus zwei seitlich aneinander mit Tangit[®]-Kleber geklebten PVC-Rohren (40 mm x 200 mm), die auf einer PVC-Platte (50 mm x 100 mm) befestigt wurden (s. Anhang Bild 2). Als Baumaterial wurde PVC (Polyvinylchlorid) verwendet, weil dieser Kunststoff im Vergleich zu dem PE (Polyethylen) mit Tangit wasserdicht verklebt werden kann. Ein drittes kurzes Rohr (40 mm x 50 mm), in dem sich ein Ceaprenstopfen (40 mm x 35 mm) mit einem Schlitz bis zur Mitte befand, diente als Halterung der jeweiligen Pflanze. Ihr Spross wurde im Mittelpunkt des Ceaprenstopfens eingeklemmt. Das dritte Rohr wurde mithilfe von vier Kerben (20 mm lang) mittig auf die beiden Rohre gesetzt (Rönneper, 2010).

2.8 Belüftungssystem

Um das Wurzelsystem jeder Rapspflanze im Split-Root-System ausreichend mit Sauerstoff zu versorgen und gleichzeitig die sich darin befindende Nährlösung gut durchzumischen, wurde vor dem Beginn des Versuches ein Belüftungssystem aufgebaut. Eine schematische Darstellung dieses Belüftungssystems zeigt Abbildung 4.

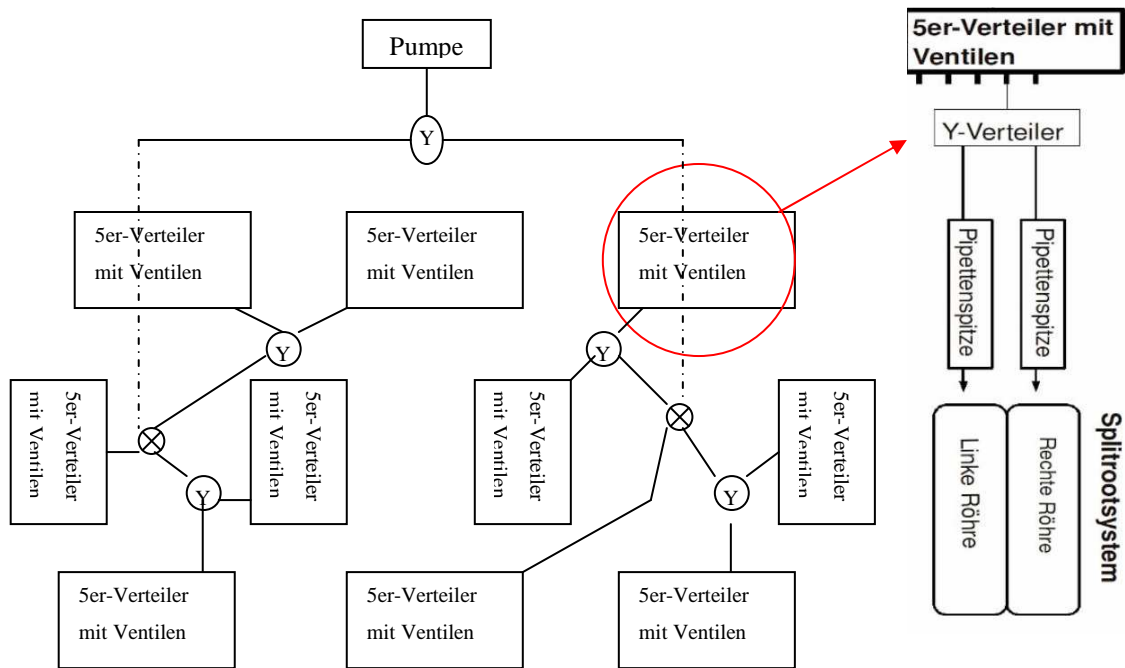


Abbildung 4: Design des Belüftungssystems: *links* - gesamt (umkreistes "X" = X-Verteiler, umkreistes "Y" = Y-Verteiler); *rechts* - Detailskizze eines 5er-Verteilers (nach Rönneper, 2010)

Eine Luftpumpe (Type: N022AN.18; $P_{\max} = 4,0$ bar; KNF Neuberger, Freiburg) pumpte die Luft zuerst durch einen Y-Verteiler in die beiden Seiten des Belüftungssystems. Auf jeder Seite des Systems wurde die in die Schläuche strömende Luft mithilfe eines X-Verteilers und später eines Y-Verteilers zu den jeweiligen 5er-Verteilern mit Ventilen geführt. Jeder Ventilausgang wurde durch einen Schlauch mit einem weiteren Y-Verteiler verbunden, dessen zwei Ausgänge durch die jeweiligen Schläuche die Luft in die beiden Röhren des einzelnen Split-Root-Systems hineinführten. Jeder Schlauch mündete in einer aufgesteckten Pipettenspitze, die bis auf den Boden des jeweiligen Rohres ragte. Auf diese Weise wurde das Herausspritzen der Nährlösung aus den Split-Root-Röhren verhindert und eine gleichmäßige Sauerstoffzufuhr bis in die Tiefe gewährleistet. Die 5er-Verteiler hingen während des Versuchsablaufs an Bambusstangen über den jeweiligen Split-Root-Systemen. Auf diese Weise wurde ein zufälliges Abknicken der Schläuche und somit eine Einschränkung der Luftzufuhr verhindert. Um eine Überversorgung mit Sauerstoff zu vermeiden, wurde die Pumpe an eine Zeitschaltuhr angeschlossen und so eingestellt, dass die Wurzelsysteme alle zwei Stunden für eine Viertelstunde belüftet wurden. Das gewährleistete ein regelmäßiges Durchmischen der Nährlösung und minimierte gleichzeitig die Gefahr, dass es zu einer Ausfällung von Nährelementen kam.

2.9 Umsetzen des Pflanzenmaterials und Befüllen der Split-Root-Systeme

Nach Erreichen des 3-Blatt-Stadiums wurden die Rapspflanzen in die schon beschrifteten Split-Root-Systeme (s. Anhang Bild 2) umgesetzt. Dabei wurde zuerst der Sand aus dem Wurzelsystem gewaschen. Dann wurde das Wurzelsystem geteilt (s. Anhang Bild 3), indem die Hauptwurzel unterhalb der Wurzelverzweigungen mithilfe einer Schere entfernt wurde. Um eine gleichmäßige Wurzelteilung zu ermöglichen und Verletzungen der Wurzeln zu vermeiden, wurde dieser Schritt unter Wasser durchgeführt. Dabei wurde auch darauf geachtet, dass kranke bzw. nicht voll entwickelte Pflanzen oder solche mit beschädigtem Wurzelsystem ausselektiert wurden. Nach der Teilung der Wurzeln wurde der Spross in den Schlitz des Ceaprenstopfens gesetzt, so dass sich der Ceaprenstopfen oberhalb der Wurzeln befand, und im PE-Rohr befestigt. Die schon geteilten Wurzeln wurden auf die beiden Röhren des Split-Root-Systems verteilt und die Röhren mit Nährlösung gefüllt.

Zum Befüllen des Split-Root-Systems wurde das Gefäß mit der Pflanze auf die Waage gestellt und tariert (s. Anhang Bild 4). Nachdem die erste Röhre entsprechend der Beschriftung mit 170 g von der entsprechenden Nährlösung gefüllt worden ist (s. Anhang Bild 5), wurde die Waage erneut tariert und der Vorgang für die zweite Röhre wiederholt. Dies geschah mithilfe einer 100 ml großen Plastikspritze der Braun Melsungen AG. Die Füllmenge von 170 g wurde deshalb ausgewählt, weil sich die Wurzeln in dem Fall komplett in der Nährlösung befanden und somit ein zusätzlicher Stress infolge einer Austrocknung oder eines Nährstoffmangels verhindert wurde, und das Herausspritzen der Nährlösung beim Einschalten des Belüftungssystems vermieden wird, was zu zusätzlichen ungewünschten Verlusten und darauf folgenden Messfehlern führen könnte.

2.10 Messung des Nährlösungsverbrauchs

Die Messung des Nährlösungsverbrauchs erfolgte alle zwei Tage. An den Tagen dazwischen wurde eine entsprechende Menge nachgefüllt, die bei den Versuchsobjekten, die zum ersten Termin geerntet wurden, 30 g pro Röhre und Pflanze betrug und bei den Restlichen – 60 g. Diese Nachfüllmenge wurde mithilfe des durchgeführten Vorversuchs bestimmt und an das Pflanzenalter angepasst.

Über den Versuchszeitraum von sechs Tagen wurde der Nährlösungsverbrauch dreimal gemessen. Die Messungen erfolgten immer morgens zwischen 8 und 10 Uhr, da die Transpiration um diese Uhrzeit noch eingeschränkt ist und die Unterschiede zwischen den Versuchsobjekten in Abhängigkeit des Zeitpunktes der Messung gering sind. Um den Verbrauch der Nährlösung genau messen zu können, wurden die Split-Root-Systeme aus der Versuchsanlage einzeln genommen und die Pflanzen entfernt, wobei sie weiterhin in den sich im PE-Rohr befindenden Ceaprenstopfen eingeklemmt blieben. Der Nährlösungsverbrauch wurde nur jeweils von einem System gemessen und die restlichen Split-Root-Systeme mit den Rapspflanzen blieben während dieses Vorgangs in der Versuchsanlage. Die aus dem Split-Root-System genommene Pflanze wurde auf Papier gelegt, wobei darauf geachtet wurde, dass die Wurzeln weiterhin geteilt blieben. Im nächsten Schritt wurde ein Becherglas auf die Waage gestellt, sie auf Null gestellt und die erste Röhre in das Becherglas entleert. Damit Messfehler verhindert werden können, wurde die mit Nährlösung gefüllte zweite Röhre mithilfe einer Folie (in diesem Fall ein Stück Frischhaltefolie) verschlossen. Die Menge der in der jeweiligen Röhre übrig gebliebenen Nährlösung wurde gemessen. Um den Nährlösungsverbrauch zu errechnen, wurde der von der Waage abgelesene Wert von 170 g subtrahiert und mit der entsprechenden Nachfüllmenge addiert. Dieser Vorgang wurde dann für die zweite Röhre wiederholt. Anschließend wurde die Pflanze in das Split-Root-System wieder eingesetzt und die jeweiligen Röhren wurden entsprechend der Beschriftung mit Nährlösung befüllt. Hier wurde darauf geachtet, dass jede Wurzelhälfte in die gleiche Röhre wie im Ausgangszustand eingesetzt wurde. Am Ende wurde das System in die Versuchsanlage zurückgestellt und an das Belüftungssystem angeschlossen.

2.11 Messung des Chlorophyllindex

Als Indikator für den Gesundheitszustand der Rapspflanzen wurde der Chlorophyllindex der einzelnen Laubblätter jedes Versuchsobjektes ermittelt. Dabei wurden drei bis fünf Proben (abhängig von der Blattgröße) von unterschiedlichen Bereichen des jeweiligen Blattes entnommen und anschließend ein Mittelwert gebildet. Die Messung des Chlorophyllindex wurde mithilfe eines Chlorophyll-Meters (Type SPAD – 502) der Firma Konica Minolta Sensing, Inc., Osaka, Japan durchgeführt. Sie erfolgte morgens um 5 Uhr (bei den zum ersten Termin geernteten Rapspflanzen) bzw. um 8 Uhr (bei den zum zweiten Termin geernteten Pflanzen) vor dem Kappen. Dabei

wurde der Chlorophyllindex aller Laubblätter ermittelt. Die Keimblätter wurden nicht gemessen, da diese an den Photosynthesevorgängen nicht beteiligt sind.

2.12 Messung der Exsudationsrate

Die Messungen der Exsudationsrate erfolgten morgens um 6 Uhr (bei den zum ersten Termin geernteten Rapspflanzen) bzw. 9 Uhr (bei den zum zweiten Termin geernteten Pflanzen). Vor dem Kappen der Pflanzen wurde der Nährlösungsverbrauch zum letzten Mal gemessen und die Nährlösung gewechselt. Das Kappen erfolgte direkt unter dem ältesten Laubblatt (ca. 5 mm über dem Ceaprenstopfen), da sich die ältesten Blätter ganz unten am Stängel befanden und der blattfreie Bereich des Stängels sehr kurz war (s. Anhang Bild 6). Die dabei abgetrennten Sprosse wurden beschriftet und ins Wasser gestellt, damit sie bis zur Messung der Blattfläche nicht zu welken beginnen. Über den Strunk des Stängels wurde ein Schlauch von 2 cm Länge eng angesteckt, damit kein Blutungssaft seitlich auslaufen konnte. Das gebildete Wurzelexsudat wurde über die nächsten 2 Stunden in kleinen schon beschrifteten Eppendorfgläsern mithilfe einer Mikropipette gesammelt. Die Eppendorfgläser wurden vor der Durchführung des Versuchs leer gewogen. Um die Exsudationsrate zu bestimmen, wurde das Gewicht der leeren Eppendorfgläser vom Gesamtgewicht (d.h. das Gewicht der mit Blutungssaft vollen Eppendorfgläser) subtrahiert, die dabei errechnete Exsudatmenge durch den Messungszeitraum von zwei Stunden dividiert und in Mikroliter umgerechnet.

2.13 Bestimmung der Blattfläche, des Blattflächenindex (LAI) und der spezifischen Blattfläche (SLA)

Von den schon beschrifteten Sprossen der Versuchsobjekte wurden die Blätter mithilfe einer Rasierklinge abgetrennt. Auf Grund der Blattmorphologie der Rapspflanzen konnte der Blattstiel nicht komplett entfernt werden und deshalb wurden die Laubblätter mit einem minimalen Stielanteil gemessen. Die Blattfläche der einzelnen Laubblätter wurde mithilfe eines Blattflächenmessgeräts (AK Area Meter MK2, Burwell, Cambridge, England) bestimmt, wobei jedes Blatt separat gemessen wurde.

Um die Gesamtblattfläche pro Pflanze berechnen zu können, wurden die Blattflächen der einzelnen Blätter aufsummiert. Daraus wurde später der LAI berechnet, indem die Gesamtblattfläche [cm²] durch die von der jeweiligen Pflanze belegte Bodenoberfläche

[cm²] dividiert wurde. In einem späteren Schritt wurde auch die spezifische Blattfläche ermittelt. Um das zu ermöglichen, wurden die Blätter erst getrocknet und dann gewogen. Die spezifische Blattfläche ergab sich aus der gemessenen Gesamtblattfläche der jeweiligen Pflanze geteilt durch ihre Blatttrockenmasse und wurde in cm² / g angegeben.

2.14 Bestimmung der Trockenmasse

Nach der Messung der Blattfläche wurden die sich noch in den Split-Root-Systemen befindenden Pflanzenteile (Wurzel und Strunk) genommen und mit einer Schere voneinander getrennt. Dann wurden die einzelnen Pflanzenorgane (Blätter, Spross und Wurzeln) in schon beschrifteten Papiertüten separat verpackt, wobei die Wurzeln aus den linken und rechten Röhren gesondert verpackt wurden. Die verpackten Pflanzenteile wurden im Trockenschrank bei 65°C vier Tage lang getrocknet. Um mögliche Ungenauigkeiten bei der Bestimmung der Trockenmasse zu vermeiden, wurden die schon trockenen Proben im Exsikkator eine Stunde lang vor dem Wiegen aufbewahrt. Auf diese Weise konnten sich die Proben bis auf Raumtemperatur abkühlen, ohne gleichzeitig ihre momentane Masse infolge einer Aufnahme von Feuchtigkeit aus der umgebenden Luft zu verändern. Um diese Veränderungen der schon erreichten Trockenmasse zu vermeiden, wurde immer nur eine Probe aus dem Exsikkator genommen und abgewogen. Um den Einfluss des Stressors auf die Pflanzenentwicklung festzustellen, wurde sowohl die Trockenmasse der einzelnen Pflanzenorgane (Wurzeln, Spross und Blätter) als auch die Wurzel trockenmasse pro Röhre erfasst. Auf diese Weise konnten Reaktionen nachgewiesen werden, die diese Kulturpflanze als Ausweich- bzw. Anpassungsmechanismen in einem Belastungszustand nutzt.

2.15 Messung der elektrischen Leitfähigkeit des Wurzelexsudates

Um den Salzgehalt des Wurzelexsudats in Abhängigkeit von der Behandlungsvariante bestimmen zu können, wurde der EC-Wert des Blutungssaftes der jeweiligen Versuchsobjekte gemessen. Dies erfolgte mithilfe eines EC-Meters (Cole – Parmer Instrument Co, North Oak Park Avenue, Chicago, Illinois). Da die meisten Proben ein sehr kleines Volumen hatten und schwer zu messen waren, wurden sie mit deionisiertem Wasser im Verhältnis 1:1 verdünnt. Bei Proben mit einem Volumen von

<10 µl nach der Verdünnung konnte die elektrische Leitfähigkeit nicht gemessen werden. Um dann die tatsächliche Konzentration der von der Salzlösung durch die Pflanze aufgenommenen Salze bestimmen zu können, wurde zur Kalibrierung der EC-Wert verschiedener in deionisiertem Wasser verdünnten Salzkonzentrationen von der NaCl-Stammlösung gemessen und eine Regressionsanalyse durchgeführt. Die dabei verwendeten Salzkonzentrationen waren 12,5, 25, 50, 100, 150, 200 und 250 mmol NaCl l⁻¹ Wasser. Die Regressionsgrade, die sich aus diesen sieben Punkten ergab und zur Schätzung der tatsächlichen EC-Werte verwendet wurde, ist in Abb. 5 dargestellt.

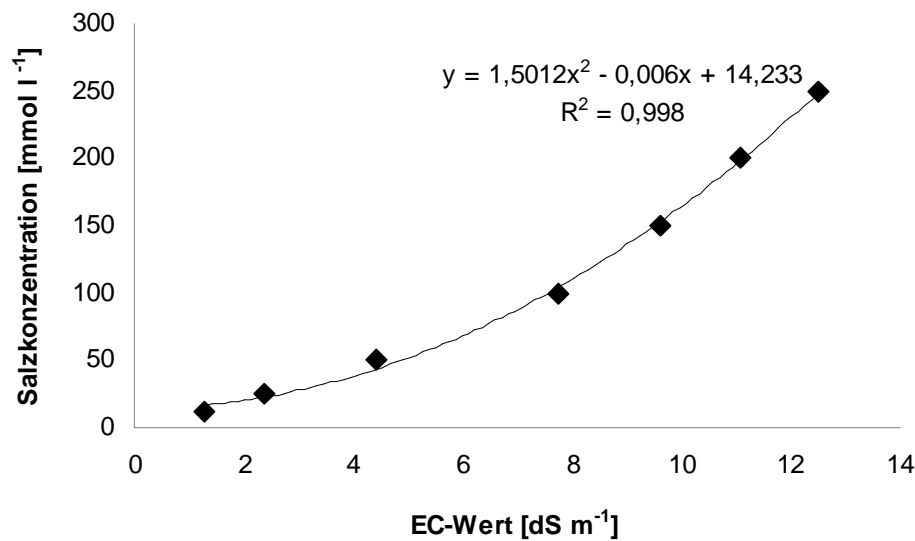


Abbildung 5: Kalibrierkurve zur Schätzung der tatsächlichen Salzkonzentration im Wurzelexsudat der unterschiedlich behandelten Versuchspflanzen als Funktion des gemessenen EC-Wertes

2.16 Bestimmung der Ionenkonzentration im Wurzelexsudat

Um die tatsächliche Ionenkonzentration bzw. der Anteil an Na⁺- bzw. Cl⁻-Ionen im Exsudat bestimmen zu können, wurde zuerst der prozentuelle Anteil jeweils an Natrium bzw. Chlor in der Verbindung NaCl berechnet. Hierfür wurde die jeweilige Atommasse der entsprechenden Elemente durch die molare Masse der Gesamtverbindung geteilt. In folgendem Schritt wurde die Konzentration von Natrium bzw. Chlor in einem Liter Exsudat errechnet, die später mit der Avogadrozahl multipliziert wurde und somit die Anzahl der Kationen bzw. Anionen in einem Liter Wurzelexsudat ermittelt. Anschließend wurde diese Anzahl mit dem entsprechenden Volumen jeder Exsudatprobe multipliziert und der tatsächliche Gehalt an Na⁺- bzw. Cl⁻-Ionen in den Proben errechnet.

2.17 Datenauswertung

Die Auswertung der Ergebnisse erfolgte mit dem Statistikpaket SAS 9 (Statistical Analysis Systems, SAS Institute Inc., Cary, USA). Es wurde ein multipler Mittelwertvergleich durchgeführt, wobei die Daten so sortiert wurden, dass sinnvolle Vergleiche zwischen vergleichbaren Parametern durchgeführt werden konnten. Die verwendeten Versuchsvarianten wurden immer gruppenweise untereinander verglichen. Die gebildeten Gruppen waren wie folgt: Gruppe 1 – Behandlungen 1 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: reine Nährlösung), 2 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + ABA), 3 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 4 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA); Gruppe 2 – Behandlungen 3 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl), 5 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 6 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA); Gruppe 3 – Behandlungen 4 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) und 6 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA). Bei den Kontrollpflanzen, die jeweils vor Beginn jeder Behandlung geerntet wurden, wurde keine statistische Auswertung auf Grund unzureichender Daten durchgeführt. Die Werte, die für die Erstellung der benötigten Graphiken verwendet wurden, sind manuell gebildete Mittelwerte der gesammelten Messdaten. Die im darauf folgenden Kapitel zu findenden Graphiken wurden mit Excel erstellt. Eine Übersicht über die für die Graphikerstellung verwendeten Daten ist im Anhang zu finden.

3 Ergebnisse

3.1 Transpiration

3.1.1 Zeitabhängige Veränderung der Transpirationsrate

Mithilfe der im Laufe des Versuches durchgeführten Messungen zum Nährlösungsverbrauch konnten die Veränderungen der Transpirationsrate in Abhängigkeit von der Zeit beobachtet werden (Abb. 6).

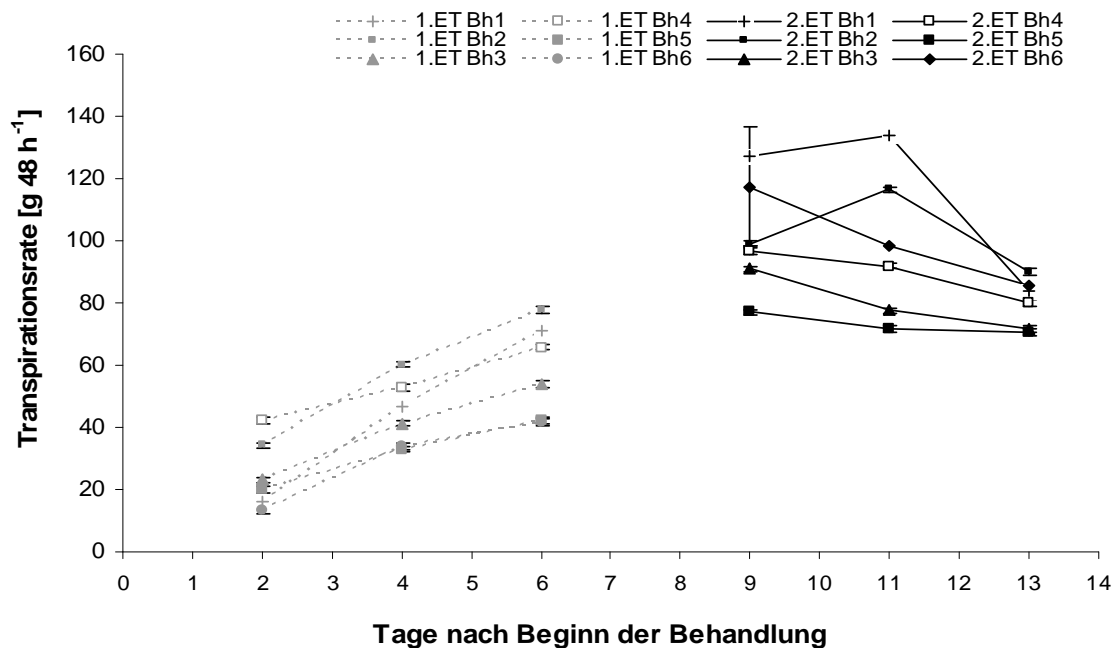


Abbildung 6: Zeitabhängige Veränderung der Transpirationsrate (ET = Erntetermin; Bh1-6 = Behandlungsvariante, 1: (0)-(0), 2: (0)-(ABA), 3: (0)-(50), 4: (0)-(50+ABA), 5: (50)-(50), 6: (50)-(50+ABA); Fehlerbalken = Standardfehler)

Diese graphische Darstellung der gesammelten Messwerte zeigt nicht nur die Unterschiede bzw. Gemeinsamkeiten zwischen den altersabhängigen Veränderungen der Transpirationsrate als Reaktion auf den exogenen Stress, sondern auch die Auswirkung der unterschiedlichen Stresskombinationen auf diesen Parameter. Hier ist zu erkennen, dass die jüngeren Rapspflanzen (1. Termin) im Mittel eine deutlich niedrigere Transpirationsrate aufwiesen, wobei diese unter andauernder Einwirkung (sechs Tage lang) des Stressors im Vergleich zu jener der älteren Pflanzen anstieg. Die geringste Transpirationsrate wurde am Messtermin 1 (18. März 2011, 1. Erntetermin) bei der Behandlungsvariante 6 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) gemessen und die höchste – am

Messtermin 2 (27. März 2011, 2. Erntetermin) bei der Behandlungsvariante 1 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: reine Nährlösung). Diese betragen jeweils 13,3 bzw. 133,7 g. Bezüglich des ersten Erntetermins wies Behandlungsvariante 6 im Mittel die geringste Transpirationsrate während der Messperiode auf, diese lag bei 29,6 g. Im Vergleich dazu hatte Versuchsvariante 2 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + ABA) eine mittlere Transpirationsrate von 57,4 g und somit die höchste während der Messperiode. Im Gegensatz dazu wies Behandlung 5 des zweiten Erntetermins (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) die niedrigste bzw. Behandlung 1 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: reine Nährlösung) – die höchste Transpirationsrate auf. Diese lagen bei 73,1 bzw. 114,8 g.

Die festgestellten signifikanten Unterschiede innerhalb der festen Effekte, auf deren Basis die statistische Auswertung der Messdaten durchgeführt worden ist, sind in Tabelle 3 dargestellt.

Tabelle 3: Ergebnisse des Signifikanztests bezüglich der untersuchten Parameter (mess = Messtermin; term = Erntetermin; beh = Behandlung; wurz = Wurzelhälfte)ⁱ

Effekt	Pr > F		
	Beh 1,2,3,4	Beh 3,5,6	Beh 4,6
mess	**	n.s.	n.s.
term	***	***	***
mess*term	***	***	***
beh	***	**	n.s.
mess*beh	n.s.	n.s.	n.s.
term*beh	***	***	***
mess*term*beh	*	n.s.	n.s.
wurz	n.s.	n.s.	n.s.
mess*wurz	n.s.	n.s.	n.s.
term*wurz	n.s.	n.s.	n.s.
mess*term*wurz	n.s.	n.s.	n.s.
beh*wurz	**	n.s.	n.s.
mess*beh*wurz	n.s.	n.s.	n.s.
term*beh*wurz	n.s.	n.s.	n.s.
mess*term*beh*wurz	n.s.	n.s.	n.s.

ⁱ) *** = höchstsignifikant ($p < 0,001$)

** = hochsignifikant ($0,001 \leq p < 0,01$)

* = signifikant ($0,01 \leq p < 0,05$)

n.s. = nicht signifikant ($p \geq 0,05$)

Für die Auswertung mit SAS wurden die Versuchsvarianten in drei Gruppen aufgeteilt, die die jeweiligen Varianten enthielten, welche auf Grund gemeinsamer Merkmale untereinander verglichen werden können. In der Gruppe der Behandlungen 1, 2, 3 und 4 wurden signifikante Unterschiede zwischen den Parametern Messtermin, Erntetermin

und Behandlung festgestellt, wobei Messtermin und Erntetermin bzw. Erntetermin und Behandlung höchstsignifikant voneinander unterschiedlich sind. Wenn man aber nur die Interaktion Messtermin – Behandlung betrachtet, stellt man fest, dass es keine signifikanten Unterschiede gibt. Bezüglich der anderen zwei Gruppen (3,5 und 6 bzw. 4 und 6) wurden signifikanten Unterschiede zwischen Messtermin und Erntetermin bzw. Erntetermin und Behandlung festgestellt. Keine Signifikanzen bestehen zwischen Messtermin und Behandlung und in der Interaktion Messtermin – Erntetermin – Behandlung. Die in allen drei Gruppen festgestellten signifikanten Unterschiede haben gezeigt, dass die Mittelwerte des Erntetermins 1 signifikant niedriger als jede des Erntetermins 2 waren. Bezüglich der Messtermine lagen die Mittelwerte des 3. Messtermins (Erntetermin 1) und jene des 1. Messtermins (Erntetermin 2) am höchsten.

3.1.2 Transpiration in Abhängigkeit von der Blattoberfläche

Um die Auswirkung der infolge einer Belastungssituation veränderten Blattfläche auf die Transpirationsrate verstehen zu können, wurde der Nährlösungsverbrauch mithilfe eines multiplen Mittelwertvergleichs auf die gesamte ermittelte Blattfläche bezogen. Hier wurden die untersuchten Behandlungsvarianten wieder in den oben genannten drei Gruppen eingeteilt und die innerhalb der Gruppen bestehenden Signifikanzen bestimmt. Die Zusammenhänge zwischen den Parametern Blattfläche und Transpirationsrate sowie das Ergebnis des durchgeführten Signifikanztests sind in Abbildung 7 zu erkennen.

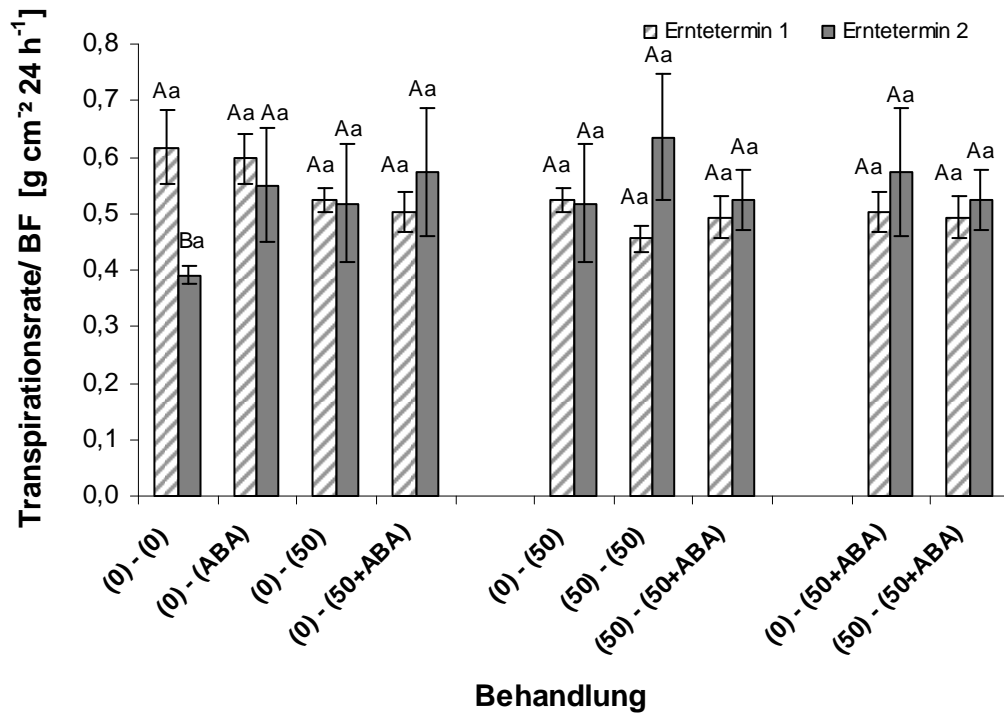


Abbildung 7: Transpirationsrate pro Blattfläche in $\text{g cm}^{-2} 24 \text{ h}^{-1}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe, BF = Blattfläche; Fehlerbalken = Standardfehler)

Mit $0,53 \text{ g cm}^{-2}$ weist der zweite Erntetermin im Mittel eine höhere Transpirationsrate pro cm^2 gebildete Blattfläche auf, wobei sowohl der niedrigste ($0,39 \text{ g cm}^{-2}$, Behandlung 1) als auch der höchste Wert ($0,64 \text{ g cm}^{-2}$, Behandlung 5 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl)) hier ermittelt wurden. Signifikante Unterschiede wurden nur zwischen den Ernteterminen bei Behandlung 1 (Kontrollvariante) festgestellt.

3.1.3 Transpiration in Abhängigkeit von der Blatttrockenmasse

In Betracht wurde auch der Zusammenhang zwischen der Transpirationsrate und der Blatttrockenmasse gezogen. Hier wurde eine höhere Transpirationsrate pro g Trockenmasse bei den Versuchsobjekten, die zum ersten Termin geerntet worden sind, ermittelt. Sie betrug im Mittel $135,5 \text{ g g}^{-1}$. Auch hier wurde sowohl der höchste als auch der niedrigste Wert in der Kontrollvariante gemessen (vgl. mit Abb. 8). Diese betragen jeweils 169 bzw. 51 g g^{-1} .

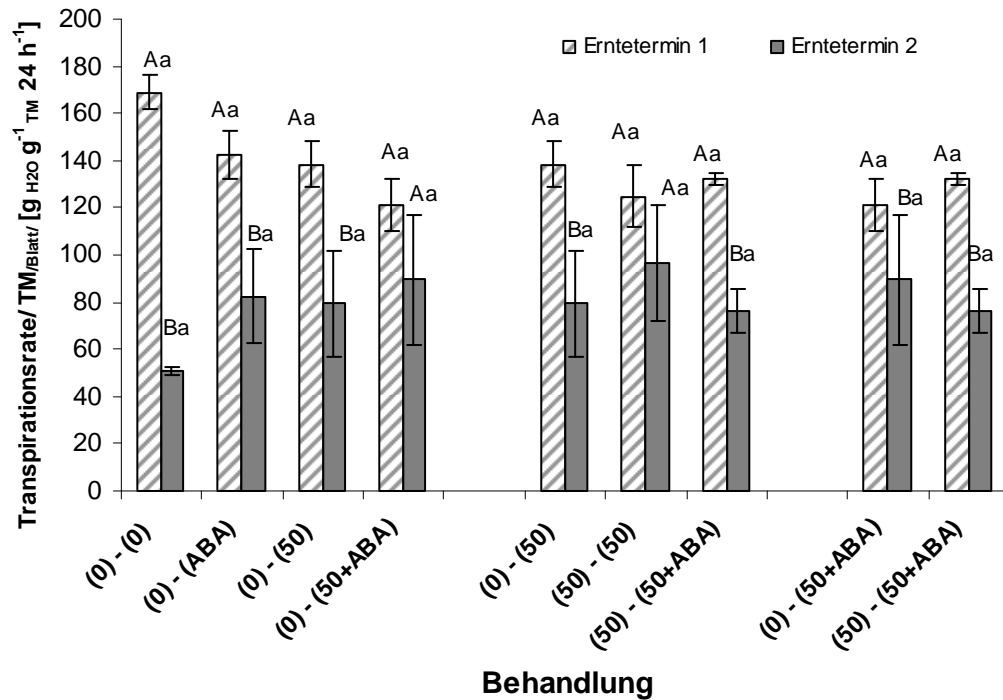


Abbildung 8: Transpirationsrate pro Blatttrockenmasse in $\text{g g}^{-1} 24 \text{ h}^{-1}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)

Obwohl auch in diesem Fall keine signifikanten Unterschiede zwischen den Behandlungen festgestellt wurden, liegt der erste Erntetermin signifikant höher als der Zweite. Zwei Ausnahmen sind die Behandlungen 4 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) und 5 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl), hier unterscheiden sich die beiden Erntetermine nicht signifikant voneinander.

3.1.4 Transpiration pro Wurzelhälfte und g Wurzeltrockenmasse

Ein Vergleich zwischen Transpirationsrate und Wurzeltrockenmasse wurde durchgeführt, um den Einfluss des Stressors auf die Wurzelentwicklung und somit die Auswirkung ihrer möglichen morphologischen Veränderungen auf die Wasseraufnahme bzw. -transport zu verstehen. Hier wurde auch der Unterschied zwischen der linken und der rechten Wurzelhälfte in Betracht gezogen, um die Wirkung der partiellen Stressapplikation genauer beobachten zu können. So weist z.B. die linke Wurzelhälfte der Versuchsobjekte, die zum ersten Termin geerntet wurden, im Mittel eine niedrigere Transpirationsrate pro g Trockenmasse als die Rechte auf, was beim Betrachten der Versuchsobjekte des zweiten Erntetermins genau umgekehrt aussieht. Diese liegen bei

946,2 g g⁻¹ links bzw. 1191,8 g g⁻¹ rechts (erster Erntetermin) und 928,9 g g⁻¹ links bzw. 740,8 g g⁻¹ rechts (zweiter Erntetermin). Der höchste Mittelwert wurde bei der rechten Wurzelhälfte der Behandlung 6 des ersten Erntetermins ermittelt und dieser beträgt 1449,5 g g⁻¹ (vgl. mit Abb. 9).

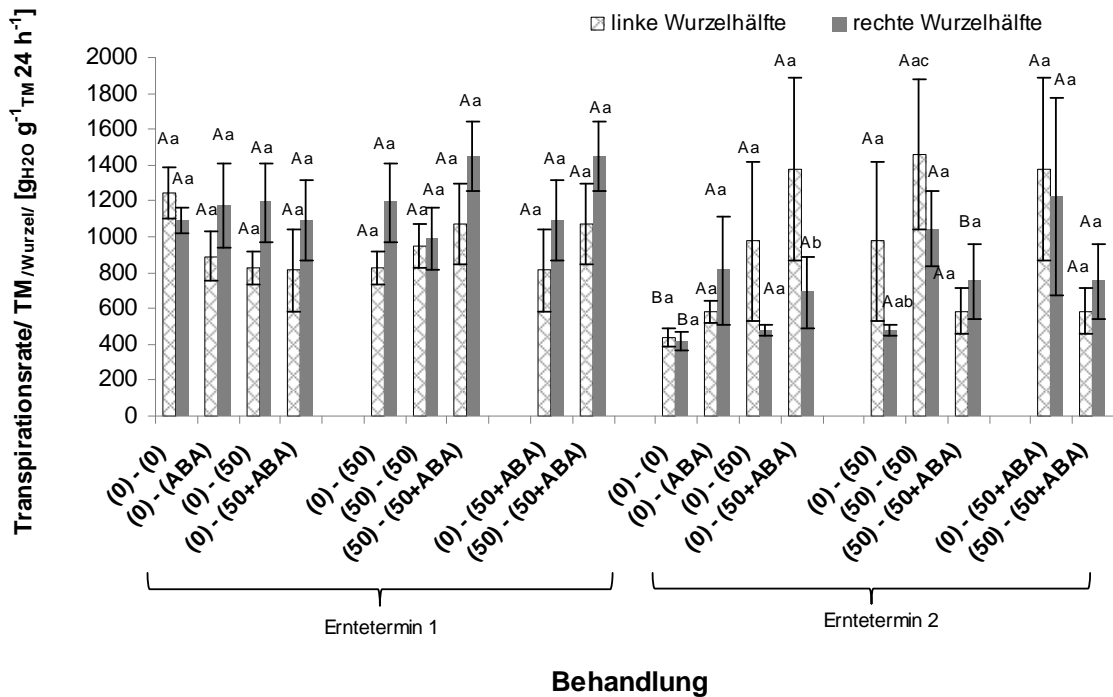


Abbildung 9: Transpirationsrate pro Wurzelhälfte und Wurzelrockenmasse in g g⁻¹ 24 h⁻¹ (A/B = Signifikanz (p ≤ 0.05) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz (p ≤ 0.05) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)

Signifikante Unterschiede wurden sowohl zwischen den Behandlungsvarianten als auch zwischen den beiden Ernteterminen festgestellt. Im Mittel weist der erste Erntetermin eine höhere Transpirationsrate pro g Wurzelrockenmasse auf. Die rechte Wurzelhälfte (d.h. die behandelte Wurzelhälfte) der Pflanzen (1. Erntetermin) wies eine höhere Transpirationsrate als die linke auf. Dies war aber nicht der Fall bei den Rapspflanzen des 2. Erntetermins. Hier wies die linke Wurzelhälfte eine höhere Transpirationsrate im Vergleich zur rechten auf.

3.2 Chlorophyllindex (SPAD)

Bezüglich des Chlorophyllgehaltes weisen die älteren Laubblätter im Vergleich zu den jüngeren im Mittel einen deutlich niedrigeren Chlorophyllindex auf (vgl. mit Abb. 10).

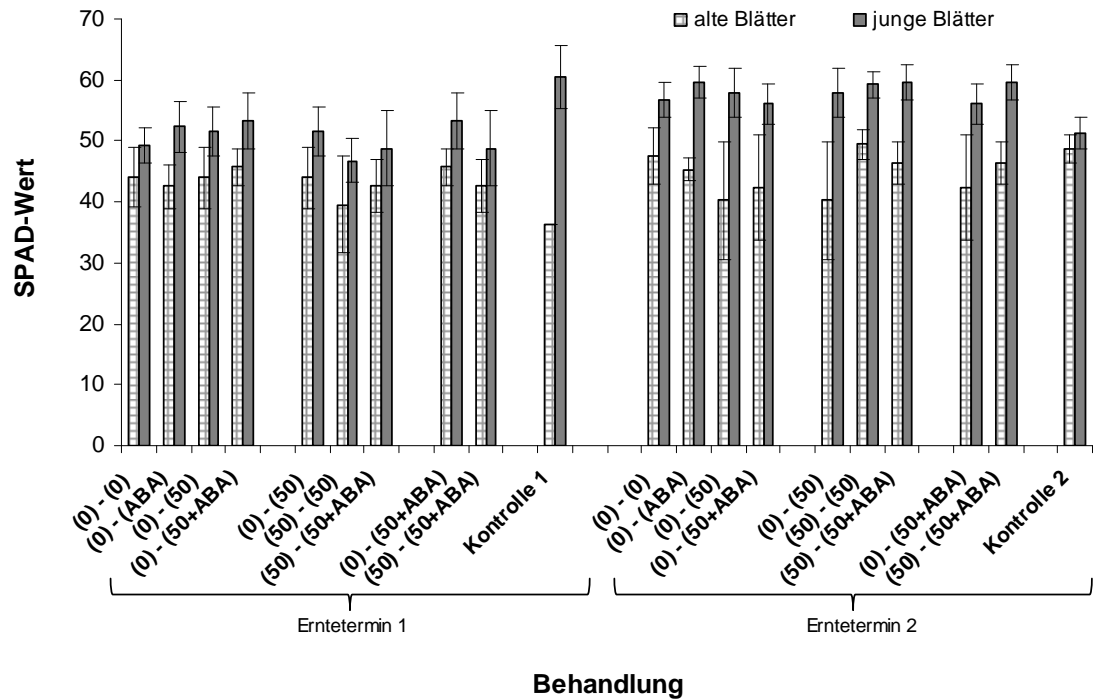


Abbildung 10: Chlorophyllindex (Fehlerbalken = Standardabweichung)

Bei einem Vergleich zwischen den beiden Ernteterminen ist es zu erkennen, dass die Versuchsobjekte, die zum zweiten Termin geerntet wurden, einen höheren SPAD-Wert sowohl in den älteren als auch in den jüngeren Blättern aufweisen. Wenn man die beiden Erntetermine separat betrachtet und die jeweiligen behandelten Rapspflanzen mit den Kontrollpflanzen vergleicht, ist zu sehen, dass die Kontrollen im Mittel einen niedrigeren Chlorophyllindex der älteren bzw. einen Höheren der jüngeren Laubblätter haben. Diese betragen 36,3 (ältere Blätter, Erntetermin 1) und 60,6 (junge Blätter, Erntetermin 1) bzw. 48,7 (alte Blätter, Erntetermin 2) und 51,3 (junge Blätter, Erntetermin 2). In Bezug auf die verwendeten Behandlungsvarianten und ihre Auswirkung auf die Chlorophyllproduktion in den Blättern wurde der niedrigste Chlorophyllindex in Behandlung 5 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) des ersten Erntetermins (39,5) und der Höchste in Behandlung 6 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) des zweiten Erntetermins (59,6) ermittelt. Diese SPAD-Werte wurden jeweils in den alten (Behandlung 5, Erntetermin 1) bzw. in den jungen Laubblättern (Behandlung 6, Erntetermin 2) gemessen.

3.3 Blattflächenindex (LAI)

Im Mittel weisen die Versuchsobjekte, die zum ersten Termin geerntet wurden, einen höheren LAI-Wert auf als jene des zweiten Erntetermins (vgl. mit Abb. 11).

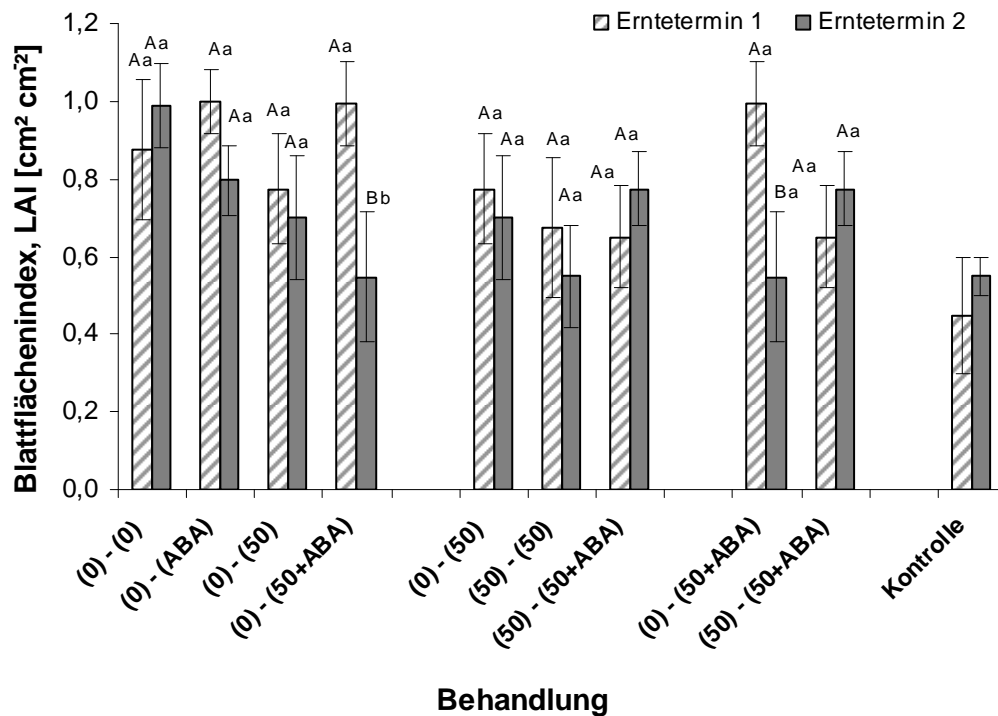


Abbildung 11: Blattflächenindex in $\text{cm}^2 \text{cm}^{-2}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)

Der höchste LAI-Mittelwert wurde in Behandlung 4 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) des ersten Erntetermins ermittelt. Dieser liegt bei 0,99. Im Gegensatz dazu wurde der kleinste Wert in derselben Behandlung aber bei den Versuchsobjekten, die zum zweiten Termin geerntet wurden, gemessen und betrug 0,54. Wenn man auch die Kontrollpflanzen in Betracht zieht, stellt man fest, dass sie sowohl bei dem ersten als auch bei dem zweiten Erntetermin einen fast halb so großen LAI wie die behandelten Pflanzen aufweisen. Die entsprechenden Mittelwerte sind 0,45 (Erntetermin 1) und 0,55 (Erntetermin 2). Der einzige signifikante Unterschied wurde bei Behandlung 4 festgestellt. Bei den Versuchsobjekten, die am zweiten Termin geerntet wurden, weist Behandlung 4 einen signifikant niedrigeren LAI im Vergleich zu den anderen Versuchvarianten auf. Derselbe Effekt wird auch bezüglich der Unterschiede zwischen den Ernteterminen

beobachtet. Mit einem LAI-Wert von 0,54 liegt der zweite Erntetermin signifikant niedriger als der Erste (0,99).

3.4 Spezifische Blattfläche (SLA)

Mit einem Mittelwert von $260,8 \text{ cm}^2 \text{ g}^{-1}$ weist Erntetermin 1 eine deutlich höhere spezifische Blattfläche als der zweite Erntetermin ($147,5 \text{ cm}^2 \text{ g}^{-1}$) auf. Der höchste ermittelte Wert liegt bei $279,7 \text{ cm}^2 \text{ g}^{-1}$ und wurde in der Kontrollvariante des ersten Erntetermins gemessen (vgl. mit Abb. 12).

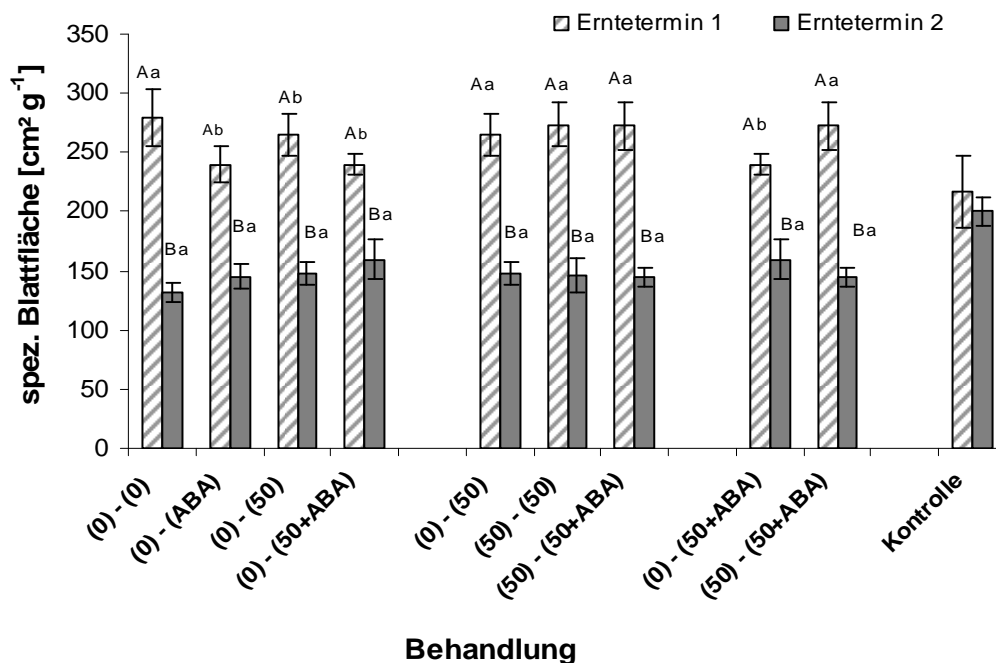


Abbildung 12: Spezifische Blattfläche in $\text{cm}^2 \text{ g}^{-1}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)

Wenn man auch die Kontrollpflanzen in Betracht zieht, stellt man fest, dass jene, die zum ersten Termin geerntet wurden, im Mittel eine kleinere spezifische Blattfläche als die behandelten Rapspflanzen aufweisen und die zum zweiten Termin geernteten Kontrollen – eine größere. Die mittlere spezifische Blattfläche der Kontrollpflanzen beträgt jeweils $217,1 \text{ cm}^2 \text{ g}^{-1}$ (Erntetermin 1) bzw. $199,9 \text{ cm}^2 \text{ g}^{-1}$ (Erntetermin 2). Die Ergebnisse des Signifikanztests haben gezeigt, dass signifikante Unterschiede sowohl zwischen den Ernteterminen als auch unter den Behandlungsvarianten bestehen. Hier ist zu erkennen, dass Erntetermin 1 eine signifikant höhere spezifische Blattfläche als

Erntetermin 2 aufweist. Signifikante Unterschiede zwischen den Behandlungsvarianten konnten nur innerhalb des Erntetermins 1 beobachtet werden. Hier lag die Kontrollvariante signifikant höher als Behandlungen 2 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + ABA), 3 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 4 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA). Innerhalb der dritten Gruppe (Behandlungen 4 und 6) lag der Mittelwert der Behandlung 4 signifikant niedriger als jener der Behandlung 6 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA).

3.5 Blatttrockenmasse

Die Ergebnisse der Bestimmung der Blatttrockenmasse haben gezeigt, dass die Rapspflanzen, die am ersten Termin geerntet wurden, im Mittel eine deutlich geringere Trockenmasse als die übrigen Pflanzen haben. Dies wird durch Abbildung 13 veranschaulicht.

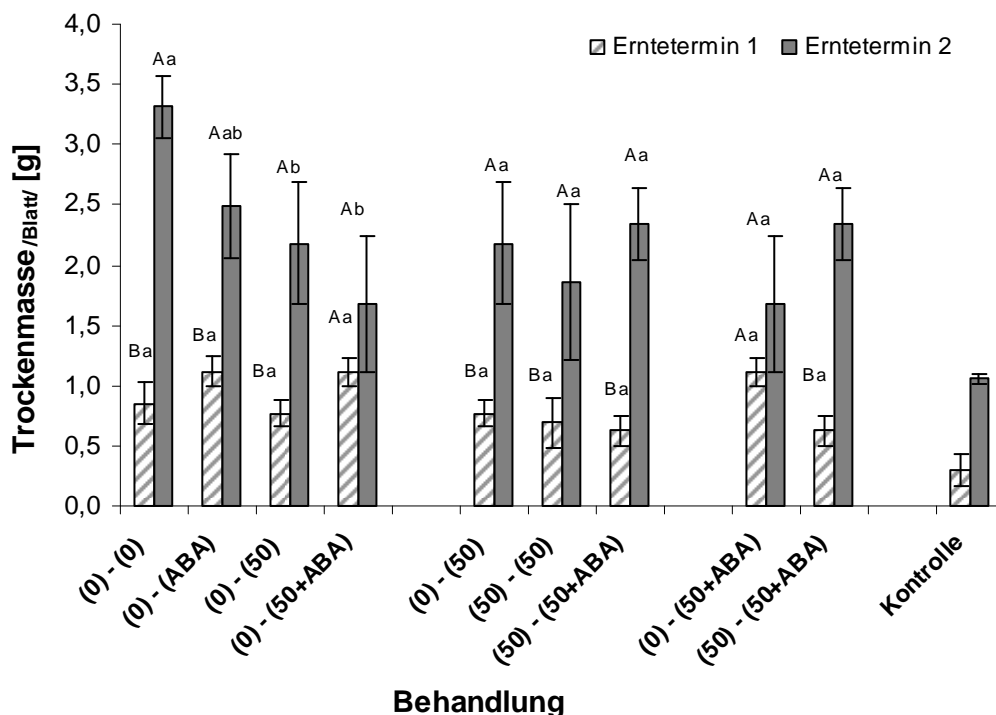


Abbildung 13: Blatttrockenmasse in g (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)

Der höchste ermittelte Wert wurde in der Kontrollvariante des Erntetermins 2 gemessen, dieser liegt bei 3,3 g. Wenn man auch die Kontrollpflanzen betrachtet, stellt man fest, dass sie im Vergleich zu den behandelten Pflanzen im Mittel eine geringere Trockenmasse haben. Die hier gemessenen Werte betragen 0,3 g (Erntetermin 1) bzw. 1,1 g (Erntetermin 2). Bezüglich der Signifikanzen wurden Unterschiede sowohl zwischen den Ernteterminen als auch unter den jeweiligen Behandlungsvarianten festgestellt. Der erste Erntetermin lag signifikant höher als der zweite. Zwischen den Behandlungen wurden nur innerhalb des ersten Erntetermins signifikante Unterschiede festgestellt. So lag z.B. der Mittelwert der Kontrollvariante signifikant höher als jener der anderen Versuchsvarianten.

3.6 Sprosstrockenmasse

In Bezug auf die Trockenmasse des Sprosses weisen auch hier die Versuchsobjekte, die am ersten Termin geerntet wurden, im Mittel eine halb so große Trockenmasse wie jene des zweiten Erntetermins auf (s. Abb.14).

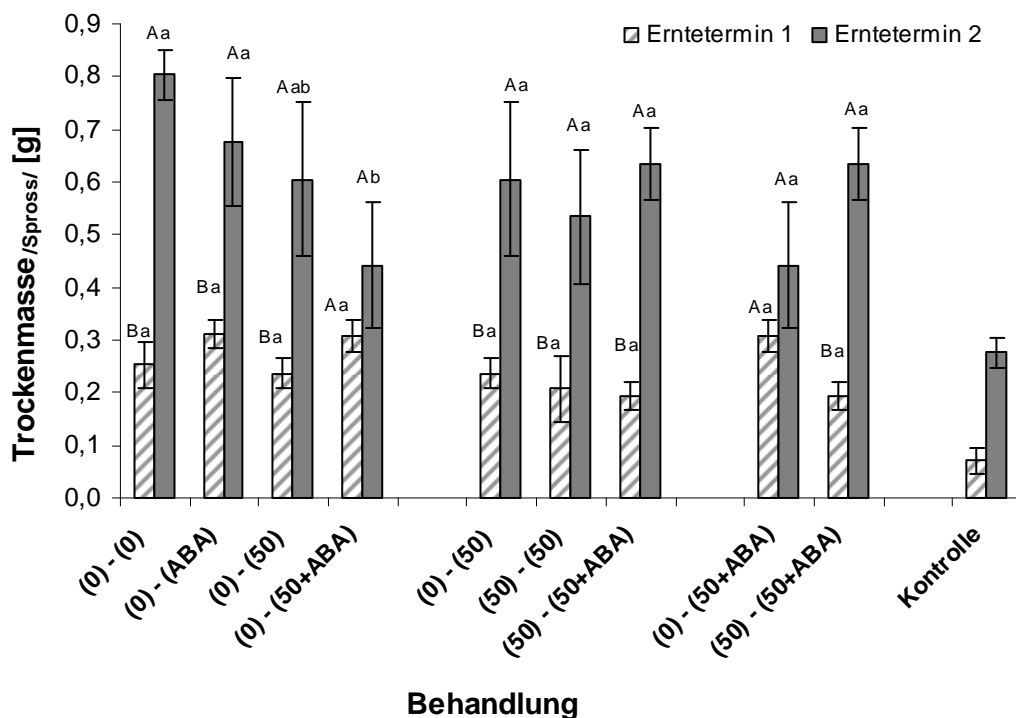


Abbildung 14: Sprosstrockenmasse in g (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)

Betrachtet man gleichzeitig noch die entsprechenden Kontrollpflanzen, stellt man fest, dass ihre Sprösse sowohl am ersten als auch am zweiten Erntetermin eine sehr geringere Trockenmasse haben, wobei auch hier die geringste ermittelte Sprosstrockenmasse ist (0,07 g, Kontrolle des Erntetermins 1). Auch bezüglich dieses Parameters wurden signifikante Unterschiede zwischen den Ernteterminen und zwischen den verwendeten Behandlungsvarianten festgestellt. Die Trockenmasse der Behandlung 4 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) des zweiten Erntetermins ist signifikant niedriger als jene der anderen Behandlungen. Sie betrug 0,4 g und war somit größer als jene des zweiten Erntetermins. Beide Erntetermine unterscheiden sich aber trotzdem nicht signifikant voneinander.

3.7 Wurzeltrockenmasse

Auch hier weisen die Pflanzen des ersten Erntetermins im Mittel eine geringere Trockenmasse auf. Dies ist in Abbildung 15 zu erkennen.

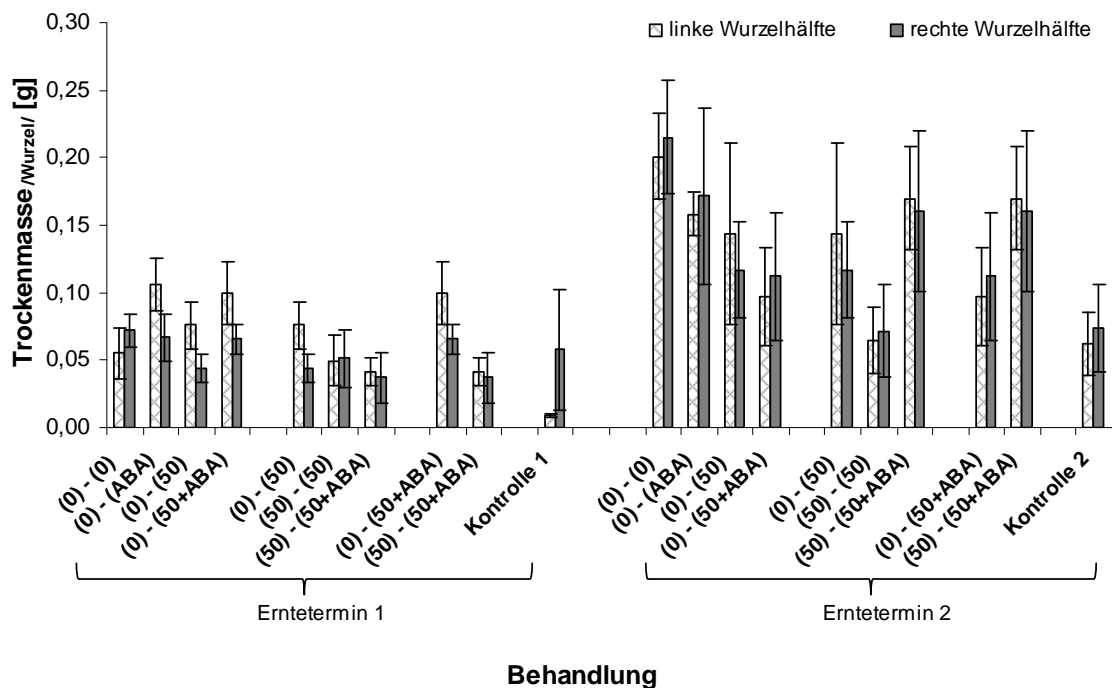


Abbildung 15: Wurzeltrockenmasse in g pro Wurzelhälfte jeder der untersuchten Behandlungsvarianten (Fehlerbalken = Standardfehler)

Im Vergleich zu den behandelten Rapspflanzen weisen die Wurzeln der Kontrollpflanzen der beiden Erntetermine eine niedrigere mittlere Trockenmasse auf, wobei diese der linken Wurzelhälfte niedriger als jene der rechten Wurzelhälfte ist. Bei

der linken Wurzelhälfte der Kontrolle 1 wurde auch die geringste Trockenmasse ermittelt und sie beträgt 0,009 g. Signifikante Unterschiede bezüglich dieses Parameters wurden nur zwischen den beiden Ernteterminen festgestellt. Um eine deutlichere graphische Darstellung zu erreichen, wurde es diesbezüglich auf die Buchstabenbezeichnung der festgestellten Signifikanzen in Abbildung 15 verzichtet.

3.8 Exsudationsrate

Die höchste ermittelte Exsudationsrate wurde bei der Kontrollvariante des zweiten Erntetermins gemessen. Sie lag bei $0,42 \mu\text{l s}^{-1}$ (vgl. mit Abb. 16).

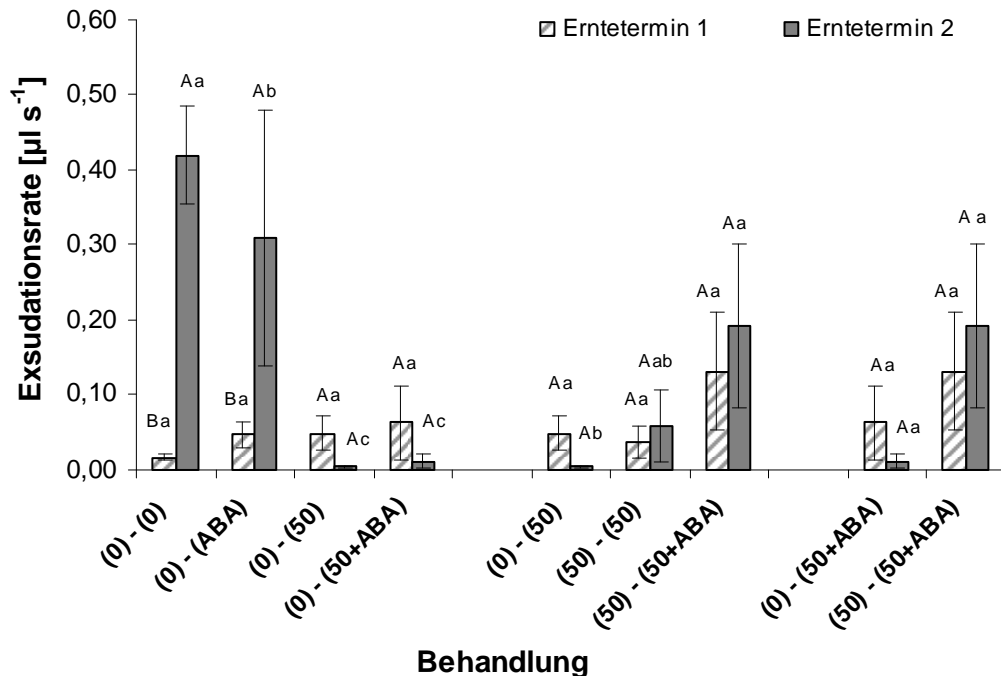


Abbildung 16: Exsudationsrate in $\mu\text{l s}^{-1}$ (A/B = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz ($p \leq 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)

Mit einem Mittelwert von $0,13 \mu\text{l s}^{-1}$ wiesen die Rapspflanzen, die zum zweiten Termin geerntet wurden, eine doppelt so hohe Menge an Wurzelexsudat wie jene des zweiten Erntetermins ($0,07 \mu\text{l s}^{-1}$) auf. Wenn man Behandlungen 5 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 6 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) der beiden Ernteterminen betrachtet, ist es zu erkennen, dass sich bei einer beidseitigen Stresswirkung die Applikation von Abscisinsäure die Exsudationsrate

erhöhte. Derselbe Effekt war auch bei den Behandlungen 3 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 4 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) zu beobachten, bei welchen der Salzstress nur auf die eine Wurzelhälfte wirkte. Die Ergebnisse des durchgeführten Signifikanztests zeigen, dass signifikante Unterschiede sowohl zwischen den Ernteterminen als auch unter den Behandlungsvarianten bestehen. Innerhalb des zweiten Erntetermins wurden signifikante Unterschiede in Gruppe 1 (Behandlungen 1, 2, 3 und 4) festgestellt. Hier lag der Mittelwert der Kontrollvariante signifikant höher als jener der anderen. Behandlungen 3 und 4 waren untereinander nicht signifikant. Im Vergleich zu den anderen zwei Behandlungen (1 (d.h. Kontrollvariante) und 2 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + ABA)) lagen ihre Mittelwerte signifikant am niedrigsten. Innerhalb den anderen zwei Gruppen wurden nur zwischen Behandlung 3 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 6 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) (Gruppe 2, Erntetermin 2) Signifikanzen festgestellt. Hier lag der Mittelwert der Behandlung 3 signifikant am niedrigsten im Vergleich zu jenen der anderen zwei Behandlungen (5 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 6 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA)).

3.9 Elektrische Leitfähigkeit (EC-Wert) des Wurzelexsudates

Im Mittel wies die Kontrollvariante des ersten Erntetermins den kleinsten EC-Wert auf. Er betrug $0,832 \text{ dS m}^{-1}$. Die geringste durchschnittliche Salzkonzentration wies aber Behandlung 3 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) des zweiten Erntetermins auf und sie betrug $14,25 \text{ mmol}$ (vgl. mit Abb. 17).

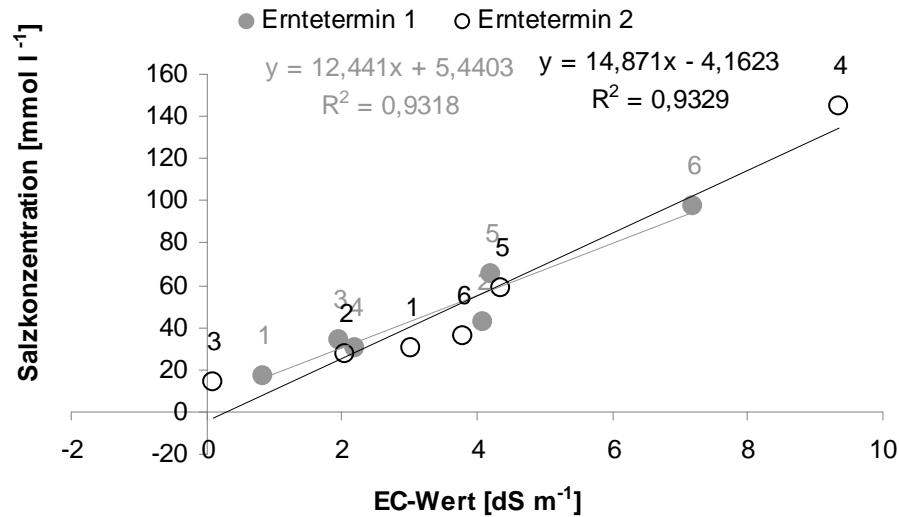


Abbildung 17: Elektrische Leitfähigkeit in dS m^{-1} und die jeweilige Salzkonzentration in mmol l^{-1} des Wurzelexsudates jeder der untersuchten Behandlungsvarianten; 1: (0)-(0), 2: (0)-(ABA), 3: (0)-(50), 4: (0)-(50+ABA), 5: (50)-(50), 6: (50)-(50+ABA)

Der höchste EC-Wert wurde bei Behandlung 4 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) des zweiten Erntetermins gemessen und er betrug $9,34 \text{ dS m}^{-1}$. Die höchste Salzkonzentration des Wurzelexsudates wurde genau so bei derselben Behandlungsvariante ermittelt und sie betrug 145,14 mmol. Bezüglich des ersten Erntetermins wies Behandlung 6 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) sowohl den höchsten EC-Wert als auch die höchste Salzkonzentration auf, diese betragen jeweils $7,2 \text{ dS m}^{-1}$ bzw. 97,8 mmol.

3.10 Ionenkonzentration im Wurzelexsudat

Die ermittelte Ionenkonzentration wird graphisch am Beispiel der Na^+ -Konzentration im Wurzelexsudat dargestellt, da die Aufnahme dieser Art von Ionen eine wichtigere Rolle bei den pflanzenphysiologischen Vorgängen spielt und ihr Gleichgewicht mit den K^+ -Ionen in Bezug auf die Ionenkonzentration außerhalb und innerhalb der Zelle von großer Bedeutung ist. Die ermittelte Na^+ -Konzentration wird durch Abbildung 18 veranschaulicht.

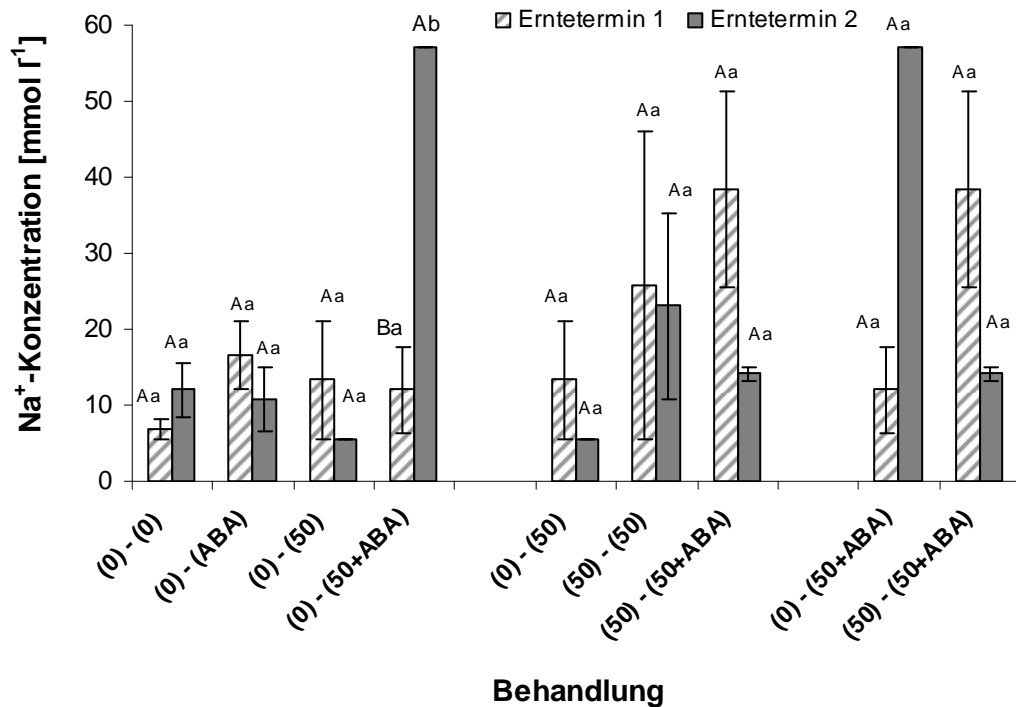


Abbildung 18: Na⁺-Konzentration in mmol l⁻¹ im Wurzelexsudat (A/B = Signifikanz (p ≤ 0.05) zwischen den Ernteterminen, a/b/c = Signifikanz (p ≤ 0.05) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; Fehlerbalken = Standardfehler)

Die höchste Na⁺-Konzentration wurde im Wurzelexsudat der Behandlung 4 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) (Erntetermin 2) ermittelt und sie betrug im Mittel 57,09 mmol l⁻¹. Im Gegensatz dazu wiesen Behandlung 1 (d.h. Kontrollvariante) (Erntetermin 1) und Behandlung 3 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) (Erntetermin 2) eine fast gleich hohe Ionenkonzentration auf und gleichzeitig auch die niedrigste. Im Mittel haben die Versuchspflanzen des ersten Erntetermins eine niedrigere Na⁺-Konzentration im Vergleich mit jenen des zweiten Erntetermins. Der einzige signifikante Unterschied sowohl zwischen den Ernteterminen als auch unter den Behandlungen wurde bei Behandlungsvariante 4 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) festgestellt. Ihre Ionenkonzentration lag signifikant höher als jene der anderen Versuchsvarianten.

Da aber die in der oberen Abbildung dargestellten Werte auf einen Liter Wurzelexsudat bezogen sind und die tatsächlichen gesammelten Proben ein Volumen im µl-Bereich haben, wurden diese Werte auf das jeweilige Probenvolumen umgerechnet. Die ermittelten Werte der Na-Konzentration sind in Tabelle 4 dargestellt.

Tabelle 4: Gehalt an Na-Atome in der entsprechenden Exsudatprobe

Erntetermin	Behandlung	Anzahl der Na-Atome pro μl Exsudat	
		Mittelwert	Standardabweichung
1	1	$7,28212 \cdot 10^{19}$	$5,32494 \cdot 10^{19}$
1	2	$6,05123 \cdot 10^{20}$	$7,47435 \cdot 10^{20}$
1	3	$6,34161 \cdot 10^{20}$	$1,05259 \cdot 10^{21}$
1	4	$9,43325 \cdot 10^{20}$	$1,78674 \cdot 10^{21}$
1	5	$1,39929 \cdot 10^{21}$	$1,9359 \cdot 10^{21}$
1	6	$3,37895 \cdot 10^{21}$	$2,32599 \cdot 10^{21}$
2	1	$2,69418 \cdot 10^{21}$	$6,12465 \cdot 10^{20}$
2	2	$2,93659 \cdot 10^{21}$	$4,10476 \cdot 10^{21}$
2	3	$3,00382 \cdot 10^{19}$	
2	4	$9,79861 \cdot 10^{20}$	
2	5	$1,14484 \cdot 10^{21}$	$1,00194 \cdot 10^{21}$
2	6	$3,20893 \cdot 10^{21}$	$3,11811 \cdot 10^{20}$

Die höchste Na-Konzentration weist Behandlung 6 des ersten Erntetermins (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) auf. Sie betrug $3,37895 \cdot 10^{21}$ Na-Atome pro μl Wurzelexsudat. Die geringste Konzentration wurde wiederum bei Behandlung 3 des zweiten Erntetermins (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) ermittelt, lag bei $3,00382 \cdot 10^{19}$ Na-Atome pro μl Wurzelexsudat.

4 Diskussion

4.1 Transpiration

Mithilfe des in den Split-Root-Systemen durchgeführten Versuchs konnten Zusammenhänge zwischen der Transpirationsrate und weiteren pflanzenphysiologischen Vorgängen in Abhängigkeit von unterschiedlichen Behandlungsvariationen und abwechselnder Stressapplikation genauer beobachtet und nachgewiesen werden.

Wenn man die Veränderung der Transpirationsrate in Abhängigkeit von der Zeit betrachtet, sind die Zusammenhänge bezüglich der folgenden vier Aspekte zu verstehen. Die Veränderung der Transpirationsrate hängt von dem Alter der Versuchsobjekte bzw. der Akklimatisationszeit, der Dauer und der Art der Behandlung und dem Zusammenwirken der beiden Variablen (Pflanzenalter und Behandlungsvariante) ab. Die älteren Rapspflanzen wiesen eine höhere Transpirationsrate als die jüngeren auf, was auf eine größere Blattfläche zurückzuführen ist. Wenn man aber den zeitlichen Verlauf der Kurve betrachtet (s. Abb. 6), ist es zu erkennen, dass die Transpiration bei den jüngeren Pflanzen mit andauernder Stresswirkung anstieg und bei den älteren – wiederum sankt. Ein Grund hierfür hätte die Anpassung an den entsprechenden Stressor sein können und genauer – die Geschwindigkeit der ausgelösten Reaktion der Pflanze, die eine Antwort auf die veränderten Wachstumsbedingungen darstellt. Ein weiterer Grund hätte auch die schon von Ashraf & McNeilly (1990) nachgewiesene mäßige Salztoleranz der Rapspflanze sein können, die mit zunehmendem Alter stärker ausgeprägt wird. Betrachtet man die unterschiedlichen Behandlungsvarianten, stellt man fest, dass durch eine beidseitige Salzapplikation (d.h. in der linken und rechten Röhre des Split-Root-Systems) die Transpiration stark beschränkt wurde. Hier war sogar keine beträchtliche Auswirkung von ABA zu erkennen. Wenn man die beiden Erntetermine separat betrachtet, stellt man fest, dass z.B. bei der Behandlungsvariante 1 (d.h. Kontrollvariante) des zweiten Erntetermins die höchste Transpirationsrate ermittelt wurde, da in dem Fall den Versuchsobjekten ihre natürlichen optimalen Wachstumsbedingungen zur Verfügung standen, und bei Behandlung 5 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) desselben Erntetermins die geringste Transpirationsrate erreicht wurde, weil sich diese Pflanzen unter vollständigen

Stressbedingungen befanden und infolge deren sie ihre Wasseraufnahme durch die Wurzeln und somit ihre Transpiration reduzierten.

Dieser Effekt war auch bei der Entwicklung der Transpirationsrate in Abhängigkeit von der gebildeten Blattfläche zu sehen. Bei den Behandlungsvarianten 5 war die gemessene Blattfläche gering und somit auch die Transpiration (bei den Versuchsobjekten des ersten Erntetermins), was bei den Versuchsobjekten des zweiten Erntetermins eine umgekehrte Auswirkung hatte. Dies könnte entweder durch einen Messfehler oder durch eine schnelle Anpassung bzw. hoch ausgeprägter Salztoleranz der entsprechenden Versuchsobjekte erklärt werden. Bei den Versuchsvarianten mit der exogenen Applikation von ABA wurde eine erhöhte Transpirationsrate beobachtet, die auf die Wirkung des Phytohormons zurückzuführen sein könnte. Durch eine Förderung der Wasseraufnahme durch die unbehandelte Wurzelhälfte wird eine Kompensation der Wasserverluste in der Pflanze gewährleistet. Dies war bei Behandlung 3 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 6 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) der Fall. Beim Vergleich der Kontrollvariante mit Behandlung 2 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + ABA) war eine weitere Wirkung der ABA zu erkennen, nämlich die Reduktion der Transpiration infolge einer Schließung der Stomata. Dies bestätigte die Ergebnisse von Cummins et al. 1971; Mittelheuser & Steveninck 1969; Mizrahi et al. 1970.

Dieselbe Veränderung der Transpirationsrate konnte auch im Zusammenhang mit der Blatttrockenmasse beobachtet werden. Bei einer zusätzlichen Anwendung von Salzstress war hier eine weitere Reduktion der Transpiration zu erkennen. Dies verhindert eine weitere Anreicherung der Na^+ / Cl^- -Ionen in der Pflanze, die eine toxische Wirkung haben können.

Bezüglich des Wurzelwachstums hatte die Salinität eine hemmende Wirkung. Dies wurde auch an der gemessenen Wurzeltrockenmasse erkannt. Die Bildung von Wurzeln und Wurzelhaaren hat eine direkte Wirkung auf die Wasseraufnahme, die in einem engen Zusammenhang mit der Transpiration steht. Das Vorhandensein eines Stressors (in diesem Fall Salinität) erschwert die Wasseraufnahme der Pflanzen in der Wurzelzone, da das dort zur Verfügung stehende Wasser osmotisch gebunden ist. Die

reduzierte Wasseraufnahme könnte auch als eine Reaktion der Pflanze gegen den vorhandenen Salzstress betrachtet werden. Auf diese Weise meidet die Pflanze die im Außenmedium vorzufindende hohe Konzentration toxischer Ionen und verhindert ihr weiteres Eindringen durch die Wurzelmembranen. Dies könnte z.B. bei den Versuchsobjekten des zweiten Erntetermins der Grund einer reduzierten Wasseraufnahme und somit einer geringeren Transpirationsrate im Vergleich zu jene des zweiten Erntetermins sein. Eine weitere Erklärung hierfür könnte die Adaptation an den Stressbedingungen, die bei den jüngeren Pflanzen nach so einer kurzen Behandlungszeit noch nicht erreicht worden ist. Um das genauer nachzuvollziehen, sollte dieser Versuch über einen längeren Zeitraum durchgeführt werden.

4.2 Chlorophyllindex (SPAD)

Bezüglich dieses Parameters wurde ein Vergleich zwischen alten und jungen Laubblättern gemacht. Die zu erwartenden Ergebnisse wurden bestätigt, dass infolge der ABA-Wirkung und als eine Selbstreinigungsfunktion Salze in den ältesten Blättern angereichert und später durch die Abscission von der Pflanze ausgeschieden werden (Larcher, 2001). Dies konnte es an den Ergebnissen des gemessenen SPAD-Wertes erkannt werden. Die älteren Blätter wiesen einen geringeren SPAD-Wert als die Jüngeren auf. Abbildung 10 zeigt aber auch, dass der Chlorophyllindex vom Pflanzenalter abhängig ist. So wiesen die Versuchsobjekte des ersten Erntetermins einen geringeren Chlorophyllindex als jene des zweiten Erntetermins auf.

4.3 Blattflächenindex (LAI)

In Bezug auf den LAI waren zwei Effekte zu beobachten. Zum einen ist der Blattflächenindex vom Alter der Versuchsobjekte abhängig und zum anderen ruft die Wirkung eines Stressors (in dem Fall Salinität) ein Herabsetzen des Blattwachstums hervor. Der zweite Effekt wurde auch von Ashraf et al (2005) nachgewiesen. Eine reduzierte Blattfläche und eine kleine Blattanzahl führen zu einem kleinen Blattflächenindex. Dies konnte bei Behandlung 3 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: 50 mmol NaCl) und 5 (linke Röhre: 50 mmol NaCl – rechte Röhre: 50 mmol NaCl) der beiden Erntetermine erkannt werden, die im Vergleich zu den anderen Versuchsvarianten einen kleineren LAI aufwiesen. Ein signifikanter Unterschied wurde bei Behandlung 4 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50

mmol NaCl + ABA) der beiden Erntetermine festgestellt. Die Versuchsobjekte dieser Behandlung, die zum ersten Termin geerntet wurden, wiesen im Mittel den höchsten LAI auf und jene des zweiten Erntetermins – den kleinsten. Bei den älteren Pflanzen, die zum zweiten Termin geerntet wurden, könnte dies als eine Folge von der ABA-Wirkung angesehen werden, was bei den jüngeren Rapspflanzen nicht der Fall war.

4.4 Spezifische Blattfläche (SLA)

Als ein Quotient aus der Blattfläche und der jeweiligen Blatttrockenmasse zieht dieser Parameter gleich eine neue Variable in Betracht, nämlich die Trockenmasse. In diesem Zusammenhang kann man sagen, dass je größer die Trockenmasse der Blätter desto kleiner die spezifische Blattfläche ist. Diese Aussage ist die Basis, auf der die erste Erklärung für die in dieser Arbeit vorzufindenden Ergebnisse der spezifischen Blattfläche beruht, nämlich das Alter der Versuchsobjekte. An der im Kapitel 3.4 „Spezifische Blattfläche (SLA)“ dargestellten Graphik ist es zu erkennen, dass die Rapspflanzen, die zum ersten Termin geerntet wurden, eine deutlich höhere spezifische Blattfläche im Vergleich zu den älteren Pflanzen aufwiesen. Mit zunehmendem Alter steigt der Anteil an verholztem Gewebe an, was gleichzeitig mit einer Zunahme der Trockenmasse verbunden ist. Das bewirkt bei den älteren Rapspflanzen eine kleinere spezifische Blattfläche. Im Gegensatz zu dem Salzstress konnte hier keine Wirkung der ABA-Applikation bemerkt werden. Diese war aber auch nur bei Behandlung 3 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) des ersten Erntetermins im Vergleich zur Kontrollvariante zu erkennen.

4.5 Trockenmasse

Auch hier befinden sich die Ergebnisse dieser Arbeit im Einklang mit den von Ashraf et al (2005) nachgewiesenen Effekte, die ein Salzstress auf die Entwicklung pflanzlicher Organe hat. Salzstress hat eine hemmende Wirkung auf das Wachstum der Blätter, des Sprosses und der Wurzeln. Sowohl eine einseitige als auch eine beidseitige NaCl-Applikation führte zu einer reduzierten Bildung von Blatt, Spross bzw. Wurzeln im Vergleich zur Kontrollvariante, was einen direkten Zusammenhang mit der Bildung von Trockenmasse hat. Bezüglich der Wurzeltrockenmasse ist es auch zu erkennen, dass die behandelte Wurzelhälfte eine geringere Trockenmasse als die unbehandelte aufwies. Die Auswirkung von ABA wurde nur bei einigen der Versuchsvarianten beobachtet,

wenn ein Vergleich zwischen den nur mit NaCl behandelten Versuchsobjekten und jenen mit zusätzlicher ABA-Applikation gemacht wird. Auf Grund dessen kann keine generelle Aussage zur Wirkung von ABA gemacht werden.

4.6 Exsudationsrate

Bei einer gleichzeitigen Anwendung von NaCl und ABA stieg die Exudationsrate an, wie bei Behandlung 3 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 4 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) bzw. 5 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl) und 6 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) gezeigt wurde. Dies bestätigt die von Ludewig et al. (1988) erfasste Hypothese, dass eine ABA-Konzentration von 10^{-6} mol die Exsudationsrate deutlich erhöht. Die Ergebnisse haben aber gezeigt, dass dieser Parameter von einem weiteren Faktor abhängig ist, nämlich die Uhrzeit des Kappens der Pflanzen. Die Rapspflanzen, die zum ersten Erntetermin geerntet wurden, wurden am Morgen zwischen 7 und 9 Uhr gekappt und bluten lassen und die restlichen Pflanzen – zwischen 9 und 11 Uhr. Die älteren Pflanzen wiesen im Durchschnitt eine höhere Exsudationsrate auf, die eine Folge erhöhter Transpirationsrate und höherer Umgebungstemperatur sein könnte.

4.7 Elektrische Leitfähigkeit des Wurzelexsudates

Die höchsten EC-Werte und gleichzeitig die höchsten Salzkonzentrationen wurden im Wurzelexsudat der Behandlungen 4 (linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) (Erntetermin 2) bzw. 6 (linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) (Erntetermin 1) gemessen. Dies zeigte, dass die ABA einen Einfluss auf den Wasser- und somit den Ionentransport hat. Trotz einer Anwesenheit vom Salz in der Wurzelzone nimmt die Pflanze weiter Wasser auf und schafft es nicht mithilfe einer erhöhten Selektivität der Membranen den Überschuss an Na^+ - und Cl^- -Ionen zu verhindern. Das bestätigt die von Collins & Kerrigan (1974) nachgewiesene Wirkung von ABA, nämlich die Erhöhung der Wasserpermeabilität.

4.8 Ionenkonzentration im Wurzelexsudat

Wenn man die Na^+ -Konzentration im Exsudat näher betrachtet, stellt man fest, dass genau dieselben zwei Behandlungsvarianten (4 des Erntetermins 2 (d.h. linke Röhre: reine Nährlösung – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA) und 6 des Erntetermins 1 (d.h. linke Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl – rechte Röhre: Nährlösung + 50 mmol NaCl + ABA)) die höchste Konzentration pro Liter Wurzelexsudat aufwiesen. Wenn aber die Anzahl der sich im entsprechenden Probenvolumen befindenden Na-Atome in Betracht gezogen wird, ist es zu erkennen, dass die mit Salz behandelten Rapspflanzen (d.h. linke und rechte Röhre mit 50 mmol NaCl) den geringsten Na-Gehalt im Exsudat aufwiesen. Diese Ergebnisse bestätigen die Hypothese, dass der Raps eine salztolerante Pflanze ist. Um das genauer zu untersuchen, wäre sinnvoll, eine vollständige Untersuchung und genaue Bestimmung der Art der sich im Wurzelexsudat befindenden Ionen durchzuführen.

5 Zusammenfassung

Infolge der Übernutzung von Landflächen und der fortschreitenden Ausweitung der Wüstenregionen wird die Erarbeitung neuer Strategien zur Schonung von natürlichen Ressourcen zu einem der aktuellsten Themen der heutigen Zeit. Durch ein verbessertes Management und weitere Forschung der Zusammenhänge zwischen bestehender Flora und ihrer umgebenden Welt ist es möglich, Belastungssituationen zu mildern und eine Optimierung der Landwirtschaft zu erreichen.

Salinität ist einer der Umweltfaktoren, der die landwirtschaftliche Produktion stark beeinträchtigen. Erhöhte Salzkonzentration im Boden ist einer der Beanspruchungszustände, welchen Wild- und Kulturpflanzen ausgesetzt sind. Sie reduziert das Pflanzenwachstum und führt zu sinkenden bzw. vollständig ausfallenden Erträge.

Ziel dieser Arbeit war zum einen die Reaktion einer Energiepflanze, *Brassica napus* L., auf eine erhöhte Salzkonzentration in der Wurzelzone zu beobachten und zum zweiten der Einfluss des Stressors in An- bzw. Abwesenheit von künstlichem Phytohormon ABA sowohl auf die Wasseraufnahme als auch auf die Entwicklung der vegetativen Pflanzenorgane näher nachzuvollziehen. Ein weiterer wichtiger Punkt war hier die Überprüfung der schon von anderen Autoren festgestellten Wirkung von ABA auf die Exsudationsrate mit einer näheren Betrachtung der von der Pflanze unter Salzstressbedingungen aufgenommenen Ionen.

In dem durchgeführten Versuch dienten selbst gebaute Split-Root-Systeme dazu, die genaue Menge an von der Pflanze aufgenommenem Wasser zu bestimmen. Die Behandlungsdauer betrug sechs Tage, wobei nicht alle Pflanzen gleichzeitig behandelt wurden. Auf diese Weise konnten später Zusammenhänge zwischen unterschiedlicher Akklimatisationszeit und verschiedenem Pflanzenalter genauer definiert werden.

Die Ergebnisse haben gezeigt, dass die Salinität eine negative Auswirkung auf die Blatt-, Spross- und Wurzelentwicklung hat und die Wasseraufnahme stark reduziert. Ein Zusammenhang zwischen Salzstress und ABA wurde bezüglich des Wassertransports festgestellt, nämlich die Erhöhung der Wasseraufnahme infolge einer exogenen ABA-

Applikation. Hier wurde auch eine erhöhte Ionenaufnahme trotz der Anwesenheit vom Salz in der Nährlösung nachgewiesen, was der Grund für die beobachtete hohe elektrische Leitfähigkeit war.

Bezüglich des Einflusses von gleichzeitiger NaCl- und ABA-Applikation auf die hier untersuchten Parameter wäre es sinnvoll diesen Versuch über eine längere Zeit durchzuführen, um die Veränderungen und Reaktionen dieser Pflanze in der entsprechenden Stresssituation genauer betrachten zu können. Ein weiterer interessanter Punkt wäre eine genauere Untersuchung der im gesammelten Wurzelexsudat vorzufindenden Ionen, ihrer Art und Natur sowie ihrer entsprechenden Anzahl. Auf diese Weise könnte eine genaue Aussage über die Ionenselektivität der Wurzelmembranen und somit über die Stufe der Toleranz dieser Energiepflanze gemacht werden.

6 Literaturverzeichnis

- Addicott F.T.**, Lyon J.L., Ohkuma K., Thiessen W.E., Carns H.R., Smith O.E., Cornforth J.W., Milborrow B.V., Ryback G. and Wareing P.F. 1968. Abscisic Acid: A New Name for Abscisin II (Dormin). *Science* 159(3822): p. 1493.
- Asch F.**, Dörffling K. and Dingkuhn M. 1995. Response of rice varieties to soil salinity and air humidity: A possible involvement of root-borne ABA. *Plant Soil* 177: 11-19.
- Asch F.** 2005. Pflanzliche Reaktionen auf abiotischen Stress unter veränderlichen Umweltbedingungen. Kumulative Habilitationsschrift für das Fachgebiet Pflanzenphysiologie/Agrarökologie. Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn: pp. 8-9.
- Ashraf M.** and McNeilly T. 1990. Responses of four *Brassica* species to sodium chloride. *Environ. Bot.* 30(4): 475-487.
- Ashraf M.** and McNeilly T. 2004. Salinity Tolerance in Brassica Oilseeds. *Plant Sciences* 23(2): 157-174.
- Ashraf M.**, Jamil M., Lee C.C., Rehman S.U., Lee D.B., Rha E.S. 2005. Salinity (NaCl) tolerance of *Brassica* species at germination and early seedling growth. *Electronic J. Environ., Agric. Chem.* 4(4): 970-976.
- Brunold C.**, Rügsegger A. und Brändle R. 1996. Stress bei Pflanzen. Verlag Paul Haupt: 17-19.
- Collins J.C.** and Kerrigan A.P. 1974. The effect of kinetin and abscisic acid on water and ion transport in isolated maize roots. *New Phytol.* 73: 309-314.
- Cramer N.** 1990. Raps: Züchtung – Anbau und Vermarktung von Körneraps. Ulmer Verlag: 18-19; 141-142.
- Cummins W.R.**, Kende H. and Raschke H. 1971. Specificity and reversibility of the rapid stomatal response to abscisic acid. *Planta (Berl.)* 99: 347-351.
- Fedina I.S.**, Tsonev T.D. and Guleva E.I. 1994. ABA as a modulator of the response of *Pisum sativum* to salt stress. *J. Plant Physiol.* 134: 245-249.
- Grunert M.** 2007. Pflanzenöl als Kraftstoff. Möglichkeiten und Grenzen aus acker- und pflanzenbaulicher Sicht. Tagungsband der 6. Fachtagung Kraftstoff Pflanzenöl am 09.11.2007 in Nossen. Nossen: Tagungssekretariat.ⁱⁱ
- Korte A.S.** 2009. Identifizierung und Charakterisierung des Abscisinsäure-Responsregulators GCA2 in *Arabidopsis Thaliana*. Dissertation zur Erlangung des

- Grades eines Doktors der Naturwissenschaften. Technische Universität München:
p. 3.
- Kutschera L.** 1960. Wurzelatlas mitteleuropäischer Ackerunkräuter und Kulturpflanzen. DLG-Verlag, Frankfurt am Main: 282-285.
- Larcher W.** 1987. Stress bei Pflanzen. *Naturwissenschaften* 74: 158-167.
- Larcher W.** 2001. Ökophysiologie der Pflanzen. 6. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart: 282-290.
- Ludewig M., Dörffling K and Seifert H.** 1988. Abscisic acid and water transport in sunflowers. *Planta* 175: 325-333.
- Mittelheuser C.J.** and Van Steveninck R.F.M. 1969. Stomatal closure and inhibition of transpiration induced by (RS)-Abscisic acid. *Nature* 221: 281-282.
- Mizrahi Y., Blumenfeld A. and Ricromond A.E.** 1970. Abscisid acid and transpiration in leaves in relation to osmotic root stress. *Plant Physiol.* 46: 169-171.
- Munns R.** and Tester M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *Plant Biol.* 59: 651-681.
- Pitann B., Zörb C. und Mühling K.H.** 2009. *J.Verbr.Lebensm.* 4: 202-206.
- Rönneper M.** 2010. Einfluss von ABA und osmotischem Stress auf die hydraulische Leitfähigkeit von Rhizinuswurzeln. Bachelor-Arbeit. Institut für Pflanzenproduktion und Agrarökologie in den Tropen und Subtropen. Universität Hohenheim. Hohenheim: p. 7.
- Schleiff U.** 2008. Analysis of water spply of plants under saline soil conditions and conclusions for research on crop salt tolerance. *J. Agron. Crop Science* 194: 1-8.
- Schuster W.** 1992. Ölpflanzen in Europa. DLG-Verlag, Frankfurt am Main: 22-27.
- Sinemus K.** und Minol K. 2005. Grüne Gentechnik – ein Beitrag zur Nachhaltigkeit? *Mensch+Umwelt Spezial* 17: 45-50.
- WBGU.** 2009. Wissenschaftlicher Beirat der Bundesregierung Globale Umweltveränderungen. *Welt im Wandel: Zukünftige Bioenergie und nachhaltige Landnutzung:* 5-16.

Internetquellen

FAO 2008. FAO Land and Plant Nutrition Management Service.

<http://www.fao.org/ag/agl/agll/spush>

RAPOOL 2011. RAPOOL Der Raps.

<http://www.rapool.de/index.cfm/nav/191/article/473.html>

ⁱⁱ**Grunert M.** 2007. Pflanzenöl als Kraftstoff. Möglichkeiten und Grenzen aus acker- und pflanzenbaulicher Sicht. Tagungsband der 6. Fachtagung Kraftstoff Pflanzenöl am 09.11.2007 in Nossen. Nossen: Tagungssekretariat.

http://www.landwirtschaft.sachsen.de/landwirtschaft/download/Grunert_RapsNossen_S_tand_2007_10_25_Kennwortschutz.pdf

7 Anhang

Bilder des Versuchs

Bild 1: Multitopfplatte mit ausgesäten Rapssamen

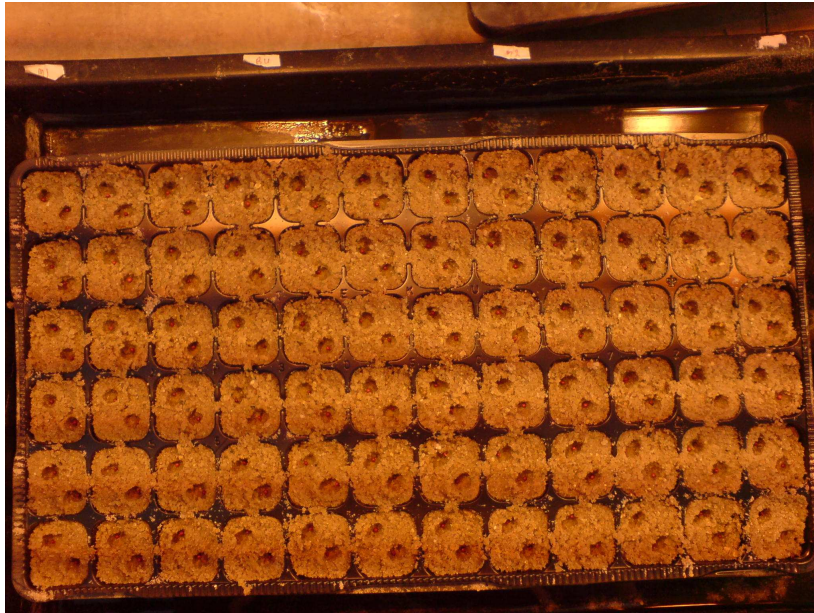


Bild 2: Beschriftetes Split-Root-System



Bild 3: Schon geteiltes Wurzelsystem

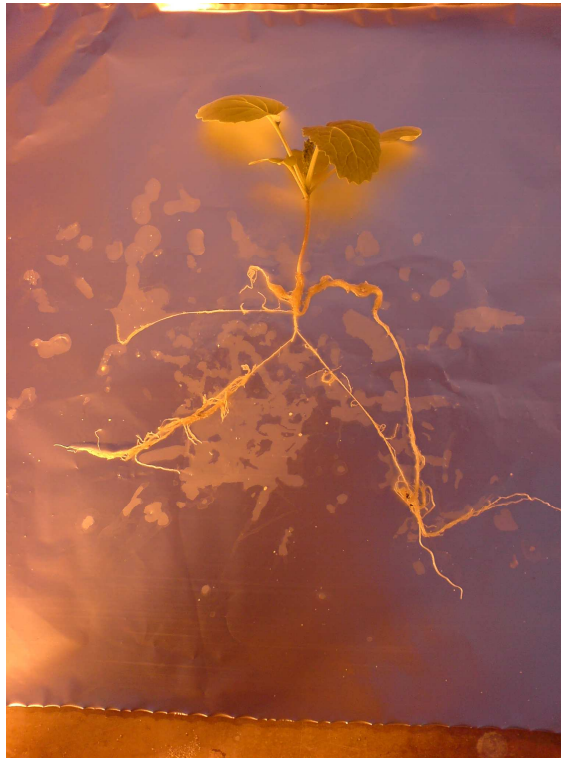


Bild 4: Abwiegen der entsprechenden Menge an Nährlösung 1



Bild 5: Abwiegen der entsprechenden Menge an Nährlösung 2



Bild 6: Gekappte Rapspflanzen (Erntetermin 1)

