

Untersuchungen zur Salztoleranz heimischer Wildrosen

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des akademischen Grades
eines Doktors der Naturwissenschaften

Doctor rerum naturalium (Dr. rer. nat.)

am Fachbereich 08: Biologie und Chemie
der Justus-Liebig-Universität Gießen
Institut für Botanik
AG Spezielle Botanik

vorgelegt von

Diplom-Biologe
Jens Föllner

Gutachter: Prof. Dr. Volker Wissemann
Prof. Dr. Hans-Werner Koyro
Dekan: Prof. Dr. Volker Wissemann

eingereicht im August 2015

*„Die Seele einer Rose ist etwas geradezu Herrliches.
Bitte suchen Sie nach ihr! [...] Aber denken Sie sich eine einzelne,
etwa so in Form, Farbe und Duft wie Marschall Niel,
apart, hell, ungequält und unberührt, gesund, von ächtem Adel.
Das ist für mich eine Blumenfürstin, der ich mich tagelang hingebend widme.“*

KARL MAY
am 17. November 1905 an Adele Einsle

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	1
1.1	Pflanzenausbreitung - Invasionen und Verbringungen	1
1.2	Über die verwendeten Rosenarten	3
1.2.1	Die Hundsrose: <i>Rosa canina</i> L.	3
1.2.2	Die Buschrose: <i>Rosa corymbifera</i> BORKH.	4
1.2.3	Die Weiche Rose: <i>Rosa mollis</i> SM.	4
1.2.4	Die Kartoffel-Rose: <i>Rosa rugosa</i> THUNB.	5
1.2.5	Die Bibernell-Rose: <i>Rosa spinosissima</i> L.	5
1.3	Eingeschleppt und erfolgreich - die Kartoffel-Rose als invasiver Neophyt an europäischen Küsten	6
1.4	Rosen unter Stressbedingungen - <i>en détail</i> : Salz	8
1.5	Zielsetzung dieser Arbeit	11
2	Material und Methoden	12
2.1	Pflanzen und Kultivierung.....	12
2.2	Bewässerung mit künstlichem Meerwasser.....	12
2.2.1	Ansetzen der Lösungen	12
2.2.2	Bewässerung	13
2.2.3	Osmotische Potentiale des künstlichen Meerwassers und in den Blättern der untersuchten Rosenarten	14
2.3	Gaswechsel, Photosynthese und Chlorophyll	14
2.3.1	Gaswechselfmessungen	14
2.3.2	Chlorophyllfluoreszenz.....	14
2.3.3	Verrechnung verschiedener Parameter der Gaswechsel- und Chlorophyllfluoreszenzmessungen.....	16
2.3.4	Chlorophyllgehalt	17
2.4	Element- und Zuckeranalyse	17
2.4.1	Elementanalyse	17
2.4.1.1	Kationen.....	18
2.4.1.2	Anionen	18
2.4.2	Zuckeranalyse.....	18
2.5	Ionentransport in der Wurzel.....	18
2.5.1	Pitmankammer – <i>in-vitro</i> -Versuch	18
2.5.2	<i>In-vivo</i> -Kontrollversuch	19
2.5.3	Aufbereitung des Pflanzenmaterials.....	20
2.6	Morphologische Untersuchungen	20
2.6.1	Schäden	20
2.6.2	Stomata	20
2.6.3	Suche nach möglichen Hydathoden.....	20
2.7	Bodenkundliche Untersuchungen	21
2.7.1	Probennahme Borkum	21
2.7.2	Probennahme Gewächshaus.....	21
2.7.3	Wasserextrakt	21
2.7.3.1	pH-Wert, Leitwert.....	21
2.7.3.2	Elementanalyse	21

2.7.4	Korngrößenanalyse	22
2.8	Mikrobiologische Untersuchungen	22
2.8.1	Probennahme Gewächshausversuch	22
2.8.2	Probennahme Amrum	22
2.8.3	Ansetzen der Verdünnungsreihe	23
2.8.4	K7-Medium	23
2.8.5	DF-Medium	23
2.8.6	Ausplattierung, Kultivierung, Auswertung	24
2.9	Statistische Auswertung	24
3	Ergebnisse	25
3.1	Bodenuntersuchungen auf einem natürlichen Standort und im Gewächshausversuch	25
3.1.1	Analyseergebnisse der Bodenuntersuchungen vom natürlichen Standort auf der ostfriesischen Insel Borkum	25
3.1.2	Überprüfung der Anreicherung von Salz im Boden aus den im Versuch verwendeten Töpfen	26
3.2	Beobachtungen zu Schäden und abgestorbenen Pflanzen	33
3.3	Vergleich der Anzahl und Größe der Stomata aus angefertigten Lackabdrücken	36
3.4	Beobachtungen und morphologische Auffälligkeiten als möglicher Hinweis auf Hydathoden	37
3.5	Analyseergebnisse von Blattmaterial	38
3.5.1	Unterschiedliche Anreicherung von Ionen in Blattmaterial	38
3.5.2	Errechnete osmotische Potentiale der Meerwasserlösungen und der Blätter .	45
3.5.3	Bestimmung von verschiedenen Zuckern in Blättern	47
3.6	Ergebnisse zum Gaswechsel und der Chlorophyllfluoreszenz	51
3.6.1	Photosyntheseparameter unter steigender Meerwasserkonzentration	51
3.6.2	Nachweise zur Ermittlung der Schädigungen der Photosysteme	53
3.6.3	Verhältnis von Elektronentransport- zur Photosyntheserate	55
3.7	Artspezifische Reaktionen auf höhere Meerwasserkonzentrationen in Bezug zum Frischgewicht von Wurzel, Spross und Blatt	57
3.8	Ergebnisse zum Ionentransport in Wurzeln durch die <i>in-vivo</i> - und <i>in-vitro</i> -Versuche	58
3.9	Vergleich der Wurzelproben von im Versuch verwendeten Pflanzen dreier Rosenarten in Bezug zur Anzahl der Kolonien bildenden Einheiten	61
3.10	Vergleich der Anzahl der Kolonien bildenden Einheiten von Wurzelproben vom Wildstandort Amrum an Wurzeln von <i>R. rugosa</i>	62
4	Diskussion	64
4.1	Reale Salzbelastung von Wildrosen an natürlichen Küstenstandorten	64
4.2	Morphologische Veränderungen als Reaktion auf Salzstress	67
4.3	Physiologische Veränderungen als Reaktion auf Salzstress	70
4.3.1	Ionenaufnahme und damit verbundene toxische Effekte	70
4.3.1.1	Anpassung des osmotischen Potentials	72
4.3.2	Photosynthese und Chlorophyllfluoreszenz	74
4.4	Hydathoden, Silicium und Bakterien – Ein Merkmal und zwei äußere Einflüsse als Faktoren für ein Vorkommen an Küstenstandorten	77
4.4.1	Hydathoden	77
4.4.2	Einfluss von PGPB (Plant Growth Promoting Bacteria)	79

4.4.3	Silicium	81
4.5	Fehlerbetrachtung und Ausblick	82
4.5.1	Populationseffekte und Stichprobengrößen.....	82
4.5.2	Das Zeitfenster – Probleme beim Arbeiten mit laubwerfenden, mehrjährigen Arten	84
4.5.3	Schrotschuss- oder Präzisionsmethoden?	84
4.5.4	Den Weg des Salzes verfolgen– ToF-SIMS	85
4.6	Das große Ganze: Spielen differenzielle Salzvermeidungsmechanismen der Gattung <i>Rosa</i> eine Rolle bei der Besiedelung von Küstenhabitaten?	86
5	Zusammenfassung	90
6	Literaturverzeichnis	92
7	Danksagung.....	105
8	Versicherung	108

1 Einleitung

1.1 Pflanzenausbreitung - Invasionen und Verbringungen

Seit der Entstehung der Erde vor ca. 4,5 Milliarden Jahren (PATTERSON 1956; JACOBSEN 2003) ist die Evolution des Lebendigen geprägt von kontinuierlichen, aber auch abrupten Veränderungen des Klimas. Diese Wechsel in den Klimata sind großräumig sicher am eindrucksvollsten als Warm- und Kalt-(Eis)zeiten sichtbar. Pollenfunde und Fossilien belegen einen permanenten Wandel von Flora und Fauna während der gesamten Erdentwicklung bis heute. Das letzte große Ereignis, das zur Herausbildung der heutigen Verteilung von Flora und Fauna in Europa geführt hat, war die Würm-/Weichsel-Eiszeit, die vor etwa 10.000 Jahren endete (GROSSWALD 1980; KLOSTERMANN 2009). Pflanzenwanderungen in Folge der zunehmenden Abkühlung und Austrocknung, aber auch im Klima der Nacheiszeit, bedingen die rezente Verbreitung und Vorkommen der mitteleuropäischen Pflanzensippen. Die Ausbreitung von Arten über ein Areal ist dabei ein vollkommen natürlicher Vorgang, während die anthropogen verursachte Ausbreitung die natürlichen Prozesse um ein Vielfaches in Bezug zur Reichweite, Geschwindigkeit und Auswirkung übertrifft. Solche anthropogen ausgelösten biologischen Invasionen gelten weltweit als eine der wichtigsten Ursachen für die Gefährdung biologischer Vielfalt (KOWARIK 2010) und sind inzwischen ein wichtiges biologisches, aber auch politisches Thema internationaler Forschung (PYSEK et al. 2006).

Die Definitionen für Neophyten oder invasive Arten sind weltweit verschieden, weshalb eher die Ausdrücke heimisch und nichtheimisch verwendet werden sollten (KOWARIK 2010). Der Begriff der biologischen Invasion ist inzwischen im Sprachgebrauch etabliert, Wörter wie Invasion und Invasionspflanze wurden sogar schon im 19. Jahrhundert verwendet (KOWARIK 2002). KOWARIK (1995) definiert eine biologische Invasion durch eine invasive Art als eine solche, wenn die nichtheimische Art sich in einem Areal ansiedelt und vermehren kann, und ihr Auftreten mit negativen Folgen verbunden ist. Arten sind oft invasiv, wenn sie anthropogen verbracht werden oder werden invasiv, wenn durch anthropogene Einflüsse ökologische Barrieren beseitigt werden (KOWARIK 2010). Eine frühe Feststellung über die von Menschen verbrachten Arten wurde schon im 19. Jahrhundert von ADALBERT VON CHAMISSO getroffen:

„Wo der gesittete Mensch einwandert, verändert sich vor ihm die Ansicht der Natur. Ihm folgen seine Haustiere und nutzbaren Gewächse; die Wälder lichten sich; das verschuchte Wild entweicht; seine Pflanzen und Saaten breiten sich um seine Wohnung aus; Ratten, Mäuse, Insekten verschiedener Art siedeln sich mit ihm unter einem Dache an; mehrere Arten Schwalben, Finken, Lerchen, Rebhühner, begeben sich unter seinen Schutz, und genießen als Gäste Früchte seiner Arbeit. In seinen Gärten und Feldern wuchern als Unkraut unter den Gewächsen, die er anbaut, eine Menge anderer Pflanzen, die sich freiwillig denselben zugesellen und gleiches Los mit ihnen teilen; und wo er endlich den ganzen Flächenraum nicht eingenommen, entfremden sich seine Hörigen von ihm, und selbst die Wildnis, die

sein Fuß noch nicht betreten hat, verändert die Gestalt.“ (CHAMISSO und SCHNEEBELI-GRAF 1983)

Die sehr frühe Einführung einer Art ist mit *Prunus domestica* subsp. *insititia* schon aus dem Neolithikum und der Bronzezeit bekannt. Vor allem auch durch römische Landbautechnik wurden zahlreiche, heute noch genutzte Obst- und Zierpflanzen (z.B. Pflaume - *Prunus domestica*, Pfirsich - *Prunus persica*, Esskastanie - *Castanea sativa*) nach Europa verbracht. Heutzutage wird der Großteil der eingeschleppten Arten unbeabsichtigt eingeschleppt. Dies geschieht zum Beispiel durch Flug-, Bahn- und Autoverkehr, über Müllhalden und das Ballastwasser von Schiffen oder als Saatgutbegleiter in der modernen Landwirtschaft. Die Verbringung erfolgt dabei oft auch sekundär von Pflanzen, Tieren oder Pilzen auf Importpflanzen oder auch in anderen Kombinationen. Die menschliche Aktivität ist dabei aber in den allermeisten Fällen der Schlüsselfaktor (KOWARIK 2010). Fast alle problematischen Neophyten wurden ursprünglich als Zierpflanzen eingeführt und verbreiteten sich aus Gärten in die sie umgebende Natur. Diese Exoten wurden bereits seit dem 16. Jahrhundert in Gärten kultiviert, aus Gründen, die VITA SACKVILLE-WEST bereits 1937 feststellte:

„Für jeden wahren Blumenfreund kommt unweigerlich der Augenblick, in dem sich seine Neigungen auch dem weniger geläufigen und alltäglichen zuwenden.“
(zitiert in KOWARIK 2010)

Ein weiteres Problem, was erst später erkannt wurde, ist die biologische Invasion unterhalb des Artniveaus. Hier findet eine Vermischung von Genotypen von heimischen und nichtheimischen Pflanzen einer Art statt (JOHNSON et al. 2010; JONES 2013). Dies geschieht zum Beispiel bei der Wiederbegrünung von Straßenrandstreifen durch importierte Saatgutmischungen aus Osteuropa (persönliche Mitteilung JUTTA REIKER). Diese Vermischung kann zum einen für die Erhöhung der genetischen Vielfalt sorgen, zum anderen aber auch zu einer Erniedrigung führen, wenn es zwischen den einheimischen und massenhaft ausgebrachten, nichtheimischen Pflanzen zur Kreuzung und Rückkreuzung kommt. Die Verbringungen von gebietsfremden Arten gelten auch als Wegbereiter für die Ausbildung anthropogener Sippen, welche sich in neuen Gebieten überhaupt erst, in durch den Menschen geschaffenen Räumen, ansiedeln konnten. Ein Beispiel dafür sind die obligaten Ackerunkräuter (KOWARIK 2010). Die meisten der eingebürgerten Arten in Europa kommen dieser Hypothese folgend in urban-industriellen Gebieten vor, wie zum Beispiel Gärten, Grünanlagen, Äckern oder auch Ruderalflächen (PYŠEK et al. 2009).

In wie weit sich neue Arten in neuen Gebieten ansiedeln können, wurde schon im 19. Jahrhundert beobachtet und beschrieben. Einerseits wichtig ist das Fehlen natürlicher Gegenspieler, die in Konkurrenz treten oder auch als Fraßfeinde agieren könnten, andererseits spielen Arteigenschaften eine große Rolle (DARWIN 1859). RICHARDSON (2000) und HEGER (2004) definieren verschiedene Invasionsstufen, die erreicht werden können. Diese reichen von der einmaligen Ansiedelung und dem direkten Aussterben ohne eine weitere Ausbreitung oder dem dauerhaften Verbleib, bis hin zur dauerhaften Etablierung und einer anschließenden Erschließung des neuen Gebietes.

Weltweit gibt es zahlreiche Beispiele, auf den Inseln in Deutschland reicht dies von dem invasiven Kaktusmoos *Campylopus introflexus* (HAHN 2006; RÜCKER 2010) über die spätblühende Traubenkirsche *Prunus serotina* (HAHN 2006; KOWARIK 2010; NATTER 2011), die als forstliche Nutzpflanze eingeführt wurde, bis hin zur asiatischen Kartoffelrose *Rosa rugosa* (BRUUN 2005, 2006, ISERMANN 2008a, 2008b; JØRGENSEN und KOLLMANN 2009). In Deutschlands Flora sind aktuell 22,4% der vertretenen Arten (687 von 3062 Arten, darunter 412 etablierte Neophyten) nichtheimischen Ursprungs (KOWARIK 2002).

1.2 Über die verwendeten Rosenarten

Die Gattung *Rosa* L. ist vor allem in der nördlichen Hemisphäre verbreitet. Ihr gehören ungefähr 200 Arten an (WISSEMANN 2003). Die meisten einheimischen Rosenarten in Europa sind polyploid und entstanden oft durch Hybridisierung. Beides zusammen dürfte ein erheblicher Selektionsvorteil bei der Wiederbesiedelung Europas nach der letzten Eiszeit gewesen sein (RITZ und WISSEMANN 2003; RITZ et al. 2005; RITZ und WISSEMANN 2011). Die Mehrheit wächst auf offenem, verbuschtem Grasland, als Kletterrosen in Wäldern, im Küstenbereich und *R. palustris* als einzige in nordamerikanischen Sümpfen (HENKER 2003).

1.2.1 Die Hundsrose: *Rosa canina* L.

Als häufigste Vertreterin der heimischen Rosenflora ist *R. canina* von Nordwestafrika über ganz Europa bis zu 62° Breite (fehlt in Island und Finnland HENKER 2003) und Westasien verbreitet (TIMMERMANN und MÜLLER 1994). Dabei ist sie auf fast allen Standorten zu finden, die nicht dauerfeucht oder nass sind. Typische Standorte sind hierbei Straßen- und Wegränder, Hecken, Weiden, Waldränder und Ruderalstandorte. Ihr Vorkommen beschränkt sich nicht nur auf das Tiefland, sondern lässt sie auch in den Alpen über 1600 m aufsteigen. Die Hundsrose ist Namensgeberin der Sektion *Caninae* (Dc.) SER innerhalb der Gattung *Rosa* (TIMMERMANN und MÜLLER 1994; WISSEMANN und RITZ 2005). Vom aufrechten, locker wachsenden Strauch, bis zur kletternden Wuchsform als Spreizklimmer erreicht *R. canina* gewöhnlich 2-4 m Höhe (HENKER 2003). Die bogig ausladenden Äste sind besetzt mit hakigen Stacheln, die Blätter oft 5-7 zählig. Die Zähne der Blättchen sind divers bedrüst oder tragen Drüsenrudimente, besonders auf der Außenseite der Zähne (HENKER 2003). Im Juni blühen sie mit mehrblütigen Blütenständen, die Kronblätter sind hellrosa, seltener kräftig rosa oder weiß (HENKER 2003). Die Hagebuttenformen sind als stark variierend (HENKER 2003) so z.B. schlank eiförmig, krugförmig, birnenförmig (TIMMERMANN und MÜLLER 1994) beschrieben. Die Fruchtreife tritt gegen Oktober, November ein (TIMMERMANN und MÜLLER 1994; HENKER 2003). Als eine polymorphe Art kann unter anderem eine Verwechslung mit *R. corymbifera* auftreten (HENKER 2003). HENKER (2003) und TIMMERMANN (1994) unterscheiden dabei diverse Varietäten. Als Unterlage für Freiland- und Gewächshausrosen dient die Sorte 'Inermis' (TIMMERMANN und MÜLLER 1994). Des Weiteren wird *R. canina* zur Herstellung von Tees, Hagebuttenmark und Hagebuttenwein verwendet (HENKER 2003).

1.2.2 Die Buschrose: *Rosa corymbifera* BORKH.

In wenigen Merkmalen von *R. canina* unterschiedlich überlagern sich auch die Verbreitungsgebiete beider Arten, allerdings kommt *R. corymbifera* weniger häufig vor (HENKER 2003). Ebenfalls zur Sektion *Caninae* gehörend (TIMMERMANN und MÜLLER 1994; WISSEMAN und RITZ 2005) ist *R. corymbifera* aber anspruchsvoller als *R. canina*, fehlt daher in Gebirgslagen und wird hier durch andere verwandte Arten ersetzt. Als aufrechter, stark verzweigter Strauch wachsend wird die Buschrose etwas 2-3 m hoch und erreicht damit nicht die Wuchshöhen von *R. canina*. Die bestachelten Sprosse tragen 7 zählige Blätter, deren dichtstehende Blättchen in ihrer Form stark variieren und so ähnlich wie die Blättchen von *R. canina* aussehen (HENKER 2003) Die Blättchen sind oberseits kahl oder anliegend behaart (HENKER 2003), wenigstens aber in den Aderrinnen (TIMMERMANN und MÜLLER 1994). Drüsen sind vereinzelt an den Blattstielen zu finden (TIMMERMANN und MÜLLER 1994). Die blassrosa Blüten erscheinen zur Blütezeit im Juni (TIMMERMANN und MÜLLER 1994)(bis Juli HENKER 2003) zeitgleich mit *R. canina*. Die ausgereiften, denen von *R. canina* ähnelnden, Hagebutten reifen im Oktober bis November (TIMMERMANN und MÜLLER 1994; HENKER 2003). Die im Versuch verwendete *R. corymbifera* var. *laxa* (var. *deseglisei* BOREAU TIMMERMANN und MÜLLER 1994) ist als Unterlage in großer Zahl in der Rosenkultur unter dem Namen *Rosa* 'Laxa' zu finden. Als durchgewachsene Unterlage ist sie oft auf angepflanzten Flächen zu finden und verbreitet sich auch spontan in der Umgebung (TIMMERMANN und MÜLLER 1994).

1.2.3 Die Weiche Rose: *Rosa mollis* SM.

In Deutschland an wenigen Stellen als Einzelexemplar wachsend, und nur im Naturschutzgebiet Geltinger Birk (Schleswig-Holstein) als Population vorkommend (EIGNER 1993) ist *R. mollis*, aus der Sektion *Caninae* (TIMMERMANN und MÜLLER 1994; WISSEMAN und RITZ 2005), eine bedrohte Rosenart. Sehr nah verwandt zu *R. mollis*, und kaum von ihr zu unterscheiden, ist *R. villosa*, deren Verbreitungsgebiet sich aber auf montane Regionen in Zentral- und Südeuropa beschränkt, die jedoch als Kulturform 'Duplex' in ganz Deutschland zur Marmeladenherstellung in Privatgärten angepflanzt wurde. Forschungen zeigen, dass beide Arten im Zuge der letzten Eiszeit aus einer Elternart durch Radiation in disjunkten Arealen hervorgegangen sind (KELLNER et al. 2014). Die sonstige Verbreitung von *R. mollis* zieht sich sowohl durch Nordwest- und Nordeuropa einschließlich des Ostseeraums (TIMMERMANN und MÜLLER 1994) als auch bis Asien (HENKER 2003). *R. mollis* kommt sowohl als Einzelstrauch, aber auch in Kolonien durch Ausläuferbildung vor und erreicht Wuchshöhen von 0,8-1,2 m. Die Äste sind häufig purpurn und bläulich bereift, während die Blätter graugrün und filzig, samtartig behaart sind. Die 5-7 zähligen Blättchen sind elliptisch bis eiförmig und vorne abgerundet oder zugespitzt. Die Blätter sind vor allem am gezahnten Blättchenrand dicht mit rötlichen Drüsen besetzt. Das Laub duftet frisch mit schwach ausgeprägtem Harz- oder Terpentinduft oder ist geruchlos. Die Blüten stehen einzeln, oder zu 2-3 Blüten zusammen, mit kräftig rosa oder auch weißen Kronblättern. Die Blütezeit liegt im Hauptflor bei Ende Juni, kann sich aber auch in den Juli hinein erstrecken. Die kugeligen

bis ellipsoidisch, selten verkehrt eiförmigen, 1-2 cm großen, dicken Hagebutten sind etwas kleiner als bei *R. villosa* und reifen im August (HENKER 2003).

1.2.4 Die Kartoffel-Rose: *Rosa rugosa* THUNB.

Die Kartoffelrose gehört der Sektion *Rosa* (=Cinnamomeae) an (TIMMERMANN und MÜLLER 1994; WISSEMANN und RITZ 2005) und stammt ursprünglich von den Küsten zwischen Kamtschatka über Hokkaido bis Japan und der Mandschurei bis Nordostchina (CHRISTENSEN und JOHNSEN 2001; HENKER 2003; BRUUN 2005; HAHN 2006; YANG et al. 2009). Inzwischen ist sie in Europa und dem nordöstlichen Amerika verwildert und teilweise auch eingebürgert (BRUUN 2005; HAHN 2006; HILL et al. 2010; ISERMANN et al. 2012; NEHRING et al. 2013). Sie wächst als aufrechter Strauch, mit starker Ausläuferbildung oft als Gebüsch, auf den variabelsten Untergründen, unter anderem auch an Extremstandorten, vom Tiefland bis ins Gebirge (TIMMERMANN und MÜLLER 1994; HENKER 2003). Die 1-2 m hohen dichten Sträucher sind auf den Ästen dicht mit filzig behaarten Stacheln besetzt. Ihre Blätter sind 7-9 zählig, stark bedrückt, derb, dunkelgrün glänzend und vor allem auf der Oberseite runzlig, woher ihr Trivialname Runzelrose stammt (TIMMERMANN und MÜLLER 1994). In ihrer sehr langen Blütezeit von Mai bis August (HENKER 2003) (bis September TIMMERMANN und MÜLLER 1994) blüht *R. rugosa* mit großen Blüten, deren Kronblätter kräftig dunkelrosa, rosenrot oder weiß sind. Die aus den Blüten entstehenden Hagebutten sind flachkugelig, bis 2,5 cm dick, scharlachrot oder ziegelrot gefärbt und erscheinen parallel zur Blüte ab Juli bis Oktober (HENKER 2003). *R. rugosa* ist bekannt für ihre leichte Kreuzbarkeit mit einheimischen und ausländischen Rosenarten, wodurch einige Bastarde bekannt sind (EIGNER und WISSEMANN 1999; HENKER 2003). Durch Kreuzungen wurde *R. rugosa* zur Stammform für viele Kulturrosen („bedeutendste Kulturrosen der Gegenwart“ HENKER 2003) und wird außerdem zur Hagebuttengewinnung in Plantagen angebaut (TIMMERMANN und MÜLLER 1994).

1.2.5 Die Bibernelle-Rose: *Rosa spinosissima* L.

Als Kleinstrauch wachsend wird *R. spinosissima* etwa fuß- bis hüfthoch (0,2-1,5 m HENKER 2003) und bildet oft dichte Kolonien durch verzweigte Bodenausläufer (TIMMERMANN und MÜLLER 1994). Die dunkelbraunen Stämmchen und kurzen Ästen sind dicht an dicht mit Stacheln besetzt. Die 7-11 zähligen Blätter sind aus auffällig kleineren Blättchen als bei den sonst heimischen Wildrosen üblich zusammengesetzt, welche breit-elliptisch, bis rund oder verkehrt eiförmig sind. Der Blättchenrand ist mit groben einfachen Zähnen besetzt, die Lamina ist oft rötlich überlaufen (HENKER 2003). Die stets einzeln vorkommenden Blüten sind weiß, selten blaßrosa, in Ausnahmen auch rot oder gelb (BOYD 2008) und etwas duftend. Die Blütezeit ist Mai bis Juni, während die ausgereiften Hagebutten im August und September schwarzbraun gefärbt (Anthocyaneinlagerung TIMMERMANN und MÜLLER 1994) an den Ästen hängen. Die Form der Hagebutten ist dabei kugelig bis flachkugelig (HENKER 2003). Das Vorkommen von *R. spinosissima* ist selten bis zerstreut, oft auch aus früheren Kulturen

verwildert. Besiedelt wird eine limitierte Bandbreite an Habitaten als Reliktpflanze der letzten Eiszeit vor allem auf freigebliebenen Felskanten, den Schatten meidend. Des Weiteren kommt sie aber als Dünenrose auf nahezu allen Nordseeinseln vor (TIMMERMANN und MÜLLER 1994; HENKER 2003; MAYLAND-QUELLHORST et al. 2012). Die inländischen Populationen unterscheiden sich dabei von den Küstenpopulationen, was sich vor allem in ihrer Wuchshöhe bemerkbar macht. Es wird vermutet, dass die nördlichen (Küsten-) Populationen während der letzten Eiszeit auf Nunataks überdauerten, während die südlichen (Inland-) Populationen vor dem Eisschild wuchsen (persönliche Mitteilung VOLKER WISSEMANN). Ähnliches wird auch für *R. villosa/mollis* angenommen (KELLNER et al. 2014). Die höher wachsenden Populationen im Inland werden von TIMMERMANN (1994) auch, als angepflanzte Ware aus Baumschulen, unter *R. spinosissima* var. *altaica* geführt. *R. spinosissima* wird an Küsten häufig von der sich ausbreitenden *R. rugosa* verdrängt und ist außerdem durch Waldsukzession, hohe Wildbestände und an Kletterfelsen gefährdet (HENKER 2003; MAYLAND-QUELLHORST et al. 2012).

1.3 Eingeschleppt und erfolgreich - die Kartoffel-Rose als invasiver Neophyt an europäischen Küsten

Ihr ursprüngliches Verbreitungsgebiet hat die Kartoffel-Rose im ostasiatischen Raum (BRUUN 2005; YANG et al. 2009). Außer in den Dünenbereichen kommt die Kartoffel-Rose in ihrem natürlichen Verbreitungsgebiet auch an Waldrändern des Binnenlandbereiches vor (HAHN 2006). In ihrem ursprünglichen Verbreitungsgebiet gilt *R. rugosa* inzwischen als bedrohte Art und wird als solche zum Beispiel auf der Roten Liste in China geführt. Die Gründe für den Rückgang der Art, vor allem in den letzten zwei Jahrzehnten, sind durch die Reduzierung des Lebensraums und einer Fragmentierung der Populationen zu begründen. In China sind nur noch vier große Populationen erhalten geblieben (YANG et al. 2009).

Wann exakt *R. rugosa* nach Europa gelangte und erstmals in Gärten und Parks kultiviert wurde, wird kontrovers diskutiert. Sowohl CHRISTENSEN und JOHNSON (2001) als auch RAUFUß (2008) geben an, dass die Kartoffelrose schon in der zweiten Hälfte des 18. Jahrhunderts nach Europa eingeführt wurde. Anderen Angaben zu Folge wurde *R. rugosa* zwischen 1830 und 1860 in Europa eingeführt (HAHN 2006). Die unterschiedlichen Zeitangaben gehen laut HAHN (2006) auf die Einführung von verschiedenen ostasiatischen Ausgangssippen zurück. Ausgehend von ihrer Einführung und der anschließenden Ausbreitung durch Verwilderung aus Gärten, sowie der gezielten Anpflanzung durch den Menschen, ist *R. rugosa* inzwischen in 16 europäischen Ländern verbreitet und gilt in den Niederlanden, Deutschland (ISERMANN 2007; ISERMANN et al. 2012; NEHRING et al. 2013), Dänemark, Norwegen, Schweden und Litauen als invasiver Neophyt (HAHN 2006; YANG et al. 2009). Als naturalisierte Art ist *R. rugosa* inzwischen in Finnland, Norwegen, Dänemark, Deutschland, den Niederlanden, den Britischen Inseln und Frankreich angegeben (BRUUN 2005; HAHN 2006). Auch im Nordosten der USA und Kanada sind inzwischen eingebürgerte, verwilderte Populationen

bekannt (HENKER 2003; BRUUN 2005; YANG et al. 2009; HILL et al. 2010). Die Besiedelung ist dabei verstärkt in Küstenbereichen zu beobachten, während im Binnenland vor allem agriophytische Bestände vorkommen (HAHN 2006).

Die ersten Anpflanzungen der Kartoffel-Rose wurden aus unterschiedlichen Gründen getätigt. Einerseits ist der Einsatz als Zierpflanze in Gärten dokumentiert, für die die Kartoffel-Rose geradezu prädestiniert ist, zeigt sie sich doch winterhart, wind- und salztolerant (BRUUN 2005; HAHN 2006; KOWARIK 2010) und nahezu das ganze Sommerhalbjahr üppig blühend (TIMMERMANN und MÜLLER 1994; HENKER 2003). Andererseits wurden die Vitamin-C reichen, dickfleischigen Früchte zur Herstellung von Kompott, Marmelade und Suppe genutzt (HAHN 2006; KOWARIK 2010). Weitere Gründe sind die Nutzung als Windschutz, Anpflanzungen zur Dünenstabilisation, die Lenkung von Besucherströmen und zum Verdecken alter Bunkeranlagen aus dem Zweiten Weltkrieg (HAHN 2006). Ihre weitere Ausbreitung geschieht vor allem mittels Ausläuferbildung über Wurzelsprosse und Rhizome (JØRGENSEN und KOLLMANN 2009; KOLLMANN et al. 2011), durch einmal etablierte Pflanzen, wodurch dichteste Bestände ausgebildet werden, während Keimlinge eine geringere Rolle spielen (KOWARIK und SCHEPKER 1997; CHRISTENSEN und JOHNSEN 2001). Die Kartoffel-Rose besitzt eine sehr hohe Regenerationsfähigkeit und verträgt auch eine Übersandung (BELCHER 1977; KOLLMANN et al. 2011), da die Sprosse in der Lage sind Adventivwurzeln auszubilden. Die Samen werden endozoochor durch Vögel verbreitet (BRUUN 2005). Die Früchte der Rose sind bis zu 42 Wochen schwimmfähig und gelangen so über weite Strecken in neue Gebiete, wobei ihnen das Salzwasser wenig ausmacht und die Keimfähigkeit weiterhin hoch bleibt (HAHN 2006). Auf dem Wege der Schwimmausbreitung werden auch Wurzeläusläufer, welche zum Beispiel von am Strand entsorgtem Gartenschnitt stammen, verdriftet und können neue Habitate erschließen (HENKER 2003).

Problematisch ist *R. rugosa* aufgrund ihrer Arteigenschaften. Durch die Ausbildung dichtester Bestände von 1-1,5m Höhe (HENKER 2003) tritt sie in starke interspezifische Konkurrenz zu heimischen Arten. In den durch Gräser und Kräuter dominierten Dünentrockenrasen und Küstenheiden wird so die Diversität deutlich vermindert und Vegetationsstrukturen und -gesellschaften nachhaltig verändert (ISERMANN 2008b, 2008a). Einheimische krautige Arten, auch solche der Roten Liste, sind davon ebenso betroffen, wie auch die zwei einheimischen Rosenarten *R. spinosissima* und *R. mollis* (HAHN 2006). Neben der räumlichen Verdrängung stellt *R. rugosa* durch ihren langen Blühzeitraum und der Vielzahl an Blüten auch eine Bedrohung durch Hybridisierung und Aufbastardierung mit anderen Rosenarten dar. Für *R. mollis* (EIGNER und WISSEMANN 1999; KELLNER et al. 2012, 2014), *R. caesia* und *R. canina* konnten solche Hybriden in Studien nachgewiesen werden (NEHRING et al. 2013). In Kanada ist die Kartoffel-Rose auch als Überträgerin einer Gallwespenart, welche als Schädling auftritt, bekannt, in Deutschland ist bisher kein Risiko einer Krankheits- und Organismenübetragung gegeben (NEHRING et al. 2013).

Zur Bekämpfung der Bestände von *R. rugosa* wurden bisher unterschiedlichste Strategien angewandt. Als nachhaltig effektiv stellten sich aber nur wenige Maßnahmen heraus.

Mehrmaliges Schneiden oder Mähen jährlich muss über mehrere Folgejahre durchgeführt werden, da sonst nur eine Verjüngung der Bestände die Folge ist (STARFINGER und KOWARIK 2003). Gröberer Art ist das Ausbaggern und Aussieben der Pflanzenteile, wobei aber ganze Dünenketten mobilisiert werden, was unvereinbar mit dem Küstenschutz in den betroffenen Gebieten ist. Auch bei dieser Maßnahme muss in Folgejahren nachgearbeitet werden (STARFINGER und KOWARIK 2003; HAHN 2006). KOLLMANN et al. (2011) zeigten in Versuchen, dass eine Rodung und anschließendes Abdecken der Flächen mit Sand ebenfalls gute Erfolge erzielen können. Ein Beweiden von Kartoffel-Rosen-Populationen ist wegen der Trittbelastung durch Schafe und der Gefahr einer Eutrophierung in den nährstoffarmen Dünen schlecht durchführbar (KOWARIK 2010). Chemische Maßnahmen, mittels Herbiziden, werden von NEHRING et al. (2013) erwähnt, von HAHN (2006) aber als wenig sinnvoll wegen der Schäden für die restliche Dünenvegetation erachtet. Allen Überlegungen gemeinsam sind die Verhinderung einer absichtlichen Ausbringung in der Zukunft und ein Verzicht von Neuanpflanzungen. Dies ist allerdings vor dem Hintergrund der Beliebtheit von *R. rugosa* seitens der Bewohner und Urlauber in den Küstenregionen schwierig. Hier kann nur eine Aufklärung über die Auswirkungen der invasiven Rose auf die heimische Flora eine Meinungsänderung bewirken (HAHN 2006).

1.4 Rosen unter Stressbedingungen - *en détail*: Salz

Neben der bewussten oder unbewussten Einführung gebietsfremder Pflanzenarten durch den Mensch ist es jedoch vor allem die industrielle Aktivität, die u.a. über hohe CO₂-Ausstöße, Klimaänderungen in kurzen Zeiträumen herbeiführt. Zeiträume, die wesentlich kürzer sind als die vormenschlicher Klimaänderungen. Diese Klimaveränderungen resultieren in einer zunehmenden Aridisierung weiter Teile der Erde mit der Folge, dass Stressfaktoren wie Salz, Aridität und UV-Strahlung zunehmend als abiotische Evolutionsfaktoren auf die Etablierung und Besiedlung von Pflanzenarten wirken. Unter den Veränderungen, die sich im Zuge des Klimawandels ergeben, stellt sicherlich die Bodendegradierung und die damit oft einhergehende Ausbreitung von Wüsten, sowie verringerte Niederschlagsraten in manchen Gebieten, eine große Herausforderung für den Menschen dar (IPCC - Intergovernmental Panel on Climate Change). Allerdings gilt dies natürlich auch für Flora und Fauna der betroffenen Gebiete. Die Veränderungen der Vegetation gehen oft einher mit der Versalzung der Böden, die zurzeit etwa 7 % der globalen Landmasse (SZABOLCS 1994; GLENN et al. 1998) und 20-50 % der bewässerten Gebiete, vor allem durch sekundäre Versalzung (PITMAN und LÄUCHLI 2004), betrifft (TANJI 2004; HU und SCHMIDHALTER 2005). Während halophytische Pflanzen hohe Salzkonzentrationen vertragen oder sogar zum Überleben benötigen, tragen andere Pflanzen starke Schädigungen durch Salz davon. Viele wirtschaftlich bedeutsame Pflanzenfamilien, zu denen auch die Rosaceae gehören, haben keine Vertreter mit ausgeprägt halophytischen Eigenschaften vorzuweisen. Durch diesen Umstand ist es möglich, dass diese Familien in Zukunft einer Limitierung ihres Lebensraumes unterliegen werden (JEFFERIES und RUDMIK 1984). Rosen gehören zu den am häufigsten

angebauten Zierpflanzen. Allerdings stammt der absolute Großteil, der in die EU eingeführten Schnit Rosen, aus ariden und semiariden Anbaugebieten, in denen sie nur mit Bewässerung kultiviert werden können. Zwischen Januar 2000 und März 2012 wurden mehr als 80% aller in die EU importierten Rosen aus Ecuador, Kenya und anderen ostafrikanischen Ländern (Äthiopien, Tansania und Uganda) bezogen (MUHAMMAD et al. 2010; MUHAMMAD et al. 2013). Die am häufigsten verwendeten Unterlagen für Zuch Rosen, *R. corymbifera* 'Laxa' und *R. multiflora*, zeigen dabei einen sehr geringen Toleranzbereich für salzhaltige Böden (KHATTAB 2005). Als einheimische Rosen, welche in salzbelasteten Habitaten vorkommen, sind *R. mollis* und *R. spinosissima* in der Küstenregion zu nennen, während die ebenfalls dort vorkommende *R. rugosa* eingeschleppt ist (siehe 1.3). Die zugrundeliegenden Mechanismen, die ihnen ein Überleben an diesen Standorten ermöglichen sind aber unbekannt. Die meisten bisher durchgeführten Experimente zur Salztoleranz an Rosen wurden mit Kulturrosen und verschiedenen Unterlagen durchgeführt (JIMENEZ et al. 1997; WAHOME et al. 2000; WAHOME et al. 2001b; WAHOME et al. 2001a; CABRERA 2003; CABRERA und PERDOMO 2003; KHATTAB 2005; NIU et al. 2008; NIU und RODRIGUEZ 2008). Untersucht wurden dabei die Biomasse, die Salzverteilung in verschiedenen Organen und die Chlorophyllfluoreszenz (JIMENEZ et al. 1997; WAHOME 1999; WAHOME et al. 2000; WAHOME et al. 2001b; WAHOME et al. 2001a; KHATTAB 2005; NIU et al. 2008; NIU und RODRIGUEZ 2008). Eine molekulare Untersuchung in Bezug auf Salzstress untersuchte ein Gen (*RhNHX1*) für einen vaskulären Na^+/H^+ -Antiporter in *R. hybrida* (KAGAMI und SUZUKI 2005). Die Ergebnisse der Studien zeigen, dass zum Beispiel *R. rubiginosa* relativ unempfindlich gegenüber moderaten Salzkonzentrationen (20 mM NaCl) ist (WAHOME et al. 2000; WAHOME et al. 2001b; WAHOME et al. 2001a). *R. rugosa* stellte sich in Versuchen bis 150 mM NaCl als toleranteste Art heraus und zeigte bei dieser höchsten Konzentration kaum Salzsäden im Vergleich mit den anderen verwendeten Arten/Genotypen (KHATTAB 2005). Alle in den Untersuchungen verwendeten Arten/Genotypen nahmen Natrium- und Chloridionen auf und akkumulierten sie in den Wurzeln. Außerdem konnten erhöhte Konzentrationen beider Ionen in Sprossen und Blätter festgestellt werden. In älteren Blättern war die Chloridkonzentration dabei immer höher als in jüngeren Blättern. Die Chloridkonzentration lag immer über der Natriumkonzentration. Bei allen Arten konnten ebenfalls signifikante Reduzierungen der Trockenmasse in Wurzeln, Sprossen und Blättern ermittelt werden (WAHOME 1999; WAHOME et al. 2000; WAHOME et al. 2001b; WAHOME et al. 2001a; KHATTAB 2005). Die Arbeit von KHATTAB (2005) zeigte aber auch, dass während der Untersuchung große Variationen bis zum Erreichen der Letalitätsgrenze auftraten.

Für andere salztolerierende Pflanzen ist eine Hochregulation von Enzymen zur Bildung von kompatiblen Soluten bekannt, die eine bessere Osmoregulation ermöglichen. Ein häufig auftretendes kompatibles Solut ist dabei die Aminosäure Prolin, welche in Glykophyten unter Salzstress angereichert wird (STEWART und LEE 1974; ALVAREZ et al. 2003; KANT et al. 2006). Dies konnte in Untersuchungen von WAHOME (1999) für die verwendeten Rosen jedoch nicht nachgewiesen werden. Weitere Mechanismen, die in Rosen eine mögliche Salztoleranz bewirken könnten, sind bisher nicht nachgewiesen. Von anderen Pflanzen ist

jedoch bekannt, dass beispielsweise vergesellschaftete Pilze oder Bakterien eine gesteigerte Toleranz gegenüber Stress bewirken können (DIMPKA et al. 2009; MENKIS et al. 2014). Durch die Ausbildung einer arbuskulären Mykorrhiza kann eine symbiotische Lebensweise zwischen Pilz und Pflanze entstehen. Dabei kann der Pilz hocheffektiv Mineralstoffe des Bodens mobilisieren, aufnehmen und in den Pflanzenkörper transferieren. Diese Fähigkeit ist von besonderer Bedeutung für Pflanzen, die in Habitaten mit geringer Bodenfruchtbarkeit, zum Beispiel Küstendünen, vorkommen (MENKIS et al. 2014). Arten dieser Pilze konnten an *R. rugosa* nachgewiesen werden (MENKIS et al. 2014). Bestimmte Bakterien können ebenfalls Toleranzgrenzen von Pflanzen gegenüber Stress anheben. Einige dieser Bakterien gehören einer Gruppe an, die sich durch das Vorhandensein eines Enzyms, der ACC-Deaminase (1-Aminocyclopropan-1-carbonsäure-Deaminase), charakterisieren lassen (DIMPKA et al. 2009; GLICK 2014). Die ACC-Deaminase-Bakterien werden allgemein zur Klasse der „plant-growth-promoting bacteria“ gezählt und als mögliche Hilfe gegen die Welthungerkrise angesehen (GLICK 2014). ACC wird in Pflanzen als Vorstufe des Phytohormons Ethylen synthetisiert. Die bakterielle ACC-Deaminase spaltet ACC, so dass kein Ethylen entstehen kann. Ethylen ist im Pflanzenkörper für Keimwachstum, Seneszenz, Fruchtreife und Blütenentwicklung verantwortlich, dient aber vor allem auch als Stresssignal (GLICK 2014). Des Weiteren sind die Bakterien in der Lage das Phytohormon IAA (Indol-3-Essigsäure) zu synthetisieren. Durch Abgabe von IAA an die Pflanze wird das Zelllängenwachstum angeregt, was im Falle der Wurzel zu einer Vergrößerung der Aufnahmefläche für Wasser führt (DIMPKA et al. 2009). Allerdings führt ein zu hoher Level an IAA wieder zur Synthese von Ethylen (GLICK 2014).

1.5 Zielsetzung dieser Arbeit

Alle Arten der Gattung *Rosa* sind Glykophyten, das heißt sie besiedeln keine Böden mit erhöhter Salzbelastung. Allerdings wachsen zwei einheimischen Rosenarten, *Rosa mollis* und *Rosa spinosissima*, an den Küsten von Nord- und Ostsee. Hier wachsen diese Arten an Standorten mit hohem Salzsprayanteil und sogar in Überflutungsbereichen von Spring- und Sturmflutereignissen auf sandigen Böden. In direkter Konkurrenz zu beiden Arten wächst die aus Asien eingeführte Kartoffel-Rose (*Rosa rugosa*) und verdrängt die einheimischen Rosen aus ihrem natürlichen Habitat. Diese Arbeit soll klären, welche Mechanismen es diesen drei Rosenarten ermöglichen, unter diesen, für ihre Gattung eher untypischen, Bedingungen zu leben. Durch einen Gießversuch mit künstlichem Meerwasser wurden die Pflanzen mit Salzstress konfrontiert und versuchsbegleitend morphologisch und physiologisch untersucht. Mittels Elementanalysen wurde der Gehalt an verschiedenen Ionen in den Pflanzen sowie ihrem Boden ermittelt und der Zuckergehalt der Blätter durch HPLC-Analysen bestimmt. Im weiteren Verlauf wurde die Aufnahmekapazität der Wurzeln untersucht, sowie Hinweise auf eine mögliche Beteiligung von Bakterien der Rhizosphäre nachgegangen. Ein Hauptaugenmerk dieser Arbeit liegt dabei auf der invasiven *R. rugosa* und der Frage, ob eventuell differentielle Mechanismen der Salzvermeidung ein weiterer Erklärungsbaustein sein kann, um die Invasivität von *R. rugosa* zu verstehen. In Gegenüberstellung mit den einheimischen Rosenarten können Salzvermeidungsmechanismen ein weiterer Faktor für den evolutionären Erfolg von *Rosa rugosa* sein, neben ihren zahlreichen anderen Vorteilen in Wuchs, Vermehrung und physiologischen bzw. phytopathologischen Toleranzen.

2 Material und Methoden

2.1 Pflanzen und Kultivierung

Alle verwendeten Pflanzen wurden als einjährige Sämlinge verwendet. *Rosa canina*, *Rosa corymbifera*, *Rosa rugosa* und *Rosa spinosissima* (Inland) wurden über die Firma Bunk Pflanzen (Elmshorn, Deutschland) bezogen. *Rosa spinosissima* (Küste) wurde über die Firma Rosarot Pflanzenversand (Raa-Besenbek, Deutschland) bezogen; das Saatgut für diese Pflanzen stammt aus dem Naturschutzgebiet Nord-Sylt auf der Insel Sylt. *Rosa mollis* wurde aus Saatgut aus dem Naturschutzgebiet Geltinger Birk, Schleswig-Holstein, selbst angezogen. Alle Pflanzen wurden in eine 2:1 Mischung aus Torf (TKS 2, Floragard GmbH, Oldenburg) und Sand in Töpfe gepflanzt. Die Pflanzen wurden während des Versuchs im IFZ-Gewächshaus der Universität Gießen, mit einem Tag-Nacht-Rhythmus von 16:8 h (6-22 Uhr) kultiviert. Zusatzbeleuchtung bei Bedingungen < 10 klx wurde durch Natriumdampflampen (Son-T agro 400 W, Philips Deutschland GmbH, Hamburg, Deutschland) gewährleistet. Je Art/Ökotyp wurden 15 bzw. 12 Pflanzen in extra angefertigte Anstauwannen gestellt. Die Abweichung von 15 auf 12 Pflanzen kam durch Frostschäden und Diebstahl der Pflanzen über den Winter zustande (Anzahl siehe Tabelle 1). Alle Pflanzen wurden nach Bedarf gegossen, sowie mit Pflanzenschutzmitteln und Nützlingen behandelt.

Tabelle 1: Anzahl der verwendeten Pflanzen

Art	Anzahl Pflanzen pro Wanne 2010	Summe 2010	Anzahl Pflanzen pro Wanne 2011	Summe 2011
<i>R. canina</i>	15	90	15	90
<i>R. corymbifera</i>	12	72	15	90
<i>R. mollis</i>	15	90	15	90
<i>R. rugosa</i>	15	90	12	72
<i>R. spinosissima</i> (Küste)	15	90	15	90
<i>R. spinosissima</i> (Inland)	15	90	15	90
		<u>522</u>		<u>522</u>

2.2 Bewässerung mit künstlichem Meerwasser

2.2.1 Ansetzen der Lösungen

Künstliches Meerwasser wurde nach DIN EN ISO 10253, deren Zusammensetzung in Tabelle 2 angegeben ist, hergestellt:

Tabelle 2: Zusammensetzung des künstlichen Meerwassers nach DIN EN ISO 10253

Salz	Konzentration im künstlichen Meerwasser [g/l]
NaCl	22
MgCl ₂ x 6 H ₂ O	9,7
Na ₂ SO ₄ (wasserfrei)	3,7
CaCl ₂ (wasserfrei)	1
KCl	0,65
NaHCO ₃	0,2
Salze der H ₃ BO ₃	0,023

Fünf verschiedene Konzentrationen (10 mM, 40 mM, 70 mM, 100 mM, 150 mM) des künstlichen Meerwassers wurden für die Bewässerung der Rosen angesetzt. Dabei wurden die jeweiligen Konzentrationen für das enthaltene Natriumchlorid berechnet, während alle anderen Salze mitverdünnt wurden. Daraus ergaben sich die in Tabelle 3 aufgelisteten Einwaagen für einen Ansatz von jeweils 60 l:

Tabelle 3: Berechnete Einwaage für die unterschiedlich konzentrierten Meerwasserlösungen

Salz	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
	Einwaage [g]				
NaCl	35,09	140,40	245,74	351,05	526,59
MgCl ₂ x 6 H ₂ O	15,47	61,91	108,35	154,78	232,18
Na ₂ SO ₄ (wasserfrei)	5,90	23,61	41,33	59,04	88,56
CaCl ₂ (wasserfrei)	1,60	6,38	11,17	15,96	23,94
KCl	1,04	4,15	7,26	10,37	15,56
NaHCO ₃	0,32	2,04	2,23	3,19	4,79
Salze der H ₃ BO ₃	0,04	0,15	0,26	0,37	0,55

Alle Lösungen wurden in 60 l Gefäßen mit destilliertem Wasser angesetzt. Als Kontrolle diente reines destilliertes Wasser mit einer Konzentration von 0 mM.

2.2.2 Bewässerung

Die Bewässerung mit künstlichem Meerwasser erfolgte in einem Rhythmus von zehn Tagen. Die Versuchsdauer betrug jeweils 8,5 Wochen, es erfolgten sieben Meerwassergaben. Die Pflanzen wurden für 30 min im Anstau bewässert. Dazu wurden 10 l des jeweils konzentrierten, künstlichen Meerwassers, in die Wanne gegeben. Nach Ablauf der 30 min wurde das Meerwasser vollständig aus den Wannern abgelassen.

2.2.3 Osmotische Potentiale des künstlichen Meerwassers und in den Blättern der untersuchten Rosenarten

Für alle verwendeten künstlichen Meerwasserlösungen wurde mit einem Kryosmometer das osmotische Potential in mOsm bestimmt. Dazu wurde eine geringe Menge der sechs verschiedenen Lösung mit dem Osmomat 030 (Gonotec, Berlin, Deutschland) gemessen.

Die gemessenen Osmolaritätswerte der künstlichen Meerwasserlösungen wurden nach KOYRO (1999) in das jeweilige osmotische Potential umgerechnet.

$$\begin{aligned} & \text{Osmotisches Potential [MPa]} \\ & = -(0,0000001 * (\text{Messwert [mOsm]})^2 + 0,0024 * (\text{Messwert [mOsm]}) + 0,0073) \end{aligned}$$

Nach KOYRO (1999) wurden durch die ermittelte Ionenkonzentration aus den Blättern (durch Elementanalyse, siehe 2.4.1) der unterschiedlichen Rosenarten, die osmotischen Potentiale in den Blättern näherungsweise berechnet.

$$\begin{aligned} & \text{Osmotisches Potential [MPa]} \\ & = - \left(0,00000004 * \left(\sum \text{Konzentration aller ermittelten Ionen} \left[\frac{\text{mmol}}{\text{kg}} \text{FG} \right] \right)^2 + 0,0046 \right. \\ & \quad \left. * \left(\sum \text{Konzentration aller ermittelten Ionen} \left[\frac{\text{mmol}}{\text{kg}} \text{FG} \right] \right) - 0,0091 \right) \end{aligned}$$

2.3 Gaswechsel, Photosynthese und Chlorophyll

2.3.1 Gaswechsellmessungen

Der CO₂/H₂O-Gaswechsel wurde mit dem tragbaren Photosynthesesystem LiCor 6400 (LI-COR Biosciences GmbH, Bad Homburg, Deutschland) bei CO₂-Umgebungspartialdruck (ca. (380 μmol CO₂ μmol⁻¹) und Temperaturen von 27 °C bis 34 °C gemessen. Die Lichtsättigungskurve wurde von 1500 bis 0 μmol/m²s photosynthetisch aktiver Wellenlänge (PAR) aufgenommen. Alle Messungen wurden an voll entwickelten Blättern vorgenommen. Die Wassernutzungseffizienz (WUE) wurde als Quotient der Netto-Photosynthese- und der Transpirationsrate ermittelt.

2.3.2 Chlorophyllfluoreszenz

Mit Hilfe des Junior-PAMs (Walz, Effeltrich, Deutschland) wurden die Vorgänge am Photosystem II durch Messungen der Chlorophyllfluoreszenz untersucht. Alle Werte wurden durch das Messen einer Induktions- (Kautsky-Kurve BOLHAR-NORDENKAMPF et al. 1989) und einer Lichtsättigungskurve ermittelt. Für die Induktionskurve wurden über einen Zeitraum von 5:30 min alle 20 sec ein Lichtimpuls von 190 PAR (μmol Quanten/m²s) auf lichtadaptierte Blätter geben. Für die Lichtsättigungskurve wurden ansteigende Lichtimpulse

(0, 66, 90, 125, 190, 285, 420, 625, 820 PAR ($\mu\text{mol Quanten/m}^2\text{s}$)) im Abstand von 10 sec auf die Blätter gegeben.

Folgende Werte wurden ermittelt oder berechnet:

F = Stationäre Fluoreszenz, gemessen an lichtadaptierten Blättern (MAXWELL und JOHNSON 2000; KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008)

F₀ = Minimale Fluoreszenz, gemessen durch Gabe eines Lichtimpulses (<0,1 $\mu\text{mol Quanten/m}^2\text{s}$) zwischen 4 und 6 Uhr morgens an dunkeladaptierten Blättern (MAXWELL und JOHNSON 2000; KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008)

F_m = Maximale Fluoreszenz, gemessen durch einen starken Lichtimpuls (10000 $\mu\text{mol Quanten/m}^2\text{s}$) zwischen 4 und 6 Uhr morgens an dunkeladaptierten Blättern (MAXWELL und JOHNSON 2000; KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008)

F₀' = Minimale Fluoreszenz, gemessen an lichtadaptierten Blättern, die für 30 min abgedunkelt wurden (MAXWELL und JOHNSON 2000; BAKER und ROSENQVIST 2004; KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008)

F_m' = Maximale Fluoreszenz, gemessen an lichtadaptierten Blättern, die für 30 min abgedunkelt wurden (MAXWELL und JOHNSON 2000; KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008)

F_v = Variable Fluoreszenz, berechnet nach $F_v = F_m - F_0$ (KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008; NEOCLEOUS und VASILAKAKIS 2008)

Die maximale photochemische Quantenausbeute des Photosystem II für die Nacht- und Tagmessung wurde durch

$$\frac{F_v}{F_m} = \frac{F_m - F_0}{F_m}$$

berechnet (KITAJIMA und BUTLER 1975).

Daraus ergibt sich für die Berechnung der Photoinhibition (%) (DODD et al. 1998):

$$Photoinhibition = 100 - \left(\frac{\frac{F_v}{F_m}(Tag)}{\frac{F_v}{F_m}(Nacht)} \cdot 100 \right)$$

Die Effizienz der photochemischen Quantenausbeute von Photosystem II (äquivalent zu Y(II) (KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008)) wurde nach GENTY et al. (1989) berechnet:

$$\varphi_{PS II} = \frac{F'_m - F}{F'_m}$$

Der nicht regulierte Energieverlust im Photosystem II (äquivalent zu $Y(NO)$ (KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008)), der nicht-photochemisch verloren geht, berechnet sich durch (GENTY et al. 1996):

$$\varphi_{NO} = \frac{F}{F_m}$$

Dagegen wurde der regulierte Energieverlust im Photosystem II (äquivalent zu $Y(NPQ)$ (KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008)), der photochemisch gelöscht wird, nach GENTY et al. (1996) bzw. KLUGHAMMER et al. (2008) berechnet:

$$\varphi_{NPQ} = \frac{F}{F'_m} - Y_{(NO)} = \frac{F}{F'_m} - \frac{F}{F_m}$$

Für alle ermittelten Quantenausbeuten besteht dabei folgender Zusammenhang (KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008; HAN et al. 2010):

$$Y_{(II)} + Y_{NO} + Y_{NPQ} = 1$$

Die Elektronentransportrate wurde mit folgender Formel nach KRALL et al. (1992) und MAXWELL et al. (2000) berechnet:

$$ETR = \varphi_{PSII} \cdot PFD \cdot 0,5 \cdot 0,8$$

Dabei ist PFD die auf das Blatt einfallende Lichtmenge ($\mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$). Der Faktor 0,5 gibt die Partitionierung der Energiemenge zwischen Photosystem II und I an und der Faktor 0,8 die Menge an Licht, welche durch das Blatt absorbiert wird (Angabe für nicht-sukkulente Blätter aus KRALL et al. 1992).

2.3.3 Verrechnung verschiedener Parameter der Gaswechsel- und Chlorophyllfluoreszenzmessungen

Mit den in den Gaswechsel- und Chlorophyllfluoreszenzmessungen ermittelten Werten wurden weitere Berechnungen durchgeführt. Hierzu wurde in einem ersten Schritt die ermittelte ETR als auch die CO_2 -Fixierung (Photosyntheserate: A) gegen die gegebene PAR aufgetragen, wodurch man eine Lichtsättigungskurve erhält. Die daraus erhaltenen Werte wurden im Folgenden nach SCHULTE et al. (2003) verrechnet.

Die mathematische Beschreibung der Lichtsättigungskurve ist durch die nicht-lineare Formel

$$f(x) = a - \exp[b(-x)] \cdot c$$

beschrieben (WEBB et al. 1974). Dabei ist x die gegebene PAR, während die Koeffizienten a , b und c aus dem Kurvenverlauf bestimmt werden. a ist der Grenzwert für x und gleichzusetzen mit den Maximalwerten für A und ETR. b gibt die Kurvenkrümmung oder Durchlaufgeschwindigkeit an (WEBB et al. 1974). c dient der Berechnung des y-Achsenabschnitts ($= a-c$) und der Steigung im Nullpunkt ($= b \cdot c$). Für die Errechnung von A_{\max}

und ETR_{max} für alle Konzentrationen, wurde für PAR jener Wert verwendet, der die höchsten Werte für A und ETR in den Messungen zeigte.

Die Lichtsättigung errechnet sich aus

$$L_S = \ln\left(0,1 \cdot \frac{a}{c}\right) \cdot \frac{-1}{b} \mu mol \text{ Quanten}/m^2s$$

während der entsprechende Lichtkompensationspunkt durch die Formel

$$L_C = \ln\left(\frac{a}{c}\right) \cdot \frac{-1}{b} \mu mol \text{ Quanten}/m^2s$$

errechnet werden kann.

Das Verhältnis von ETR zu A wurden durch die folgende Formel bestimmt; wobei A = CO₂-Fixierung, R_D = Dunkelatmung, R_L = Photorespiration. Dabei wurde die Photorespiration nach SALAZAR-PARRA et al.(2012) berechnet.

$$R_L = \frac{1}{12} \cdot \left(ETR - 4 \cdot \left(\frac{A}{R_D} \right) \right) mol_{CO_2}/mol \text{ Quanten}$$

Das Verhältnis von ETR zu A ergibt sich im Folgenden nach SALAZAR-PARRA et al. (2012)

$$\text{Verhältnis ETR zu A} = \frac{ETR}{A - R_D - R_L}$$

Für die Berechnung des Verhältnisses von ETR zu A wurden positive Werte, die nur aus Messungenauigkeiten oder -fehlern stammen können, für die Dunkelatmung (R_D) gleich Null gesetzt.

2.3.4 Chlorophyllgehalt

Der Chlorophyllgehalt der Blätter wurde mit einem SPAD-502 (Konica Minolta, Langenhagen, Deutschland) untersucht. Es wurden junge und voll entwickelte Blätter getrennt voneinander gemessen. An jeweils drei Pflanzen pro Art/Ökotyp und Konzentration wurden je zehn Messungen an Blättern vergleichbaren Alters durchgeführt. Dabei wurde nach jungen und alten Blättern unterschieden.

2.4 Element- und Zuckeranalyse

2.4.1 Elementanalyse

Für die Elementanalyse wurden im Versuchsjahr 2010 am Ende der sechsten Woche und am Ende des Experiments nach zehn Wochen Blattproben genommen. Die Proben nach der sechsten Woche wurden nach jungen und alten Blättern unterschieden. Nach dem Ende des Experiments wurden, zusätzlich zu jungen und alten Blättern, die abgestorbenen Blätter analysiert. Alle Elementanalysen wurden, in Kooperation mit dem Institut für Bodenkunde und Pflanzenernährung der Universität Kiel, in Kiel durchgeführt.

2.4.1.1 Kationen

Für die Kationenanalyse wurden über Nacht 200 mg Blattmaterial bei 520 °C verascht. Die Asche wurde in 2 ml 4 M HNO₃ gelöst und die Suspension auf 10 ml mit destilliertem Wasser aufgefüllt. Nach dem Abfiltern der Lösung wurde die Konzentration der im Filtrat enthaltenen Kationen mittels Atomabsorptionsspektrometrie (S series AA Spektrometer, Thermo Scientific, Schwerte, Deutschland) ermittelt. Es wurden die Konzentrationen für Na⁺, K⁺, Mg²⁺ und Ca²⁺ bestimmt.

2.4.1.2 Anionen

Um die im Blatt enthaltenen Anionen zu analysieren wurden 30 mg gefriergetrocknetes Pflanzenmaterial in 1,6 ml destilliertem Wasser 5 min zum Sieden erhitzt (Heißwasserextraktion). Nach dem Abkühlen der Proben für mindestens 30 min im Eisbad, wurde für 10 min bei 4 °C und 12000 rpm zentrifugiert. Der Überstand wurde 1:5 mit destilliertem Wasser verdünnt, so dass sich ca. 1,5 ml Probe ergab. Zu den verdünnten Proben wurde ca. 200 µl Chloroform gegeben, für 30 sec gevortext und wieder zentrifugiert. 1 ml des Überstands wurde abgenommen und mit einer Extraktionssäule (Bakerbond™ spe Octadecyl (C₁₈)) gefiltert. Mit einem Ionenchromatograph (Dionex DX-300, Dionex Softron GmbH, Germering, Deutschland) wurden die Proben auf Cl⁻, NO³⁻, SO₄²⁻, PO₄³⁻, Äpfelsäure, Oxalsäure und Zitronensäure hin untersucht.

2.4.2 Zuckeranalyse

Für die Zuckeranalyse wurde eine Probe aus der abschließenden Ernte 2010 entnommen. Dabei wurde ebenfalls nach jungen, alten und abgestorbenen Blättern getrennt. Um Glucose, Fructose, myo-Inositol, Saccharose, Trehalose, Raffinose und Stachyose in Blattmaterial zu bestimmen, wurden Proben in flüssigem Stickstoff gefroren. Ca. 100–180 mg Blattmasse wurde in 2 ml Eppendorfgefäßen mit 0,025 g Polyclar und 1 ml destilliertem Wasser gemischt. Zum Stoppen der Enzymaktivität wurden die Proben für 10 min in siedendes Wasser gegeben und anschließend 1 h bei Raumtemperatur geschüttelt. Nach dem Zentrifugieren für 10 min bei 10000 rpm wurde der Überstand gesammelt und das Pellet in 0,75 ml destilliertem Wasser resuspendiert. Das Pellet wurde erneut geschüttelt und zentrifugiert, der Überstand aufgefangen. Alle Proben wurden individuell verdünnt und ein Aliquot von 0,6 ml mittels HPLC (HPAE-PAD installiert an einem Dionex DX-500 System, Dionex Softron GmbH, Germering, Deutschland) mit einer CarboPac® PA200 Trennsäule analysiert.

2.5 Ionentransport in der Wurzel

2.5.1 Pitmankammer – *in-vitro*-Versuch

Zur Untersuchung der selektiven Aufnahme und des Transports von Ionen durch die Wurzel wurden Ionentransportkammern nach PITMAN (1971) verwendet. In diese, durch drei

Trennwände geteilte Kammer, wurden junge Wurzeln von allen Arten/Ökotypen eingespannt. In Kammer 1 wurde das Aufnahmemedium (Zusammensetzung siehe Tabelle 5) gegeben während in die Kammern 2-4 das Inkubationsmedium (Zusammensetzung siehe Tabelle 4) gegeben wurde. Kammer 2 dient als Puffer gegen Leckage aus Kammer 1, zur Untersuchung wurden die Lösungen der Kammern 3 und 4 verwendet.

Tabelle 4: Zusammensetzung der Inkubationslösung; alle Substanzen gelöst in destilliertem Wasser

Chemikalie	Konzentration [mM]	Einwaage [g/l]
$(\text{NH}_4)_2\text{HPO}_4$	1	0,13205
$\text{NH}_4\text{H}_2\text{PO}_4$	1	0,11503
MgSO_4	1	0,24648
Sorbit	20	3,6436
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$	5	1,18075

Tabelle 5: Zusammensetzung des Aufnahmemediums; alle Substanzen gelöst in destilliertem Wasser

Chemikalie	Konzentration [mM]	Einwaage [g/l]
$(\text{NH}_4)_2\text{HPO}_4$	1	0,13205
$\text{NH}_4\text{H}_2\text{PO}_4$	1	0,11503
MgSO_4	1	0,24648
KCl	5	0,3728
NaCl	5	0,2922
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$	5	1,18075

Je Art/ Ökotyp wurden neun Wurzel vergleichbarer Entwicklung mit 6-8 cm Länge gleichzeitig in einer Pitmankammer verwendet. Nach dem Waschen mit raumtemperiertem CaCO_4 (CaCO_4 , 0,2 mM, 0,0344 g/l) wurden die Wurzeln in die Kammer gelegt. Jeder der vier Kammern war mit ca. 5 ml Inkubationslösung gefüllt. Nach dem Einsetzen der Trennwände und dem Abdichten der Übergänge mit Silikon, wurde das Inkubationsmedium entfernt und in Kammer 1 10 ml Aufnahmemedium und in die Kammern 2-4 je 10-15 ml Inkubationsmedium gegeben. Die Wurzelenden in Kammer 4 wurden anschließend noch einmal gerade abgeschnitten. Nach 5 h wurden je 1 ml Lösung aus Kammer 2-4 zur Analyse entnommen und bei -20 °C eingefroren. Die Kammern wurden durch Inkubationsmedium wieder aufgefüllt. Nach 24 h wurde der Versuch beendet und die enthaltene Lösung ebenfalls eingefroren. Alle Wurzeln wurden abgetrocknet und nach dem Einwiegen zur weiteren Analyse in Eppendorf-Gefäßen eingefroren.

2.5.2 *In-vivo*-Kontrollversuch

Für jede Art/Ökotyp wurde eine Pflanze mit gewaschenem Wurzelballen in ein Gefäß mit Aufnahmemedium gestellt. Die Pflanzen wurden für 24 h unter den oben genannten Gewächshausbedingungen aufgestellt. Proben von Wurzel, Spross und Blatt wurden nach Ablauf der 24 h in Eppendorf-Gefäßen eingefroren.

2.5.3 Aufbereitung des Pflanzenmaterials

Von sämtlichem Pflanzenmaterial der *in-vitro* und *in-vivo*-Versuche wurden je 100 mg eingewogen. Die Wurzelproben der Pitmankammer wurden in 2 ml 0,5 % HNO₃ gegeben, während zu den übrigen Proben 10 ml 0,5 % HNO₃ gegeben wurde. Anschließend wurden die Proben bei 65 °C für 60 min in ein Wasserbad gestellt. Nach dem Abzentrifugieren mit 4000 rpm für 10 min wurden die Proben mittels AAS auf ihren Gehalt von Na, K, Ca und Mg hin untersucht. Je nach Höhe der enthaltenen Menge an Ionen wurden die Proben noch nachträglich verdünnt.

2.6 Morphologische Untersuchungen

2.6.1 Schäden

Alle Pflanzen wurden während der kompletten Versuchsdauer beobachtet. Nachdem erste Schädigungen auftraten wurden alle Pflanzen mit Nekrosen und komplett abgestorbene Pflanzen regelmäßig gezählt. Alle zehn Tage, im Rhythmus der Meerwassergaben, wurden die einzelnen Wannen von oben fotografiert.

2.6.2 Stomata

Von allen Arten wurden Lackabdrücke von voll entwickelten Blättern angefertigt. Dazu wurde handelsüblicher Nagellack verwendet. Dieser wurde dünn auf einen Objektträger aufgetragen und je nach Rosenart und Beschaffenheit des Blattes 5-6 min trocknen lassen. Die Blätter wurden dann für 1-2 sec plan auf den Lack gepresst und wieder abgezogen. Die Lackabdrücke wurden unter einem Digitalmikroskop (VHX-600, II. Generation, Keyence Deutschland GmbH, Neu-Isenburg, Deutschland) mikroskopiert. Dabei wurden die Stomata für alle Arten, außer *R. rugosa*, in einem Messquadrat mit 500 µm Kantenlänge ausgezählt und in ihrem Durchmesser vermessen. Für *R. rugosa* wurde ein Messquadrat mit 250 µm Kantenlänge verwendet, da die Blätter zu stark strukturiert waren, um eine Fläche von 500 µm Kantenlänge zum Auszählen im Lack festhalten zu können. Die Ergebnisse der Auszählung von *R. rugosa* wurden auf die gleiche Fläche wie für die anderen Art/Ökotypen hochgerechnet.

2.6.3 Suche nach möglichen Hydathoden

Frische Blätter wurden zwischen 30 und 60 min (je nach Art) in 96 %igem Ethanol gekocht. Nach dem vollständigen Ausbleichen der Blätter wurden diese in destilliertem Wasser aufbewahrt. Die Blätter wurden mit Sudan-III-Glycerin so lange gefärbt, bis die Cuticula deutlich rot zu erkennen war. Alle Proben wurden mit dem Digitalmikroskop VHX-600, II. Generation (Keyence Deutschland GmbH, Neu-Isenburg, Deutschland) mikroskopiert.

2.7 Bodenkundliche Untersuchungen

2.7.1 Probennahme Borkum

Auf der Ostfriesischen Insel Borkum wurden im April 2010 an sechs Standorten in den Dünen Bodenproben genommen. Dabei wurden, wenn möglich bis in eine Tiefe von 90 cm, alle zehn Zentimeter Proben aus einem Bodenprofil genommen. Fünf der Standorte waren an der Oberfläche deckend mit *Rosa rugosa* bewachsen (Standorte 1-4 und 5a), während ein Referenzstandort ohne solchen Bewuchs war (5b). Alle Proben wurden im Trockenschrank bei 40 °C getrocknet und bis zur weiteren Bearbeitung aufbewahrt.

2.7.2 Probennahme Gewächshaus

Nach dem Ende des Gießexperiments (Proben aus 2. Gießexperiment) im Gewächshaus wurden jeweils drei Töpfe pro Salzkonzentration und Art/Ökotyp zufällig ausgewählt. Aus jedem dieser Töpfe wurde etwa aus der Mitte des Topfes eine Bodenprobe entnommen. Die Proben wurden im Trockenschrank bei 40°C getrocknet und bis zur weiteren Bearbeitung aufbewahrt.

2.7.3 Wasserextrakt

2.7.3.1 pH-Wert, Leitwert

Von jeder Bodenprobe wurden 10 g eingewogen und 25 ml Aqua dest. zugegeben. Die Probe wurde anschließend für 1 h geschüttelt und über Nacht stehen gelassen. Im Überstand wurde am darauffolgenden Tag der Leitwert gemessen. Anschließend wurden wieder 25 ml Aqua dest. zugegeben, die Probe von Hand kurz aufgeschüttelt und wieder über Nacht stehen gelassen. Am Folgetag wurden pH und Leitwert gemessen. Die pH-Messung erfolgte mit dem pH-Meter pH320 (WTW, Weilheim, Deutschland), der Leitwert wurde mit dem Leitwertmeßgerät LF318 (WTW, Weilheim, Deutschland) gemessen.

2.7.3.2 Elementanalyse

Für die Elementanalyse wurden alle Bodenproben aus bei 4500 rpm für 30 min zentrifugiert und anschließend über 45 µm-Membranacetatfilter mittels einer Spritze filtriert. Das Filtrat wurde durch Atomabsorptionsspektrometrie (Varian AA240FS, Varian Deutschland GmbH, Darmstadt, Deutschland) auf den Gehalt von K^+ , Na^+ , Ca^{2+} und Mg^{2+} , durch Ionenchromatographie (ICS 1000, Dionex GmbH Deutschland, Idstein, Deutschland) auf F^- , Cl^- , Br^- , PO_4^{3-} und SO_4^{2-} sowie durch Analyse mittels trAAcs (Autoanalyzer nach Prinzip der kontinuierlichen Durchflußanalyse, Seal Analytics, Norderstedt, Deutschland) auf lösliches N gesamt, lösliches NH_4^+ -N und lösliches NO_3^- -N hin untersucht. Der Gehalt an laugelöslichem Silicium wurde nach SCHLICHTING, BLUME, STAHR (1995) bestimmt. Dazu wurde 1 g Probe mit 50 ml 0,5 M NaOH versetzt. Nach 4 h kochen im vorgeheizten Wasserbad,

abgedeckt mit einem Uhrglas, wurden die Proben für 30 min bei 4500 rpm zentrifugiert. Der Überstand wurde durch Atomabsorptionsspektrometrie auf Silicium hin analysiert.

2.7.4 Korngrößenanalyse

Die Analyse der Korngröße wurde durch eine Nasssiebung nach DIN ISO 11277 durchgeführt. Dafür wurden exakt 10 g Probe eingewogen und 200 ml Wasser sowie 25 ml H₂O₂ (zur Zerstörung der organischen Substanz) hinzugegeben. Alle Proben wurden für 1 d im Wasserbad gekocht. Enthaltene Carbonate wurden mit zugegebener Salzsäure zerstört. Nach der Zugabe von 25 ml Natriumpyrophosphat wurden die Proben für 2 h im Überkopfschüttler geschüttelt. Mit einer Vibrationssiebmaschine (Analysette 3, Fritsch GmbH, Idar-Oberstein, Deutschland) wurden die Proben aufgetrennt. Die Maschenweite der unterschiedlichen Siebe betrug dabei 630 µm (Grobsand), 200 µm (Mittelsand), 63 µm (Feinsand) und 20 µm (Grobschluff). Die getrennten Fraktionen wurden in getrocknete, vorher ausgewogene Bechergläser gegeben, bei 105 °C getrocknet und im Exsikkator abgekühlt. Zum Schluss wurden die Fraktionen einzeln ausgewogen.

2.8 Mikrobiologische Untersuchungen

2.8.1 Probennahme Gewächshausversuch

Aus jeweils drei Töpfen der Versuchspflanzen des Jahres 2011 wurden Wurzelproben mit feinen Seitenwurzeln im Oktober 2012 entnommen. Die genommenen Proben stammten von Kontrollpflanzen (0 mM) und Pflanzen des 150 mM Ansatzes von *R. mollis*, *R. rugosa* und *R. spinosissima* (Küste). In Summe ergaben sich 18 Proben.

2.8.2 Probennahme Amrum

Weitere Proben wurden im Mai 2013 auf Amrum genommen. Es wurden jeweils Wurzelstücke mit feinen Seitenwurzeln von *R. rugosa* entnommen und in ein Falcon™ Tube gegeben. Es wurden sechs Stellen beprobt, die in der folgenden Tabelle gelistet sind:

Tabelle 6: Übersicht der Standorte der genommenen Wurzelproben

#	Standort	Koordinaten
1	Norddorf, nördlich des Schwimmbads	N54 41.205 E8 19.387
2	Norddorf, Strunwai, Parkplatz am Strand	N54 41.282 E8 19.475
3	Norddorf, Strunwai, Dünen Nähe Parkplatz	N54 41.323 E8 19.511
4	Wittdün, Inselstraße, Strandpromenade	N54 37.652 E8 23.747
5	Wittdün, Strand vor Fähranleger	N54 37.674 E8 23.882
6	Wittdün, Strand vor Fähranleger	N54 37.665 E8 23.967

2.8.3 Ansetzen der Verdünnungsreihe

Für jede Probe wurde 1 g unbehandelte Wurzel mit 9 ml Natriumpyrophosphat in einem Falcon™ Tube versetzt. Diese Ausgangslösung entsprach der Verdünnung von 10^{-1} . Für die weiteren Verdünnungen (bis 10^{-8}) wurde jeweils 1 ml der niedrigeren Verdünnungen mit 9 ml NaCl-Lösung (0,9%) in Falcon™ Tubes gemischt. Alle Verdünnungen wurden für 15 min in einem Überkopfschüttler geschüttelt.

2.8.4 K7-Medium

Das Komplexmedium K7 wurde nach folgender Tabelle angesetzt:

Tabelle 7: Komplexmedium K7

Chemikalie	Einwaage
Glucose	1 g/l
Hefeextrakt	1 g/l
Universalpepton	1 g/l
Agar-Agar	15 g/l

Nach dem Autoklavieren hinzugeben

Cycloheximid	200 mg /40 ml H ₂ O, steriltitriert, pro l
--------------	---

Pro Platte wurden ca. 20 ml erwärmtes, flüssiges Medium in Petrischalen gegossen und über Nacht aushärten gelassen. Wurden Platten mit einer Plattengießmaschine gegossen, wurden jeweils 17 ml pro Platte verwendet.

2.8.5 DF-Medium

Das DF-Medium zur Selektion von ACC-Verwertern wurde nach folgender Tabelle angesetzt:

Tabelle 8: DF-Medium zur Selektion von ACC-Verwertern

Chemikalie	Einwaage
D, L-Äpfelsäure mit Na ₂	6,64 g/l
K ₂ HPO ₃	0,5 g/l
MgSO ₄ * 7 H ₂ O	0,2 g/l
NaCl	0,1 g/l
CaCl ₂ * 2 H ₂ O	0,02 g/l
Fe-Na-EDTA-Lösung (1,64 %)	4 ml/l
Agar-Agar	15 g/l

Nach dem Autoklavieren hinzugeben

Spurenelementlösung	2 ml/l
Vitaminlösung	1 ml/l

Tabelle 9: Spurenelementlösung für DF-Medium

Chemikalie	Einwaage
CuSO₄ * 5 H₂O	0,40 g/l
ZnSO₄ * 7 H₂O	0,12 g/l
H₃BO₃	1,4 g/l
Na₂MoO₄ * 2 H₂O	1,0 g/l
MnSO₄ * H₂O	1,5 g/l

Anmerkung: 5 ml 2 M HCl für 100 ml Lösung vorlegen, sonst lösen sich die Chemikalien nicht richtig. Im Anschluss autoklavieren. Fertige Lösung ist leicht gelblich.

Tabelle 10: Vitaminlösung für DF-Medium

Chemikalie	Einwaage
Biotin (Vitamin H)	100 mg/l
Pyridoxin-HCl (Vitamin B6)	200 mg/l

Anmerkung: Lösung nach dem Ansetzen steril filtrieren und im Kühlschrank aufbewahren.

Vor dem Autoklavieren wurde das Medium mit 1 M HCl auf einen pH von 7,18 eingestellt. Zur Herstellung der ACC-Lösung wurden 0,505 g in 50 ml destilliertem Wasser gelöst und anschließend sterilfiltriert. Die Zugabe von ACC erfolgte nach dem Autoklavieren. Es wurden 60 µl ACC/Platte in das Gesamtvolumen des Mediums gegeben (50 ml in 950 ml Medium). Pro Platte wurden ca. 20 ml erwärmtes, flüssiges Medium in Petrischalen gegossen und über Nacht aushärten gelassen. Wurden Platten mit einer Plattengießmaschine gegossen, wurden jeweils 17 ml pro Platte verwendet.

2.8.6 Ausplattierung, Kultivierung, Auswertung

Von jeder Verdünnungsstufe (variierend je Medium) wurden je 100 µl mit einer Pipette auf die einzelnen Platten gegeben. Mit einem abgeflamten Drygalskyspatel wurden die Proben gleichmäßig auf der Platte verteilt. Die Kultivierung der Platten erfolgte bei 28 °C im Wärmeschrank. Alle Platten wurden jeden Tag nach dem Animpfen untersucht. Je nach Wachstum der Kolonien wurden die Platten jeden oder alle zwei Tage ausgezählt. Alle Platten wurden am siebten Tag endgültig ausgezählt. Es wurden solche Platten nicht mehr ausgezählt, auf denen einzelne Kolonien nicht mehr voneinander zu unterscheiden waren. Als Endergebnis der Auszählung wurden die Summen aller Tage addiert.

2.9 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung erfolgte mit den Programmen Excel 2010 (Microsoft Office 2010 Professional Plus, Microsoft Corporation, Redmond, WA, USA) und Sigmaplot 11.0 (Systat Software GmbH, Erkrath Deutschland). Die verwendeten Testverfahren sind für die jeweiligen Ergebnisse angegeben.

3 Ergebnisse

3.1 Bodenuntersuchungen auf einem natürlichen Standort und im Gewächshausversuch

3.1.1 Analyseergebnisse der Bodenuntersuchungen vom natürlichen Standort auf der ostfriesischen Insel Borkum

Alle Bodenproben, die im Bereich der Graudünen entnommen worden waren, auf welchen *R. rugosa*-Populationen küstennah wachsen, weisen keine sehr voneinander abweichenden Werte auf. Die höchsten Werte für alle untersuchten Elemente wurden in allen Standorten jeweils in den oberen Schichten gefunden. An drei Standorten, an welchen ein organischer Auflagehorizont (mehr oder weniger zersetzte Streuschicht) zu finden war, sind die höchsten Werte für die jeweiligen Elemente in diesem zu finden. Eine Ausnahme ist ein Wert für Calcium in Grabung 5a, welcher den höchsten Wert von 2,11 mmol/kg nicht im organischen Auflagehorizont hat, sondern in 10-20 cm Tiefe. Für Natrium liegen die ermittelten Werte im Schnitt bei 0,35 mmol/kg, wobei der geringste Wert bei 0,09 und der höchste Wert bei 1,32 mmol/kg liegt. Als mittlerer Wert für Chlorid liegt der Durchschnitt bei 0,12 mmol/kg, der Minimalwert allerdings bei 0,03 mmol/kg, der Maximalwert bei 0,36 mmol/kg. Die Werte für Kalium und Magnesium liegen sowohl in ihren Minimalwerten (0,06 mmol/kg) und Maximalwerten (0,95 mmol/kg) gleichauf, bzw. unterscheiden sich in ihrem Mittelwert nur sehr gering (K = 0,18 mmol/kg; Mg = 0,19 mmol/kg). Vorhandenes Phosphat erreicht Maximalwerte von 0,53 mmol/kg, wobei auch viele Proben ohne jegliches Phosphat ermittelt wurden. Dadurch ergibt sich ein relativ niedriger Mittelwert von 0,05 mmol/kg. Sulfat zeigt durchgängig niedrige Werte mit einem Mittelwert von 0,03 mmol/kg, der Maximalwert liegt bei 0,15 mmol/kg, während eine Probe mit 0 mmol/kg den Minimumwert stellt. Nitrat und Fluor sind in sehr geringem Maße vorhanden, hier tendieren selbst die Maximalwerte gegen Null. Brom konnte in keiner Probe nachgewiesen werden. Wasserlösliches Silizium lag in allen Proben unter der Nachweisgrenze, während allerdings laugelösliches Silizium einen mittleren Wert von 29,88 mmol/kg erreicht, wobei der Minimumwert bei 15 mmol/kg und der Maximalwert bei 59 mmol/kg liegen. Der pH-Wert an allen Standorten liegt im Mittel bei 7,44. Der niedrigste pH-Wert wurde im Auflagehorizont von Standort 2 mit 5,7 gemessen, während der höchste Wert von 8,42 in einer Tiefe von 80-90 cm von Standort 5b gemessen wurde. Grundsätzlich zeigt der pH-Wert einen Werteanstieg von der Oberfläche abwärts, teilweise nur sehr gering, wie in Standort 3 gemessen. Die gemessenen Leitwerte der Bodenproben erreichen ihre Maximalwerte bei 230 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (25 ml Wasserextrakt) bzw. 150 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (50 ml Wasserextrakt). Die minimalen Werte liegen bei 19,6 $\mu\text{S}/\text{cm}$ bzw. 13 $\mu\text{S}/\text{cm}$ über alle Standorte verteilt. Die Leitwerte nehmen grundsätzlich mit größerer Tiefe ab, verschiedene Standorte zeigen Ausreißer in verschiedenen Tiefenstufen.

Die Analyse der Korngröße ergab ebenfalls ähnliche Ergebnisse über alle Standorte hinweg. Der Grobsand (gS; 0,63-2 mm) als größte Fraktion liegt im Mittel bei 0,07 % in den Bodenproben der Standorte vor. Den größten Anteil der ermittelten Fraktionen liegt im Bereich von Feinsand (fS; 0,063-0,2 mm) mit einem Mittelwert von 68,32 %. Auf den Mittelsand (mS; 0,2-0,63 mm) entfallen 27,41 %, Grobschluff (gU; 0,02-0,063 mm) ist zu 1,3 % enthalten. Alle kleineren Fraktionen (0,0063 mm >) erreichen einen Mittelwert von 2,89 %. Die ermittelten Werte für die Korngrößen haben wenige Ausreißer nach oben und unten, die über alle Schichten verteilt vorkommen. Detaillierte Übersichten über die Ergebnisse der bodenkundlichen Untersuchungen der Standorte auf Borkum sind im Anhang zu finden.

3.1.2 Überprüfung der Anreicherung von Salz im Boden aus den im Versuch verwendeten Töpfen

Um nachweisen zu können, dass sich die im künstliche Meerwasser enthaltenen Ionen über die Versuchsdauer in den Töpfen, in welchen die Versuchspflanzen standen, anreichern, vor allem auch in Abhängigkeit zur verwendeten Konzentration, wurden die entnommen Bodenproben untersucht. In einer Spearman-Rank-Order-Korrelation wurden die Werte der einzelnen Ionen mit den verwendeten Meerwasserkonzentrationen korreliert und für die jeweiligen Paarungen der Rangkorrelationskoeffizient bestimmt. Dieser parameterfreie Wert beschreibt den Zusammenhang zweier Variablen, ohne Annahmen zu deren Wahrscheinlichkeitsverteilung. Die Spearman-Rank-Order-Korrelation ist robust gegen Ausreißer und legt den Paarungen keine lineare Abhängigkeit zu Grunde. Bei den ermittelten Werten schien dieser Test, auf Grund seiner Eigenschaften, am geeignetsten.

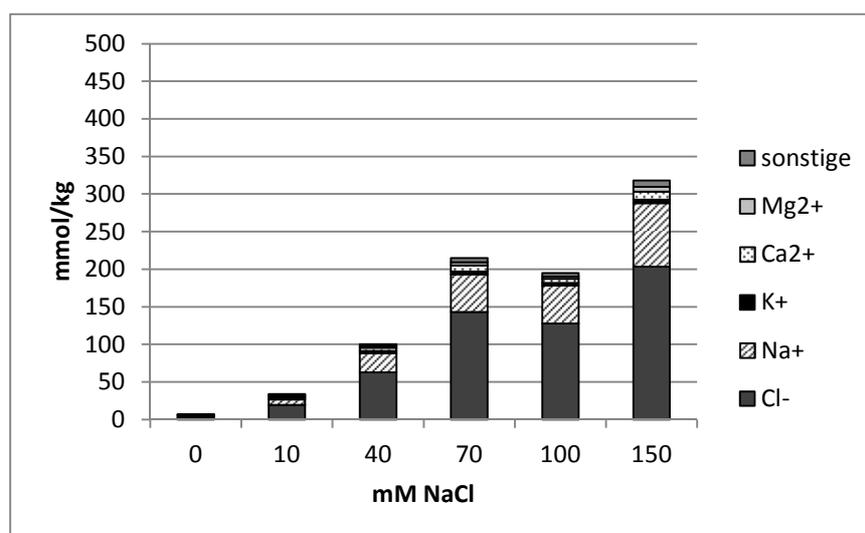


Abbildung 1: Ergebnis der Elementanalyse von Bodenproben aus Töpfen, in welchen *R. canina* wuchs, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 11: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse der Bodenproben aus Töpfen in welchen *R. canina* wuchs, in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. Gleiches gilt für den pH- und Leitwert. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,944	0,956	0,793	0,856	0,919
p-Wert	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002

	F ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	pH	Leitwert
KK	-0,717	0,931	-0,376	-0,860	0,981
p-Wert	0,0000002	0,0000002	0,120	0,0000002	0,0000002

Während der Behandlung der Pflanzen von *R. canina* mit künstlichem Meerwasser, reichern sich vor allem die mit dem Meerwasser gegebenen Ionen an. Dabei sind alle Werte, für im Meerwasser enthaltene Ionen positiv mit der steigenden Meerwasserkonzentration korreliert und zeigen dabei ein hohes Signifikanzlevel. Fluorid und Phosphat sind negativ korreliert, wobei allerdings nur für Fluorid signifikante Werte ermittelt werden konnten. Den größten Wertanstieg erreicht Chlorid, gefolgt von Natrium. Der Anstieg dieser Werte setzt sich von 0 mM bis 150 mM fort, hat jedoch einen Einbruch bei 100 mM. Die Gesamtsumme der ermittelten Werte liegen für den 150 mM-Ansatz im Mittelfeld aller untersuchten Bodenproben aus Töpfen des Gewächshausversuchs, ähnlich den Werten von *R. corymbifera*. Des Weiteren steigen auch die ermittelten Werte für den Leitwert signifikant mit der Meerwasserkonzentration an, während der pH-Wert signifikant negativ korreliert ist. Detaillierte Werte der Bodenproben sind im Anhang zu finden.

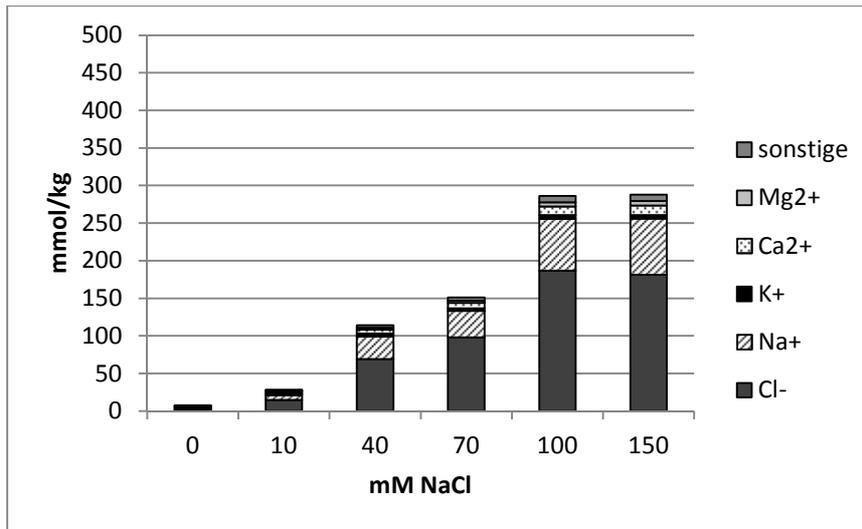


Abbildung 2: Ergebnis der Elementanalyse von Bodenproben aus Töpfen, in welchen *R. corymbifera* wuchs, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 12: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse der Bodenproben aus Töpfen in welchen *R. corymbifera* wuchs, in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. Gleiches gilt für den pH- und Leitwert. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,962	0,956	0,900	0,944	0,950
p-Wert	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002

	F ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	pH	Leitwert
KK	-0,555	0,956	-0,285	-0,737	0,950
p-Wert	0,0169	0,0000002	0,244	0,000244	0,0000002

Ebenso wie die Bodenproben von *R. canina* steigen auch bei *R. corymbifera* die Werte der im Meerwasser enthaltenen Ionen mit steigender Konzentration an. Dabei ist die Gesamtsumme der Werte im 150 mM-Ansatz im Mittelfeld, aller untersuchten Proben, gemeinsam mit *R. canina* zu finden. Die im Meerwasser enthaltenen Ionen sind signifikant positiv mit der gegebenen Meerwasserkonzentration korreliert. Fluorid und Phosphat sind negativ korreliert, zeigen dabei aber keine Signifikanz. Der Wertanstieg verläuft gleichmäßig bis zum 100 mM-Ansatz und erfährt hier ein Maximum, das sich auch im 150 mM-Ansatz hält. Hier ist keine weitere Steigung zu sehen. Chlorid und Natrium haben den größten Anteil an der ermittelten Gesamtsumme. Die Werte für den Leit- und pH-Wert sind signifikant mit der Konzentration des Meerwassers korreliert, dabei ist pH-Wert negativ, der Leitwert positiv korreliert. Detaillierte Werte der Bodenproben sind im Anhang zu finden.

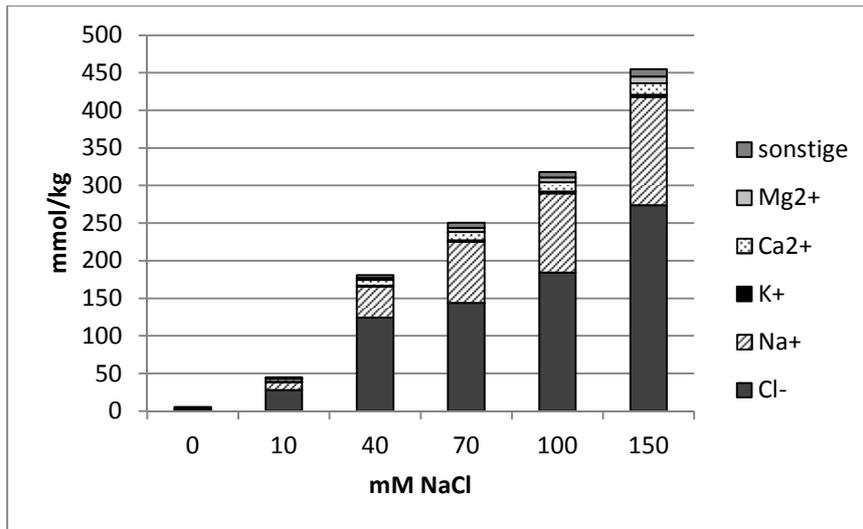


Abbildung 3: Ergebnis der Elementanalyse von Bodenproben aus Töpfen, in welchen *R. mollis* wuchs, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 13: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse der Bodenproben aus Töpfen in welchen *R. mollis* wuchs, in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. Gleiches gilt für den pH- und Leitwert. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,944	0,981	0,975	0,875	0,950
p-Wert	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002

	F ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	pH	Leitwert
KK	-0,730	0,925	0,441	-0,770	0,975
p-Wert	0,000367	0,0000002	0,0656	0,0000002	0,0000002

Die Proben aus den Töpfen von *R. mollis* zeigen, mit Ausnahme der Kontrollen, die höchsten ermittelten Werte der Ionengesamtsummen aller untersuchten Rosen. Dabei steigen die Werte beständig an und erreichen mit dem 150 mM-Ansatz ihr Maximum bei über 450 mmol/kg FG. Chlorid an erster Stelle, gefolgt von Natrium, haben den größten Anteil an der Gesamtsumme. Alle Werte, mit Ausnahme von Phosphat sind signifikant mit der steigenden Konzentration des gegebenen Meerwassers korreliert. Dabei ist Fluor als einziges Ion negativ korreliert. Der pH-Wert ist signifikant negativ, der Leitwert signifikant positiv mit dem Konzentrationsanstieg korreliert. Detaillierte Werte der Bodenproben sind im Anhang zu finden.

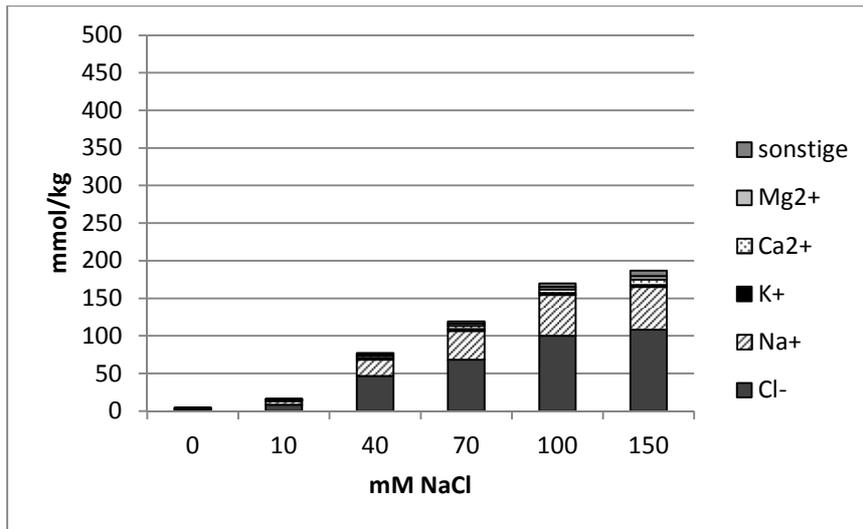


Abbildung 4: Ergebnis der Elementanalyse von Bodenproben aus Töpfen, in welchen *R. rugosa* wuchs, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 14: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse der Bodenproben aus Töpfen in welchen *R. rugosa* wuchs, in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. Gleiches gilt für den pH- und Leitwert. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,950	0,937	0,806	0,812	0,856
p-Wert	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002

	F ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	pH	Leitwert
KK	-0,274	0,919	0,442	-0,147	0,988
p-Wert	0,266	0,0000002	0,0642	0,552	0,0000002

Die Elementanalyse der Bodenproben aus Töpfen von *R. rugosa* zeigt einen stetigen Anstieg in den Gesamtsummen der ermittelten Werte. Dabei werden aber deutlich geringere Konzentrationen erreicht, die nur von den Proben aus Töpfen von *R. spinosissima* (Inland) unterboten werden. Die Werte der im Meerwasser enthaltenen Ionen sind durchgängig signifikant positiv mit der steigenden Meerwasserkonzentration korreliert, während für Fluor eine negativ nicht signifikante und für Phosphat eine positive, gerade nicht signifikante Korrelation gezeigt wurde. Auch hier ist der Anteil an Chlorid und Natrium im Boden am größten. Nur bei *R. rugosa* ist der pH-Wert nicht signifikant mit der steigenden Meerwasserkonzentration korreliert. Der Leitwert steigt kontinuierlich an und ist signifikant positiv korreliert. Detaillierte Werte der Bodenproben sind im Anhang zu finden.

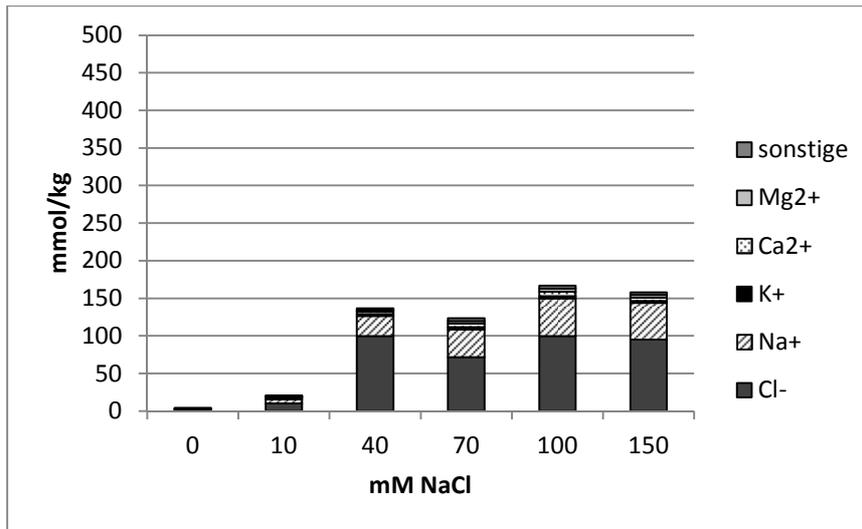


Abbildung 5: Ergebnis der Elementanalyse von Bodenproben aus Töpfen, in welchen *R. spinosissima* (Inland) wuchs, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 15: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse der Bodenproben aus Töpfen in welchen *R. spinosissima* (Inland) wuchs, in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. Gleiches gilt für den pH- und Leitwert. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,774	0,950	0,687	0,768	0,831
p-Wert	0,0000002	0,0000002	0,00150	0,0000002	0,0000002

	F ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	pH	Leitwert
KK	-0,845	0,831	0,204	-0,556	0,931
p-Wert	0,0000002	0,0000002	0,411	0,0164	0,0000002

Die geringsten Gesamtsummen der ermittelten Werte konnten in Töpfen von *R. spinosissima* (Inland) gefunden werden. Hier zeigte sich kein sauberer Anstieg der Werte mit steigenden Konzentrationen, sondern nur ein Anstieg bis zum 40 mM-Ansatz, der bei 70 mM NaCl fällt, zu 100 mM NaCl wieder steigt, um im 150 mM-Ansatz wieder leicht zu fallen. Trotzdem sind die Werte der analysierten Ionen, mit Ausnahme des Phosphats mit der steigenden Meerwasserkonzentration signifikant korreliert. Fluorid ist wie in den voran gegangenen Arten negativ, alle anderen Ionen positiv korreliert. Den größten Anteil an den Gesamtsummen macht wieder Chlorid gefolgt von Natrium aus. Der pH- und Leitwert sind signifikant negativ bzw. positiv korreliert. Detaillierte Werte der Bodenproben sind im Anhang zu finden.

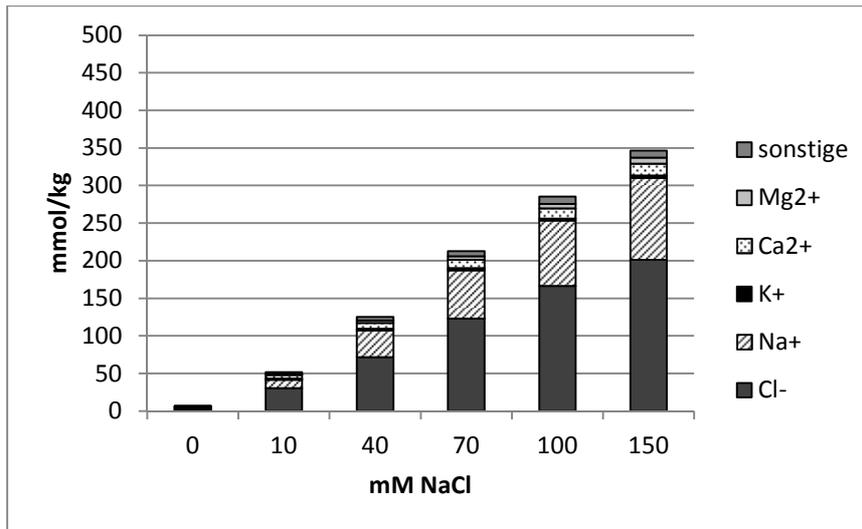


Abbildung 6: Ergebnis der Elementanalyse von Bodenproben aus Töpfen, in welchen *R. spinosissima* (Küste) wuchs, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 16: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse der Bodenproben aus Töpfen in welchen *R. spinosissima* (Küste) wuchs, in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Boden mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. Gleiches gilt für den pH- und Leitwert. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,962	0,981	0,868	0,868	0,956
p-Wert	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002	0,0000002

	F ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	pH	Leitwert
KK	-0,928	0,937	0,580	-0,895	0,944
p-Wert	0,0000002	0,0000002	0,0114	0,0000002	0,0000002

Für die Proben aus Töpfen von *R. spinosissima* (Küste) konnten die zweithöchsten Gesamtsummen an Ionen ermittelt werden. Für die steigenden Meerwasserkonzentrationen konnte ein sehr gleichmäßiger Anstieg der Werte gezeigt werden, deren größter Anteil Chlorid und Natrium bilden. Das Maximum der Werte wird mit einer Gesamtsumme von knapp 350 mmol/kg FG erreicht. Alle analysierten Ionen sind signifikant positiv mit der Meerwasserkonzentration korreliert, mit Ausnahme des Fluorids, welches negativ korreliert ist. Für *R. spinosissima* gilt auch, dass der pH- und Leitwert mit steigender Meerwasserkonzentration korreliert, der pH-Wert negativ, der Leitwert positiv. Detaillierte Werte der Bodenproben sind im Anhang zu finden.

3.2 Beobachtungen zu Schäden und abgestorbenen Pflanzen

Erste Schäden an den Versuchspflanzen konnten in beiden Versuchsjahren zwischen der dritten und vierten Woche nach Beginn der Meerwassergaben beobachtet werden. Dabei wurde nach Pflanzen mit Blattnekrosen und völlig abgestorbenen Pflanzen unterschieden. Über den Versuchszeitraum von 8,5 Wochen zeigten die Pflanzen fließende Übergänge aus Stadien mit nur einigen nekrotischen Fiederblättern, über das vermehrte Absterben von ganzen Blättern, teilweise verbunden mit dem Abwerfen eben dieser, bis zum völligen Absterben der Pflanzen und dem Vertrocknen der Gesamtblattmasse.

Tabelle 17: Übersicht nekrotischer und abgestorbener Pflanzen am Ende der Gießversuche. Zu beachten ist die unterschiedliche Stichprobengröße. Gezeigt sind nur die Werte für die 150 mM-Ansätze der Jahre 2010/2011.

Art	n	Nekrosen	abgestorbene Pflanzen
<i>R. canina</i>	15/15	9/7	2/0
<i>R. corymbifera</i>	12/15	3/11	6/0
<i>R. mollis</i>	15/15	3/5	9/10
<i>R. rugosa</i>	15/12	7/4	1/0
<i>R. spinosissima</i> (Inland)	15/15	8/10	4/5
<i>R. spinosissima</i> (Küste)	15/15	4/2	8/13

Grundsätzlich traten erste Blattnekrosen bei *R. spinosissima*, Küste auf, hier vor allem bei höheren Meerwasserkonzentrationen (100 mM-, 150 mM-Ansatz). Mit fortgeschrittener Versuchsdauer traten Schäden ebenfalls in niedriger konzentrierten Ansätzen auf, bei *R. spinosissima* (Küste) sogar im 10 mM-Ansatz. *R. mollis* zeigt vergleichbare Absterberate wie *R. spinosissima* (Küste), bei beiden Arten sind praktisch alle Pflanzen des 150 mM-Ansatzes geschädigt oder abgestorben. *R. rugosa*, *R. canina* und *R. corymbifera* zeigen die wenigsten abgestorbenen Pflanzen. Mittels einer Spearman-Rank-Order-Korrelation wurde das Ansteigen der Meerwasserkonzentrationen mit dem Auftreten von Nekrosen und der Anzahl toter Pflanzen statistisch ausgewertet. Dabei zeigt sich, dass die Anzahl der nekrotischen und abgestorbenen Pflanzen artübergreifend positiv mit steigender Meerwasserkonzentration korreliert ist. Für nekrotische Pflanzen sind die Werte für *R. canina*, *R. rugosa* und *R. spinosissima* (Inland) signifikant ($P < 0,05$). Die Anzahl der abgestorbenen Pflanzen mit steigender Meerwasserkonzentration ist für *R. corymbifera*, *R. mollis*, *R. spinosissima* Inland und Küste signifikant ($P < 0,05$). Detaillierte Ergebnisse der statistischen Auswertung finden sich im Anhang.

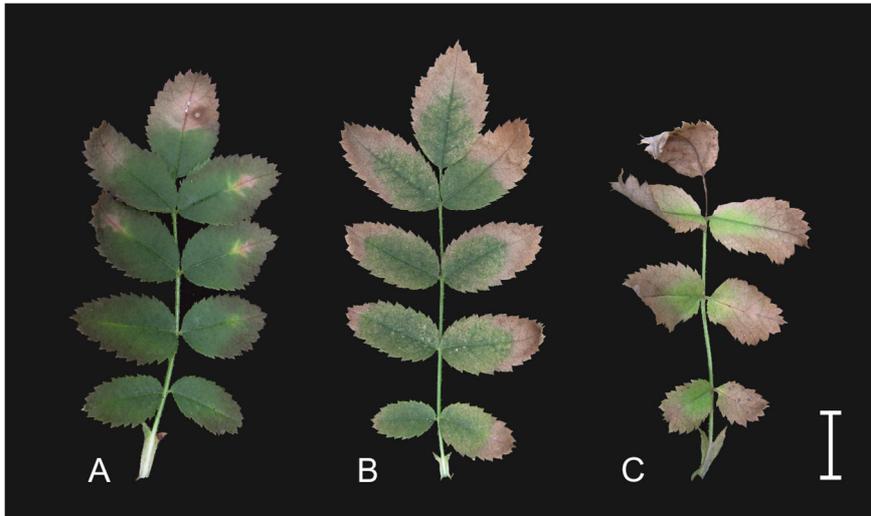


Abbildung 7: Fiederblätter von *R. spinosissima* (Küste). A: beginnende Schädigungen an den endständigen Fiederblättern, ausgehend von den Blatträndern. B: fortgeschrittenes Stadium der Schädigungen über alle Fiederblätter. C: Endstadium der Schädigungen.

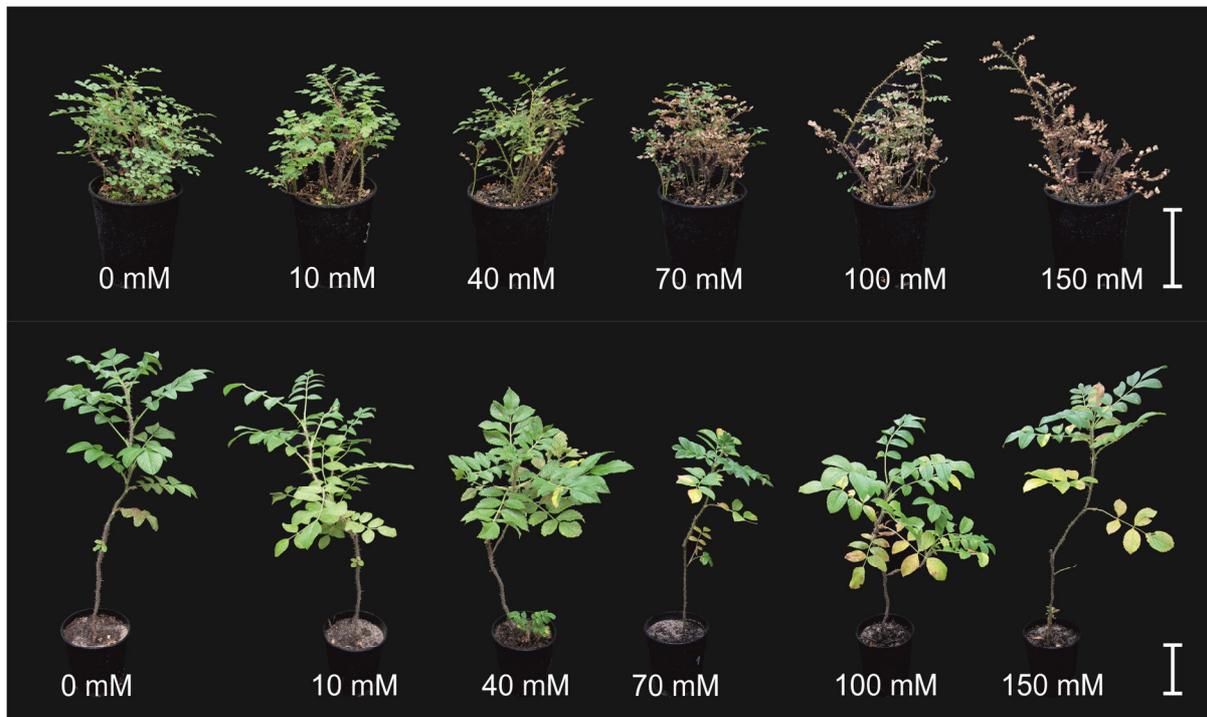


Abbildung 8: Repräsentative Rosenpflanzen am Versuchsende. Aus jedem Behandlungsansatz wurde je ein Exemplar gewählt. Oben: *R. spinosissima* (Küste). Unten: *R. rugosa*. Maßstab: 10 cm.

Die auftretenden Blattnekrosen zeigten sich zuerst an den Rändern der endständigen Fiederblätter (Abb. 7A). Im weiteren Verlauf breiteten sich die Nekrosen über die gesamte Lamina aus, während sich die Blattränder begannen aufzurollen (Abb. 7B). Am Ende zogen sich die nekrotischen Bereiche über das gesamte Blatt. Teilweise blieben aufgehellte Blattbereiche (Chlorosen) in der Mitte der Lamina noch eine Weile bestehen, ehe auch diese Bereiche nekrotische wurden (Abb. 7C). Oft konnte beobachtet werden, dass vollständig abgestorbene Blätter abgeworfen wurden. Grundsätzlich begann das Ausbilden von Nekrosen an älteren Blättern, während die jungen Blätter noch intakt blieben. Das

Absterben der gesamten Pflanze geschah in ähnlicher Weise: Von unten nach oben starben die Blätter ab, bis die gesamte Pflanze vertrocknet war. Abbildung 8 zeigt das gesteigerte Absterben der Pflanzen mit steigender Meerwasserkonzentration. Dabei ist zu sehen, dass bei *R. spinosissima* (Küste) schon im 70 mM-Ansatz ein Großteil der Blätter abgestorben war, im 150 mM-Ansatz die ganze Pflanze. *R. rugosa* zeigte ebenfalls ab dem 70 mM-Ansatz erste Schäden, die sich allerdings auf wenige Fiederblätter beschränkten. Hier traten auch eher Chlorosen anstelle von Nekrosen auf. Im 150 mM-Ansatz hatte *R. rugosa* immer noch den Großteil ihrer Blätter, nur einige untere wurden abgeworfen.

Die Versuchspflanzen aus 2010 wurden im Frühjahr 2011 auf ihre Neuaustriebe hin untersucht.

Tabelle 18: Übersicht der Neuaustriebe der Versuchspflanzen aus 2010 im Frühjahr 2011. Fett markiert sind solche Ansätze, aus welchen nicht alle Pflanzen wieder austrieben. Angegeben ist die Anzahl der Versuchspflanzen 2010/Anzahl Pflanzen mit Neuaustrieb im Frühjahr 2011.

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
<i>R. canina</i>	15/15	15/15	15/15	15/15	15/15	15/15
<i>R. corymbifera</i>	12/12	12/12	12/12	12/12	12/12	7/12
<i>R. mollis</i>	15/15	15/15	15/15	14/15	15/15	11/15
<i>R. rugosa</i>	15/15	15/15	15/15	12/15	15/15	15/15
<i>R. spinosissima</i> (Inland)	15/15	15/15	15/15	15/15	14/15	15/15
<i>R. spinosissima</i> , (Küste)	15/15	15/15	15/15	13/15	15/15	9/15

Auch solche Pflanzen, welche im Versuch als abgestorben aufgenommen worden waren, trieben wieder aus. Bei sehr wenigen Pflanzen konnte kein Neuaustrieb festgestellt werden, diese sind den 70 bis 150 mM-Ansätzen zuzuordnen gewesen.

3.3 Vergleich der Anzahl und Größe der Stomata aus angefertigten Lackabdrücken

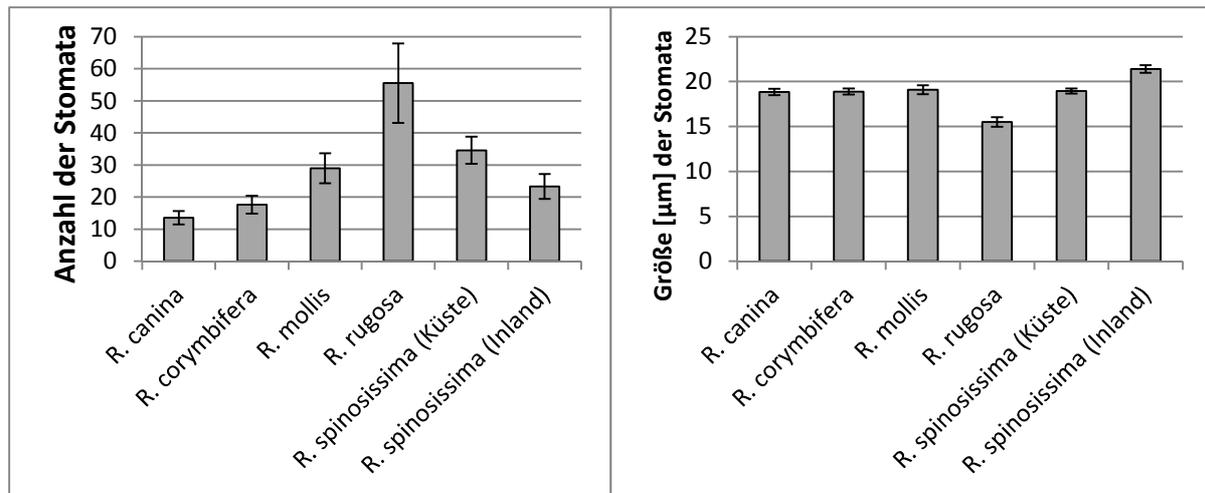


Abbildung 9: Grafische Darstellung der Ergebnisse (Mittelwerte mit Standardfehler (für) der Auszählung und gleichzeitigen Größenbestimmung von Stomata aller verwendeten Arten.

Die Bandbreite der Stomataanzahl ist größer, als dies bei der Ermittlung der Stomatagröße gezeigt werden konnte. Hier wurden die wenigsten Stomata auf einer Fläche von $250000 \mu\text{m}^2$ auf Lackabdrücken von Blättern von *R. canina* mit durchschnittlich ca. 13 Stomata ermittelt. Die höchste Anzahl von Stomata weist *R. rugosa* mit durchschnittlich 55 Stomata auf. Die beiden Varianten von *R. spinosissima* zeigen unterschiedliche Ergebnisse mit 34 Stomata für die Küstenpopulation und 23 für die Inlandspopulation. Bei der Untersuchung auf Signifikanzen der ermittelten Werte durch eine Anova on Ranks (Kruskal-Wallis, One Way) zeigt sich, dass die Anzahl der Stomata von *R. rugosa* signifikant verschieden ($P < 0,05$) von allen anderen Arten, außer *R. spinosissima* (Küste), ist. *R. spinosissima* (Küste) ist des Weiteren signifikant verschieden von *R. canina* und *R. corymbifera*. Ebenfalls signifikant verschieden ist die ermittelte Anzahl von *R. canina* und *R. mollis*.

Die Stomatagröße zeigt eine Abhängigkeit zur Art. Dabei bildet *R. rugosa* im Mittel die kleinsten Stomata mit ca. $15,5 \mu\text{m}$ Durchmesser aus. Eine mittlere Größe von ca. $19 \mu\text{m}$ kann bei den Arten *R. canina*, *R. corymbifera*, *R. mollis* und bei *R. spinosissima* (Küste) gezeigt werden. Die größten Stomata zeigt *R. spinosissima* (Inland) mit ca. $21,4 \mu\text{m}$ im Durchmesser. Alle Mittelwerte wurden durch eine Anova on Ranks (Kruskal-Wallis, One Way) auf Signifikanzen hin untersucht. Dabei liegen signifikante Werte ($P < 0,05$) für *R. spinosissima* (Inland) im Vergleich mit allen anderen Arten, außer ihrer Küstenpopulation *R. spinosissima* (Küste), vor. Des Weiteren sind die ermittelten Stomatadurchmesser für *R. rugosa* signifikant kleiner als die der anderen verwendeten Arten.

Detaillierte Analyseergebnisse finden sich im Anhang.

3.4 Beobachtungen und morphologische Auffälligkeiten als möglicher Hinweis auf Hydathoden

Nach einer Wassergabe am Vorabend zeigte *R. spinosissima* (Küste), am darauffolgenden Morgen Guttationstropfen an den Zähnen der Fiederblätter (Abb. 10 A). Diese Beobachtung konnte nur ein einziges Mal gemacht werden. Die Tropfen hängen an den Blatzzähnen und scheinen, nach dem Erreichen einer bestimmten Größe, in Richtung Rachis abzulaufen und sich dort zu sammeln (Abb. 10B) oder sie lösen sich von den Blatzzähnen und fallen ab.

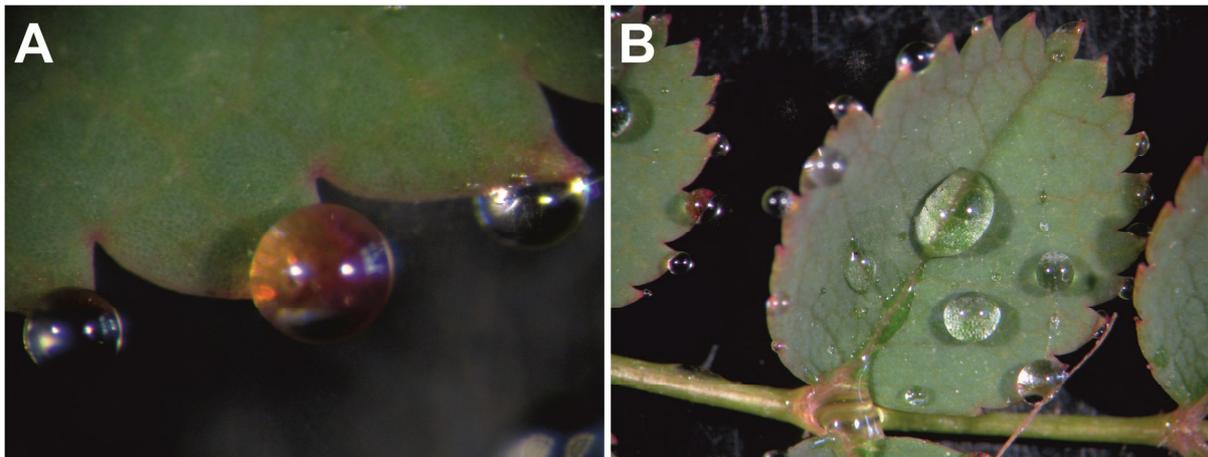


Abbildung 10: Guttation an Blättern von *R. spinosissima* (Küste). A: Guttationstropfen an den Blatzzähnen eines Fiederblattes. B: Guttationstropfen laufen über die Lamina und sammeln sich auf der Rachis.

In mikroskopischen Untersuchungen wurden bei allen untersuchten Arten Drüsen, welche mehr oder weniger kugelig ausgeprägt waren, gefunden. Diese sitzen an den Blatträndern oder am Ende der ausgeprägten Zähne der Fiederblättchen (Abb. 11A). An einigen aber nicht allen Drüsen ist eine Verbindung zum Leitgewebe der Blätter zu sehen. Nach der Färbung der Präparate mit Sudan-III-Glycerin zeigen die Drüsen eine rötliche Färbung. Ebenso gefärbt zeigen sich die Cuticula sowie die Schließzellen der Stomata. Auf den Zahnspitzen der Fiederblätter sind bei allen Arten Drüsen zu finden. Diese sind ausnahmslos direkt mit dem Leitgewebe verbunden. Die Drüsen haben teilweise bräunliche Färbungen, die auch schon vor der Behandlung mit Sudan-III-Glycerin im mikroskopischen Bild zu sehen sind (Abb. 11B). Die untersuchten Arten weisen außerdem in den Achseln der Blatzzähne eine auffällige Struktur auf (Abb. 11A roter Kasten, C, D). Diese Struktur kommt am besten nach Anfärben mit Sudan-III-Glycerin zur Geltung. Es ist hierbei eine Rotfärbung zu beobachten. Der Bereich der Rotfärbung in der Blattachsel ist immer an das Leitgewebe angeschlossen (Abb. 11C). Am stärksten ausgeprägt und besten zu sehen sind die Strukturen bei den beiden Ökotypen von *R. spinosissima*. Hier kann eine starke Rotfärbung erzielt werden, die bei anderen Arten in diesem Maße nicht auftritt. Bei starker Vergrößerung sieht man eine faltige Verwerfung der Cuticula in diesem Bereich. Die Zellen scheinen aufgewölbt und bilden in der Achsel einen Spalt. Dabei ist nicht zu erkennen, ob dieser eine Öffnung in Richtung Blattinneres besitzt oder nicht.

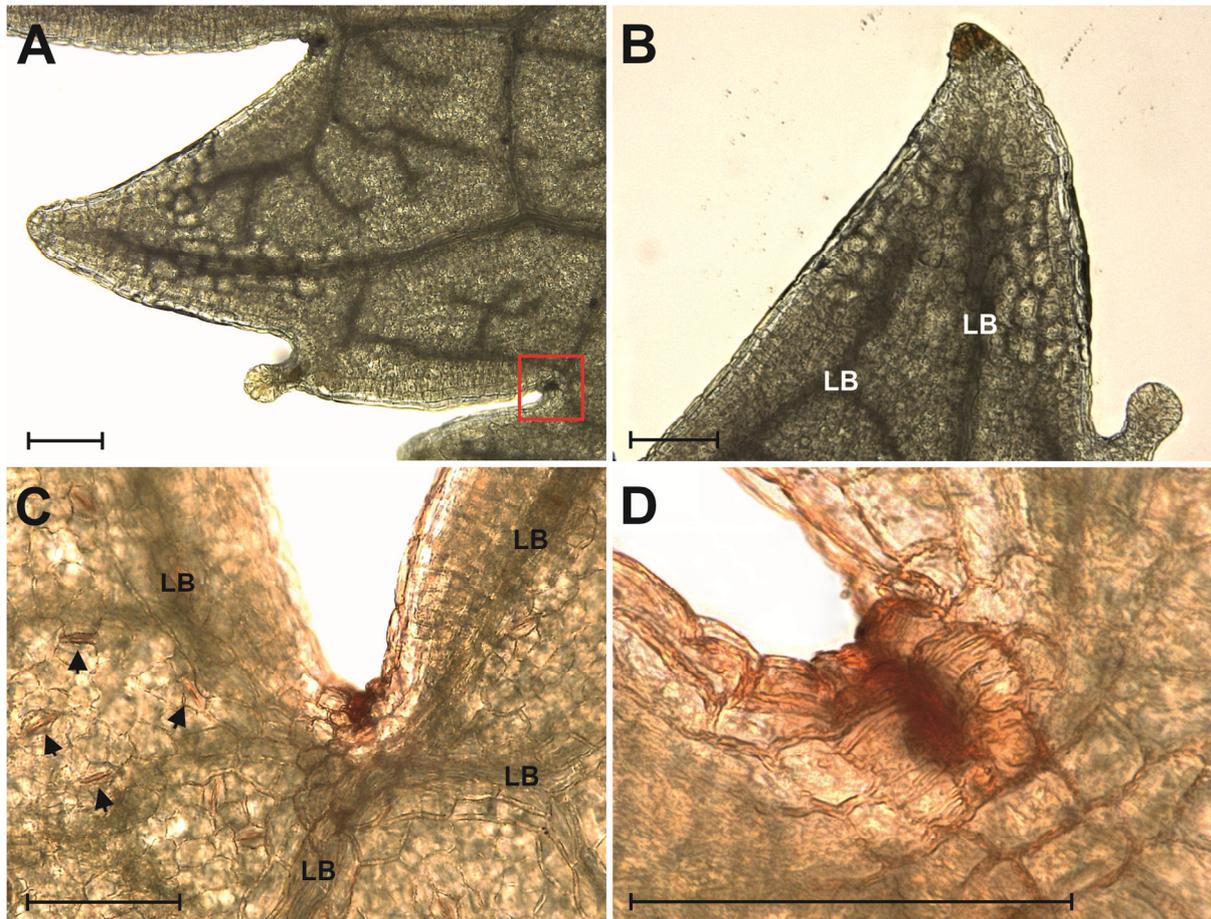


Abbildung 11: Mikroskopische Aufnahmen gebleichter Fiederblätter von *R. spinosissima* (Küste). **A:** Übersicht eines Teilbereichs eines Fiederblattes. Der rote Kasten umrahmt den Achselbereich zweier Blattzähne. **B:** Zahnschuppe mit bräunlichen Drüsenzellen, auf der rechten Seite eine kugelige Drüse. **C:** Übersicht über den Achselbereich zweier Blattzähne. Die Pfeile deuten auf Stomata, deren Schließzellen durch eine Färbung mit Sudan-III-Glycerin rötlich gefärbt sind. Die Cuticula ist in dieser Aufnahme ebenfalls rötlich gefärbt. **D:** Detailaufnahme des Achselbereichs zwischen zwei Blattzähnen. Die Cuticula ist in dieser Aufnahme durch Sudan-III-Glycerin rötlich gefärbt. LB = Leitbündel. Maßstab: 100 μm .

3.5 Analyseergebnisse von Blattmaterial

3.5.1 Unterschiedliche Anreicherung von Ionen in Blattmaterial

Durch die Analyse von Blattmaterial durch AAS und IC wurde die Hypothese überprüft, ob die unterschiedlichen Arten die mit dem künstlichen Meerwasser gegebenen Ionen artabhängig und in unterschiedlichem Maße aufnehmen.

Auf Grund von Einzelmessungen konnte keine statistische Signifikanz für die einzelnen Werte ermittelt werden. Allerdings wurden in einer Spearman-Rank-Order-Korrelation die Werte der einzelnen Ionen mit den verwendeten Meerwasserkonzentrationen korreliert und für die jeweiligen Paarungen der Rangkorrelationskoeffizient bestimmt. Dieser parameterfreie Wert beschreibt den Zusammenhang zweier Variablen ohne Annahmen zu deren Wahrscheinlichkeitsverteilung. Die Spearman-Rank-Order-Korrelation ist robust gegen

Ausreißer und legt den Paarungen keine lineare Abhängigkeit zu Grunde. Bei den ermittelten Werten schien dieser Test auf Grund seiner Eigenschaften am geeignetsten.

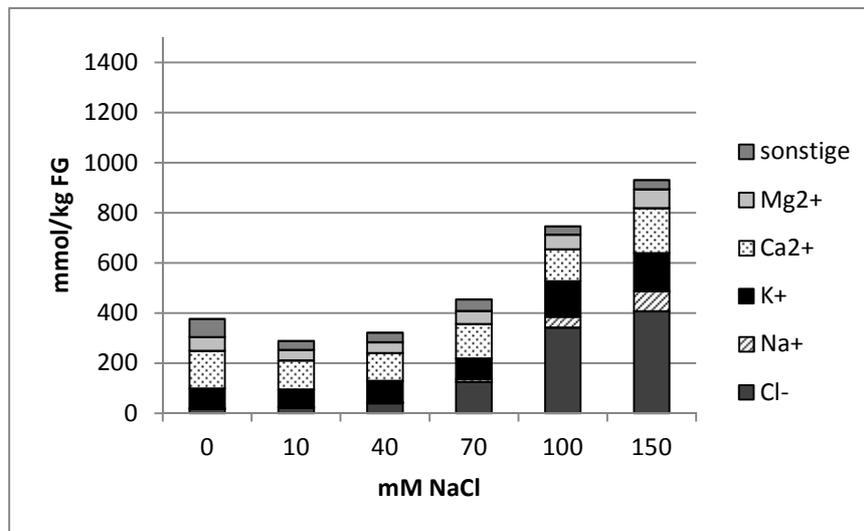


Abbildung 12: Ergebnis der Elementanalyse von jungen Blättern von *R. canina*, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 19: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse von Blattmaterial von *R. canina* in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	1,000	1,000	0,886	0,314	0,600
p-Wert	0,00278	0,00278	0,0333	0,564	0,242

	NO ₃ ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	Äpfelsäure	Oxalsäure	Citronensäure
KK	0,143	-0,886	-0,0857	-0,886	-0,0857	-0,943
p-Wert	0,803	0,0333	0,919	0,0333	0,919	0,0167

Die Elementanalyse von Blattmasse von *R. canina* zeigt eine Zweiteilung über die Steigerung der gegebenen Meerwasserlösung (Abbildung 12). Die Gesamtsumme an Ionen nimmt zu Beginn im 10- und 40 mM-Ansatz im Vergleich zur Kontrolle ab. Anschließend steigt die Konzentration der ermittelten Ionen ab dem 70 mM-Ansatz an und erreicht bei 150 mM ihr Maximum bei einer Gesamtsumme von 931 mmol/kg FG (Frischgewicht), was einem Wert im Mittelfeld im Vergleich der verwendeten Rosen entspricht. Dabei steigt vor allem der Gehalt an Chlorid und Natrium in der Blattmasse an. Der Gehalt an Chlorid erreicht dabei einen Höchstwert von über 400 mmol/kg FG, Natrium erreicht das Maximum im gleichen Ansatz mit 81,21 mmol/kg FG. Beide Ionen zeigen eine signifikant positive Korrelation zwischen der steigenden Meerwasserkonzentration und der Menge der enthaltenen Ionen in der

Blattmasse (Tabelle 19). Die Werte für Kalium zeigen ebenfalls eine entsprechende Entwicklung. In umgekehrter Weise zeigen die Werte für Sulfat, Äpfel- und Citronensäure eine signifikant negative Korrelation. Alle ermittelten Werte sind im Anhang zu finden.

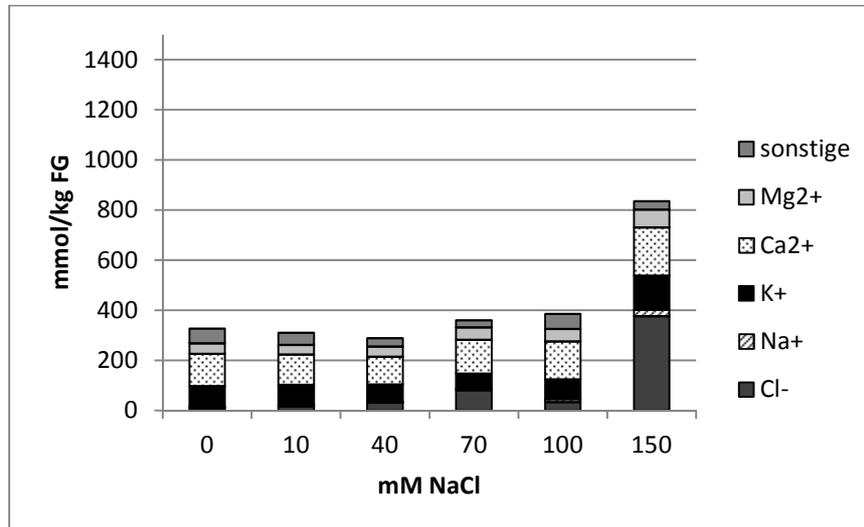


Abbildung 13: Ergebnis der Elementanalyse von jungen Blättern von *R. corymbifera*, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 20: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse von Blattmaterial von *R. corymbifera*, in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,943	0,771	0,0286	0,771	0,829
p-Wert	0,0167	0,103	1,000	0,103	0,0583

	NO ₃ ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	Äpfelsäure	Oxalsäure	Citronensäure
KK	0,143	-0,714	-0,0857	-0,371	0,314	-0,371
p-Wert	0,803	0,136	0,919	0,497	0,564	0,497

Die analysierten Ionen in der Blattmasse von *R. corymbifera* zeigen über die ansteigende Meerwasserkonzentration eine lange relativ stabil bleibende Gesamtsumme (Abbildung 13). Ausgehend von den Kontrollen bewegen sich die Summen der Ionen zwischen 290 und 390 mmol/kg FG bis zum 100 mM-Ansatz. Die dabei auftretenden geringen Schwankungen sind vor allem durch Chlorid, im 100 mM-Ansatz auch durch den Gehalt an Calcium, ausgelöst. Im 150 mM-Ansatz wird der Höchstwert mit einer Verdopplung der Summe auf 835 mmol/kg FG erreicht. Dabei spielt vor allem Chlorid mit dem Höchstwert von 377,56 mmol/kg FG eine Rolle. Natrium und Kalium erreichen ebenfalls den Maximalwert im

150 mM-Ansatz mit 25,08 bzw. 136,08 mmol/kg FG. Bei *R. corymbifera* ist eine signifikant positive Korrelation zwischen Meerwasserkonzentration und enthaltener Ionenmenge nur für Chlorid zu sehen (Tabelle 20). Alle anderen ermittelten Ionen zeigen keine signifikanten Erhöhungen oder Erniedrigungen der Werte. Alle ermittelten Werte sind im Anhang zu finden.

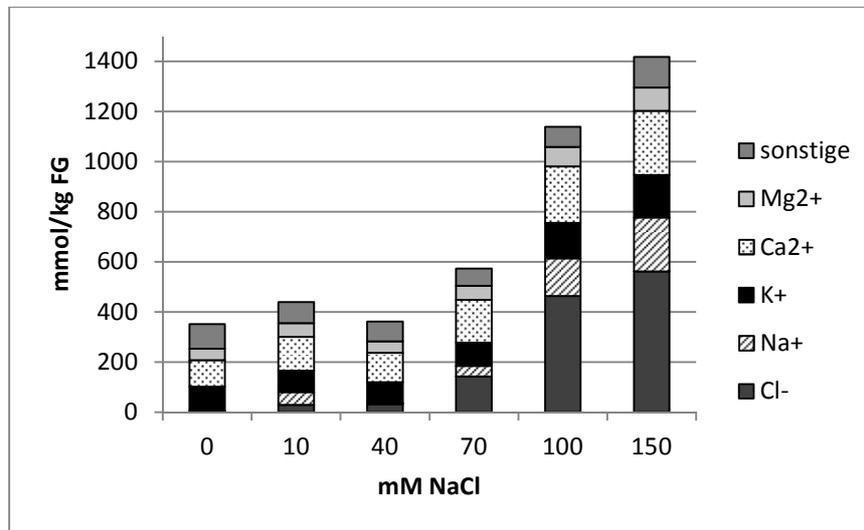


Abbildung 14: Ergebnis der Elementanalyse von jungen Blättern von *R. mollis*, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 21: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse von Blattmaterial von *R. mollis*, in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	1,000	0,829	0,600	0,943	0,829
p-Wert	0,00278	0,0583	0,242	0,0167	0,0583

	NO ₃ ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	Äpfelsäure	Oxalsäure	Citronensäure
KK	1,000	0,829	-0,0286	-0,371	0,943	0,771
p-Wert	0,00278	0,0583	1,000	0,497	0,0167	0,103

In der Blattmasse von *R. mollis* steigen die Gehaltssummen der Ionen nahezu stetig an, zeigen allerdings im 40 mM-Ansatz einen kleinen Einbruch (Abbildung 14). Im 150 mM-Ansatz erreicht *R. mollis* die höchsten aller ermittelten Werte bei über 1400 mmol/kg FG. Den größten Anteil der Summen macht dabei Chlorid mit Werten über 140 mmol/kg FG ab dem 70 mM-Ansatz aus, der Höchstwert wird mit 561,65 mmol/kg FG im 150 mM-Ansatz erreicht. Natrium und Kalium erreichen in diesem Ansatz ebenfalls die Höchstwerte mit

215,45 mmol/kg FG für Natrium und 169,76 mmol/kg FG für Kalium. Die Gehalte von Chlorid und Calcium sind signifikant positiv mit Erhöhung der Salzgabe korreliert, ebenso die Werte für Oxalsäure und Nitrat, die aber nur einen geringen Anteil am Gesamtanstieg ausmachen (Tabelle 21). Knapp nicht mehr signifikant sind die Werte für Natrium, Magnesium und Sulfat korreliert. Andere analysierte Ionen zeigen keine signifikante Korrelation. Alle ermittelten Werte sind im Anhang zu finden.

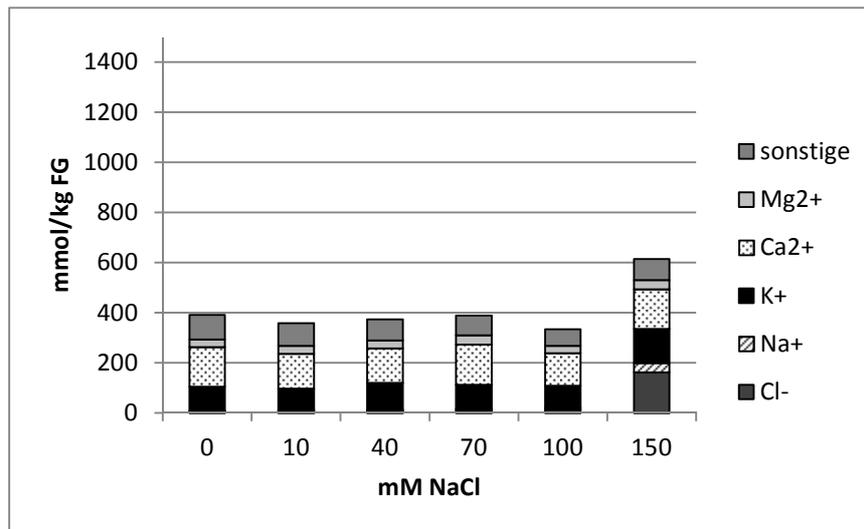


Abbildung 15: Ergebnis der Elementanalyse von jungen Blättern von *R. rugosa*, sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 22: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse von Blattmaterial von *R. rugosa*, in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,943	1,000	0,314	-0,200	0,429
p-Wert	0,0167	0,00278	0,564	0,714	0,419

	NO ₃ ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	Äpfelsäure	Oxalsäure	Citronensäure
KK	0,486	-0,143	-0,829	-0,714	0,429	0,143
p-Wert	0,356	0,803	0,0583	0,136	0,419	0,803

Die geringste Gesamtsumme der analysierten Ionen ist in der Blattmasse von *R. rugosa* zu finden (Abbildung 15). Hier verhalten sich die Werte ähnlich, wie bei *R. corymbifera* und schwanken zwischen den Kontrollen und dem 100 mM-Ansatz zwischen 330 und 390 mmol/kg FG. Ein starker Anstieg findet dann erst im 150 mM-Ansatz statt, die Summe beträgt 615 mmol/kg FG. Die Werte für Chlorid und Natrium zeigen eine signifikant positive

Korrelation zur Erhöhung der Meerwasserkonzentration, während alle anderen Ionen keine Signifikanzen aufweisen (Tabelle 22). Phosphat ist dabei nur knapp nicht mehr signifikant (p -Wert = 0,0583) Der Anstieg im 150 mM-Ansatz ist vor allem durch die Zunahme von Chlorid, Natrium und Kalium auszumachen. Hier erreicht Chlorid den Höchstwert mit 163,03 mmol/kg FG, während Natrium 36,82 mmol/kg FG und Kalium 136,52 mmol/kg FG erreicht. Alle ermittelten Werte sind im Anhang zu finden.

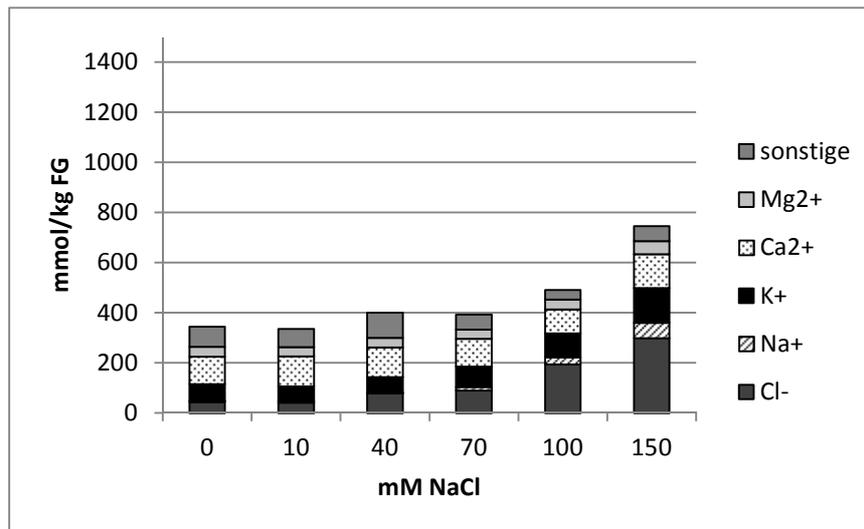


Abbildung 16: Ergebnis der Elementanalyse von jungen Blättern von *R. spinosissima* (Inland), sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 23: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p -Werte für die Elementanalysergebnisse von Blattmaterial von *R. spinosissima* (Inland), in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p -Wert $< 0,05$ steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p -Wert $< 0,05$ fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p -Werte $> 0,05$ besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,943	0,771	0,829	0,200	0,371
p-Wert	0,0167	0,103	0,0583	0,714	0,497

	NO ₃ ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	Äpfelsäure	Oxalsäure	Citronensäure
KK	-0,371	-0,0286	-0,829	0,200	-0,829	0,0857
p-Wert	0,497	1,000	0,0583	0,714	0,0583	0,919

R. spinosissima (Inland) zeigt einen nahezu klaren Anstieg der in der Blattmasse enthaltenen Ionen mit Erhöhung der Meerwasserlösung (Abbildung 16). Eine sehr geringe Abnahme mit anschließendem Wiederanstieg ist nur im 70 mM-Ansatz festzustellen. Der höchste Gesamtwert aller Ionen ließ sich aber auch hier im 150 mM-Ansatz mit 747 mmol/kg FG feststellen. Dies ist der zweitkleinste Wert nach *R. rugosa*. Eine signifikant positive

Korrelation der Werte ist nur für Chlorid festzustellen. Die Werte für Kalium, Phosphat und Oxalsäure sind gerade nicht mehr signifikant positiv oder negativ korreliert (Tabelle 23). Wie bei allen anderen verwendeten Rosenarten ist der Anstieg der Gesamtionenmenge vor allem auf den Anstieg im Gehalt von Chlorid, Natrium und Kalium zurückzuführen. Die Höchstwerte der drei Ionen liegen im 150 mM-Ansatz bei 298,88 mmol/kg FG für Chlorid, 61,08 mmol/kg FG für Natrium und 138,88 mmol/kg FG für Kalium. Alle ermittelten Werte sind im Anhang zu finden.

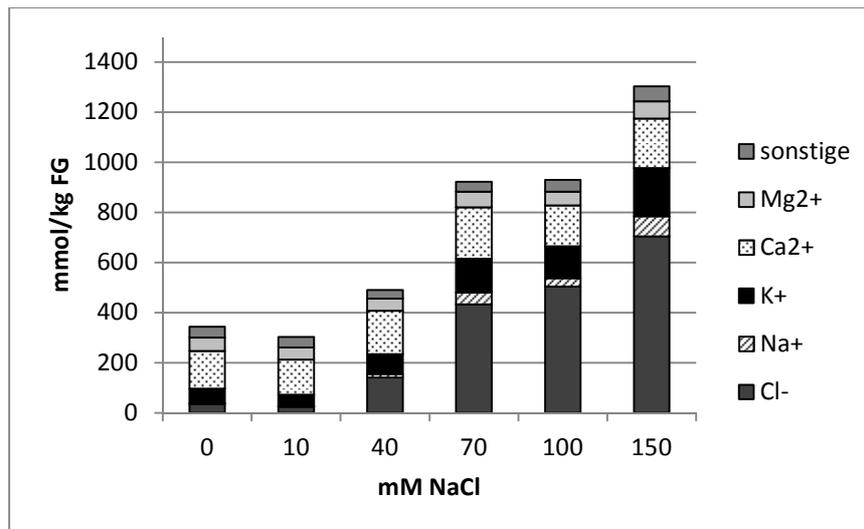


Abbildung 17: Ergebnis der Elementanalyse von jungen Blättern von *R. spinosissima* (Küste), sortiert nach den gegebenen Meerwasserkonzentrationen.

Tabelle 24: Durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation ermittelte Korrelationskoeffizienten und p-Werte für die Elementanalysergebnisse von Blattmaterial von *R. spinosissima* (Küste), in Bezug zur steigenden Konzentration der künstlichen Meerwasserlösung. Ist der Korrelationskoeffizient positiv und der entsprechende p-Wert < 0,05 steigt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für negative Korrelationskoeffizienten und einem p-Wert < 0,05 fällt die jeweilige Ionenkonzentration im Blatt mit steigender Meerwasserkonzentration. Für p-Werte > 0,05 besteht kein signifikant nachweisbarer Zusammenhang zwischen den analysierten Ionen und der steigenden Meerwasserkonzentration. KK: Korrelationskoeffizient.

	Cl ⁻	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
KK	0,943	0,886	0,886	0,657	0,771
p-Wert	0,0167	0,0333	0,0333	0,175	0,103

	NO ₃ ⁻	SO ₄ ²⁻	PO ₄ ³⁻	Äpfelsäure	Oxalsäure	Citronensäure
KK	0,886	0,771	-0,829	-0,543	0,714	-0,771
p-Wert	0,0333	0,103	0,0583	0,297	0,136	0,103

Der zweithöchste Wert aller Ionengesamtsummen, nach *R. mollis*, ist im 150 mM-Ansatz von *R. spinosissima* (Küste) zu finden. Der massive Anstieg von in der Blattmasse enthaltenen Chloridionen lässt in Summe einen Wert von über 1300 mmol/kg FG ermitteln. Insgesamt steigen die Werte der Ionensumme mit steigender Meerwasserkonzentration an. Eine

geringe Abnahme ist im 10 mM-Ansatz zu sehen, des Weiteren ist ein kleines Plateau über den 70 und 100 mM-Ansatz auszumachen, ehe der Höchstwert erreicht wird. Der Gehalt an Chlorid erreicht im 40 mM-Ansatz über 100 mmol/kg FG mit 141,11 mmol/kg FG, während der Höchstwert im 150 mM-Ansatz bei 704,68 mmol/kg FG liegt. Ebenso erreicht Natrium mit 80,31 mmol/kg FG und Kalium mit 192,52 mmol/kg FG das Maximum im 150 mM-Ansatz. Signifikant positiv korreliert sind die Werte von Chlorid, Natrium, Kalium und Nitrat, wobei das enthaltene Chlorid wiederum den Großteil ausmacht. Für alle anderen Ionen konnten keine weiteren Signifikanzen festgestellt werden. Alle ermittelten Werte sind im Anhang zu finden.

3.5.2 Errechnete osmotische Potentiale der Meerwasserlösungen und der Blätter

Durch Messung der künstlichen Meerwasserlösungen konnten, in Tabelle 25 dargestellt, das osmotische Potential der Lösung ermittelt werden.

Tabelle 25: Mit dem Kryosmometer ermittelte Werte für die verschiedenen Konzentrationen künstlicher Meerwasserlösung in mOsmol/kg.

Konz NaCl [mM]	0	10	40	70	100	150
Osmolarität [mOsmol/kg]	0	20,4	84	144	214,8	352,8

Aus den Ionenkonzentrationsbestimmungen der Blätter wurde das osmotische Potential in Megapascal berechnet und in Abbildung 18 gegenübergestellt. Alle ermittelten Werte sind im Anhang zu finden.

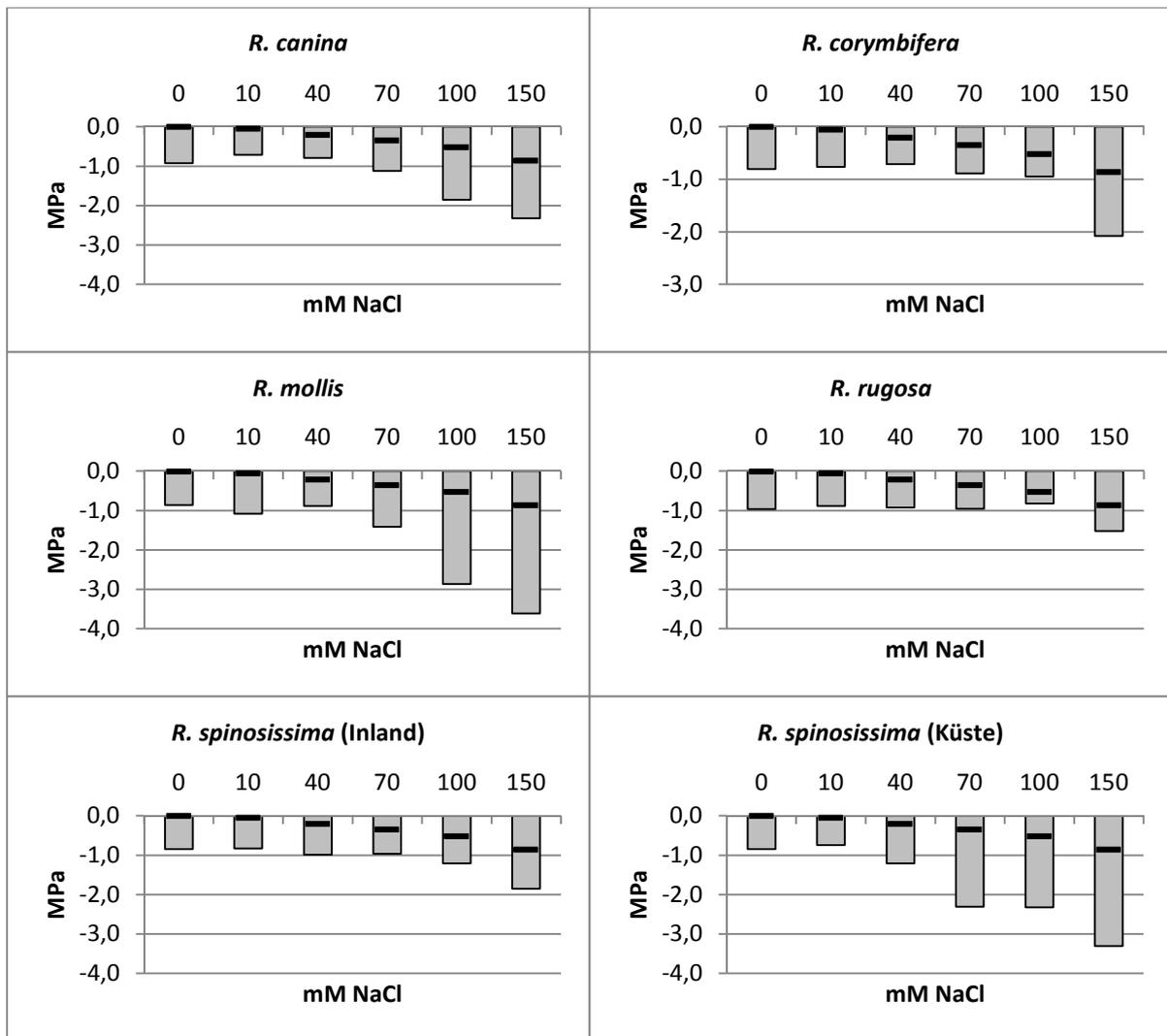


Abbildung 18: Die errechneten Wasserpotentiale in Megapascal in den Blättern der einzelnen Rosenarten und die gemessenen Werte der verwendeten Meerwasserlösungen aufgetragen gegen die gegebenen Meerwasserkonzentrationen. In grau sind die jeweiligen Potentiale der Blätter aufgetragen, die schwarzen Balken markieren das osmotische Potential, welches die entsprechende Meerwasserlösung aufweist.

Durch Verrechnung der Potentiale aus Meerwasserlösungen und Blättern konnten die osmotischen Potentialdifferenzen ermittelt werden (Tabelle 26).

Tabelle 26: Osmotische Potentialdifferenzen zwischen Blatt und den gegebenen Meerwasserlösungen.

mM NaCl	<i>R. canina</i>	<i>R. corymbifera</i>	<i>R. mollis</i>	<i>R. rugosa</i>	<i>R. spinosissima</i> (Inland)	<i>R. spinosissima</i> (Küste)
0	-0,920	-0,796	-0,855	-0,958	-0,839	-0,836
10	-0,653	-0,707	-1,025	-0,827	-0,770	-0,686
40	-0,582	-0,501	-0,679	-0,711	-0,776	-1,000
70	-0,766	-0,531	-1,060	-0,603	-0,611	-1,950
100	-1,327	-0,421	-2,341	-0,296	-0,684	-1,798
150	-1,461	-1,215	-2,744	-0,655	-0,989	-2,438

In allen Rosenblättern ist ein Anstieg des osmotischen Potentials zu sehen. Der Anstieg geht bei allen Rosen mit Erhöhung der gegebenen Meerwasserkonzentration einher. Allerdings setzt der Anstieg sehr unterschiedlich ein. Bei *R. spinosissima* (Küste) beginnt der Anstieg bereits im 40 mM-Ansatz, während bei *R. canina* und *R. mollis* erst im 70 mM-Ansatz ein Anstieg zu sehen ist. *R. corymbifera* und *R. spinosissima* (Inland) zeigen im 70 mM-Ansatz nur eine leichte Erhöhung, beide Arten zeigen aber spätestens im 100 mM-Ansatz ebenfalls einen Anstieg des osmotischen Potentials. *R. rugosa* zeigt eine Reaktion auf die immer höher konzentrierten Meerwasserlösungen erst im 150 mM-Ansatz. Die höchsten berechneten Werte werden dabei, im 150 mM-Ansatz, von *R. mollis* erreicht, knapp dahinter liegt *R. spinosissima* (Küste).

Bei genauerer Betrachtung der berechneten osmotischen Potenziale in Bezug zu den gemessenen Werten der verwendeten Meerwasserlösung, ist zu erkennen, dass die höchsten Differenzen zwischen dem osmotischen Potential der Blätter und dem der Lösungen ebenfalls bei *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) zu sehen sind (Abbildung 18, Tabelle 26). Alle Rosen zeigen in den Kontrollen des 0 mM-Ansatzes eine relativ einheitliche Potentialdifferenz um -0,8 bis -0,9 MPa. Ein Anstieg der Differenz erfolgt zuerst bei *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) im 70 mM-Ansatz, welcher mit der Erhöhung des osmotischen Potentials im Blatt parallel verläuft. *R. canina* zeigt eine Erhöhung der Differenz erst im 100 mM-Ansatz, wohingegen *R. corymbifera* und *R. spinosissima* (Inland) erst im 150 mM-Ansatz eine Erhöhung zeigen. *R. rugosa*, *R. corymbifera* und *R. spinosissima* (Inland) zeigen gegenläufig zu den anderen Arten/Ökotypen eine Erniedrigung der Potentialdifferenzen mit Erhöhung der Meerwasserkonzentration. Die Abnahme erfolgt hier bis zum 100 mM-Ansatz, während im 150 mM-Ansatz wieder ein leichter Anstieg zu sehen ist, der aber bei *R. rugosa* den Ausgangswert auch nicht annähernd erreicht, während *R. corymbifera* und *R. spinosissima* (Inland) den Ausgangswert übertrifft.

3.5.3 Bestimmung von verschiedenen Zuckern in Blättern

Von den untersuchten Zuckern sind auf den nachfolgenden Diagrammen Trehalose, Rafinose und Stachyose nicht dargestellt. Die Gehalte dieser Zucker in den gemessenen Extrakten aus jungen Blättern, stellen oft nur einen Bruchteil der analysierten Zuckergesamtmenge dar, die Werte rangieren in vielen Fällen zwischen 0 und 2 mmol/kg FG, mit einzelnen sehr wenigen Ausreißern. Detaillierte Ergebnisse sind im Anhang zu finden.

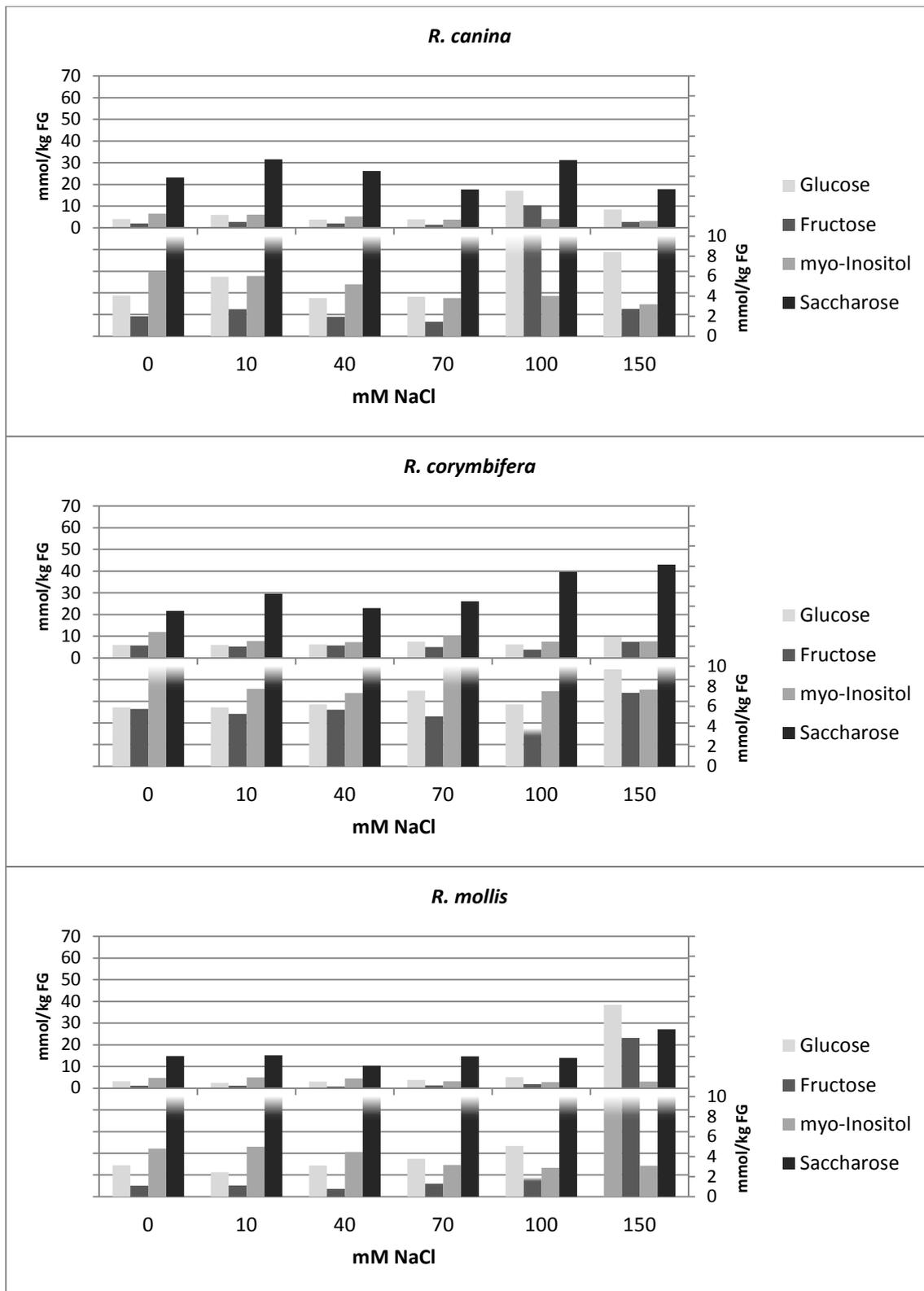


Abbildung wird auf der folgenden Seite fortgesetzt.

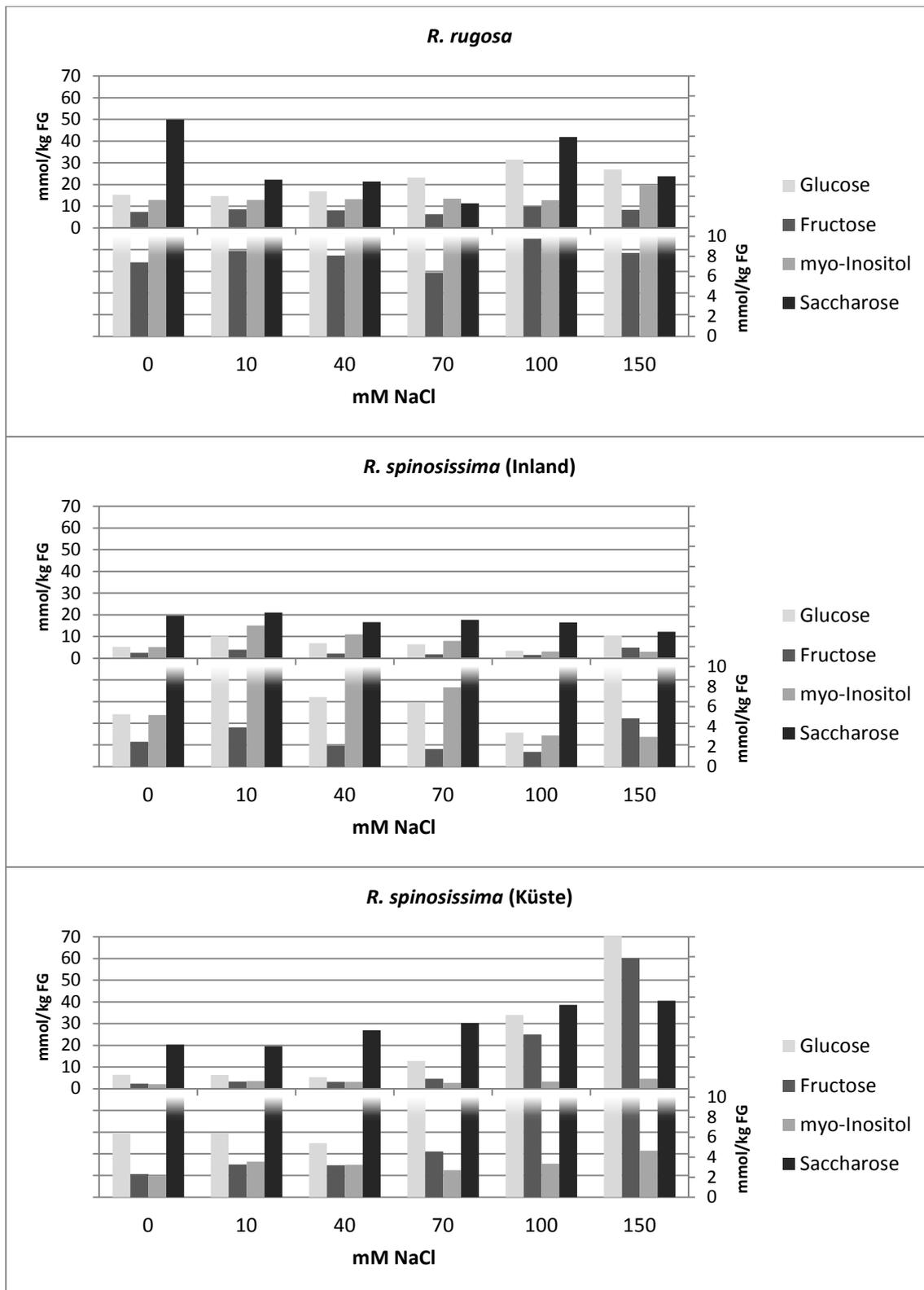


Abbildung 19: Die Gehalte von Glucose, Fructose, Saccharose und myo-Inositol, welche in Extrakten junger Blätter der einzelnen Arten/Ökotypen mittels HPLC gemessen wurden aufgetragen gegen die gegebenen Meerwasserkonzentrationen. Für eine bessere Auflösung, der teilweise niedrigen Werte wird im unteren Bereich der Diagramme jeweils der Teil bis 10 mmol/kg FG aus dem oberen Bereich der Diagramme vergrößert dargestellt. Balken, die im unteren Bereich Werte über 10 mmol/kg FG erreichen, laufen in einem Farbverlauf ins Weiße aus.

Für alle untersuchten Zucker gilt, dass zwischen den Ansätzen, innerhalb einer Art, oft Schwankungen und Ausreißer, nach unten und oben ausgehend vom 0 mM-Ansatz, auftreten und so oftmals keine klaren oder nur schwache Tendenzen zu erkennen sind. Die höchsten Werte für Glucose und Fructose zeigt eindeutig der 150 mM-Ansatz bei *R. spinosissima* (Küste). Dabei liegen die Werte bei 70,26 mmol/kg FG bzw. 60,2 mmol/kg FG. Für Saccharose liegt der höchste Wert im 0 mM-Ansatz von *R. rugosa*, mit 49,9 mmol/kg FG. Bei *R. rugosa* findet sich ebenfalls der höchste Wert für myo-Inositol, der im 150 mM-Ansatz bei 19,52 mmol/kg FG liegt. Die kleinsten Werte für drei der vier untersuchten Zucker zeigt *R. mollis*. Für Glucose liegt der Gehalt im Blatt bei 2,43 mmol/kg FG im 10 mM-Ansatz. Im 40 mM-Ansatz liegen die kleinsten Messwerte aller Messungen für Fructose bei 0,79 mmol/kg FG und bei 10,39 mmol/kg FG für Saccharose.

Bei *R. canina* kann für Glucose eine geringe Zunahme mit steigender Salzkonzentration gezeigt werden, während der Gehalt an myo-Inositol abnimmt. Für Fructose und Saccharose ist durch Ausreißer keine klare Tendenz zu sehen.

Einen klaren Anstieg der Werte für Glucose und Saccharose zeigt dagegen *R. corymbifera*. Hier ist ein Abfall bis zum 100 mM-Ansatz und dem Höchstwert im 150 mM-Ansatz für die Fructosewerte zu sehen, der Gehalt an myo-Inositol schwankt.

R. mollis zeigt einen Anstieg der Werte für Glucose und Fructose, während der Gehalt an myo-Inositol mit steigender Konzentration des künstlichen Meerwassers abfällt. Die Saccharosewerte sind hier schwankend. Für Glucose, Fructose und Saccharose werden die höchsten Werte im 150mM-Ansatz, für myo-Inositol im 10 mM-Ansatz erreicht.

Steigende Werte für Glucose und myo-Inositol zeigt *R. rugosa*, während für Fructose und Saccharose keine klare Tendenz zu erkennen ist. Der Gehalt an Saccharose nimmt vom Höchstwert im 0 mM-Ansatz bis zum 70 mM-Ansatz ab, um dann wieder anzusteigen, der Höchstwert wird aber nicht mehr erreicht. Die Höchstwerte für Glucose und Fructose wird im 100 mM-Ansatz, für myo-Inositol im 150 mM-Ansatz gemessen.

R. spinosissima (Inland) zeigt keine Tendenz für Glucose und Fructose, dafür aber einen Abfall der Werte der Gehalte von myo-Inositol und Saccharose. Die Höchstwerte für Glucose und Fructose liegen im 100 mM-Ansatz, die beiden anderen Zucker erreichen ein Maximum im 10 mM-Ansatz.

Der Ökotyp Küste von *R. spinosissima* zeigt von allen untersuchten Arten die klarsten Tendenzen: Mit steigender Meerwasserkonzentration steigen auch alle Werte der Zucker an. Die vier Höchstwerte liegen demnach auch im 150 mM-Ansatz.

3.6 Ergebnisse zum Gaswechsel und der Chlorophyllfluoreszenz

3.6.1 Photosyntheseparameter unter steigender Meerwasserkonzentration

Gemessene Parameter der Gaswechselformen wurden nach SCHULTE et al. (2003) verrechnet und sind in Tabelle 27 übersichtlich dargestellt.

Tabelle 27: Übersicht der durch Gaswechselformen ermittelten und errechneten Werte für alle Arten/Ökotypen bei den gegebenen Meerwasserkonzentrationen. A: Photosyntheserate [$\mu\text{mol CO}_2/\text{m}^2\text{s}$], L_s : Lichtsättigungspunkt [$\mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$], L_c : Lichtkompensationspunkt [$\mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$], E: Transpirationsrate [$\text{mmol H}_2\text{O}/\text{m}^2\text{s}$], k.v.W.: keine verwertbaren Werte

R. canina ($A_{\text{max}} = 1500 \text{ PAR}$)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
A	5,45	4,78	4,97	3,83	2,05	1,26
L_s	236,67	279,30	176,39	172,69	k.v.W.	87,72
L_c	-13,61	26,27	0,62	0,86	k.v.W.	k.v.W.
E	0,98	1,62	1,09	0,69	0,57	0,12

R. corymbifera ($A_{\text{max}} = 1000 \text{ PAR}$)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
A	6,28	3,48	6,67	2,09	0,22	3,39
L_s	219,09	195,14	234,61	0,83	k.v.W.	172,35
L_c	27,21	22,01	-5,24	-0,07	k.v.W.	k.v.W.
E	1,42	0,73	0,98	0,67	0,14	0,28

R. mollis ($A_{\text{max}} = 1500 \text{ PAR}$)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
A	3,36	3,76	4,43	3,22	1,32	1,52
L_s	135,86	144,12	190,31	274,09	71,72	0,08
L_c	51,82	4,57	-1,57	3,20	k.v.W.	0
E	1,33	0,80	0,91	0,61	0,10	0,20

R. rugosa ($A_{\text{max}} = 800 \text{ PAR}$)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
A	12,15	12,15	8,24	10,37	6,07	6,11
L_s	335,81	335,81	208,16	289,76	186,84	140,80
L_c	-13,06	-13,06	-9,07	-13,21	-24,41	-16,91
E	2,30	0,90	1,44	1,89	0,64	0,83

R. spinosissima (Inland) ($A_{\text{max}} = 1200 \text{ PAR}$)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
A	4,06	8,40	5,14	0,35	3,16	0
L_s	625,38	255,67	0,74	3,73	k.v.W.	0
L_c	49,73	-39,53	-0,18	0,24	k.v.W.	0
E	1,42	1,42	0,83	0,29	0,24	0,12

***R. spinosissima* (Küste) ($A_{\max} = 1200$ PAR)**

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
A	4,10	2,95	3,21	3,91	0	0
L_s	2,36	0,41	1,26	3,58	2,10	-0,22
L_c	2,36	0,42	1,27	3,58	0	0
E	1,05	0,48	0,57	0,52	0,23	0,22

Allen untersuchten Rosenarten/Ökotypen gemein ist, dass die ermittelten und errechneten Werte mit steigender Konzentration eine negative Entwicklung erfahren (Tabelle 27). Die Photosyntheserate erreicht im 0 und 10 mM-Ansatz bei *R. rugosa* ihre höchsten Werte mit $12,15 \mu\text{mol CO}_2/\text{m}^2\text{s}$. Die kleinsten Werte, zeigt *R. spinosissima*. Der Ökotyp Küste zeigt im 100 und 150 mM-Ansatz und der Ökotyp Inland im 150 mM-Ansatz einen Abfall auf 0. Die Photosyntheseraten fallen vom 0 mM-Ansatz ausgehend zum 150 mM-Ansatz hin bei allen Arten/Ökotypen deutlich ab, zeigen aber oft ein Zwischenhoch im 40 oder 70 mM-Ansatz. Dabei werden sogar teilweise die Werte des 0 mM-Ansatzes übertroffen. Eine Ausnahme ist *R. spinosissima* (Inland); hier liegt das Zwischenhoch schon im 10 mM-Ansatz.

Die Werte für den Lichtsättigungs- und Lichtkompensationspunkt zeigen oft keine klaren Tendenz und sind starken Schwankungen unterworfen. *R. rugosa* zeigt einen klaren Abfall der Werte für den Lichtsättigungspunkt mit steigender Salzkonzentration von $335,81 \mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$ im 0 mM-Ansatz auf $140,8 \mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$ im 150 mM-Ansatz. Die Lichtkompensationspunkte zeigen für diese Art, ausgehend von $-13,06 \mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$ im 0 mM-Ansatz, einen Anstieg auf $-24,41 \mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$ im 100 mM-Ansatz und auf $-16,91 \mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$ im 150 mM-Ansatz. Den höchsten Wert für einen Lichtkompensationspunkt erreicht *R. spinosissima* (Inland) im 0 mM-Ansatz mit $625,38 \mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$. *R. spinosissima* (Küste) zeigt für die Lichtsättigung und -kompensation deutlich verschiedene Werte im Vergleich mit den anderen Arten/Ökotypen an, die weit unter den Werten der anderen Arten/Ökotypen liegen. Keine verwertbaren Werte für die Lichtkompensation und -sättigung wurden vor allem in 100 und 150 mM-Ansätzen bei *R. canina*, *R. corymbifera*, und *R. spinosissima* (Inland) ermittelt.

Die Transpirationsraten zeigen eine Erniedrigung der Werte vom 0 mM-Ansatz zum 150 mM-Ansatz. Dabei werden aber, wie bei den Werten der Photosyntheserate, teilweise Zwischenhochs erreicht, die die Werte des 0 mM-Ansatzes sogar übertreffen können. Den höchsten Wert erreicht *R. rugosa* im 0 mM-Ansatz mit $2,3 \text{ mmol H}_2\text{O}/\text{m}^2\text{s}$, während der niedrigste Wert im 100 mM-Ansatz von *R. mollis* mit $0,1 \text{ mmol H}_2\text{O}/\text{m}^2\text{s}$ ermittelt wurde. Die Werte von *R. rugosa* fallen von allen untersuchten Arten/Ökotypen in den 100 und 150 mM-Ansätzen am wenigsten stark ab. Hier liegen die Werte immer noch bei $0,64$ bzw. $0,83 \text{ mmol H}_2\text{O}/\text{m}^2\text{s}$. Nur *R. canina* zeigt im 100 mM-Ansatz einen ähnlich hohen Wert von $0,57 \text{ mmol H}_2\text{O}/\text{m}^2\text{s}$, während die Werte der anderen Arten/Ökotypen zwischen $0,10$ und $0,28 \text{ mmol H}_2\text{O}/\text{m}^2\text{s}$ liegen.

3.6.2 Nachweise zur Ermittlung der Schädigungen der Photosysteme

Die mittels des Junior-PAM gemessenen Werte wurden anhand der in Absatz 2.3.2 gelisteten Formeln verrechnet und in Tabelle 28 dargestellt.

Tabelle 28: Übersicht der durch Gaswechsellmessungen ermittelten und errechneten Werte für alle Arten/Ökotypen für die gegebenen Meerwasserkonzentrationen. ETR: Elektronentransportrate [$\mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$], Y(II): Ertrag photochemische Löschung, Y(NO): Ertrag nicht regulierter nicht-photochemischer Löschung, Y(NPQ): Ertrag regulierter nicht-photochemischer Löschung, Photoinhibition [%], k.v.W.: keine verwertbaren Werte

R. canina (ETR_{max} = 820 PAR)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
ETR	33,2	29,7	37,9	24,9	18,5	24,3
Y(II)	0,42	0,37	0,48	0,31	0,23	0,31
Y(NO)	0,27	0,26	0,26	0,37	0,47	0,28
Y(NPQ)	0,31	0,37	0,26	0,32	0,30	0,41
Photoinhibition	8,0	13,1	10,9	16,1	k.v.W.	k.v.W.

R. corymbifera (ETR_{max} = 820 PAR)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
ETR	27,4	28,8	26,6	23,5	26,6	7,7
Y(II)	0,34	0,36	0,33	0,30	0,33	0,10
Y(NO)	0,25	0,27	0,24	0,30	0,29	0,70
Y(NPQ)	0,40	0,37	0,43	0,40	0,37	0,20
Photoinhibition	11,6	8,4	11,5	14,6	k.v.W.	k.v.W.

R. mollis (ETR_{max} = 820 PAR)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
ETR	23,3	26,8	27,4	23,4	19,7	8,3
Y(II)	0,29	0,34	0,34	0,29	0,25	0,10
Y(NO)	0,23	0,23	0,21	0,24	0,23	0,68
Y(NPQ)	0,48	0,43	0,44	0,47	0,52	0,21
Photoinhibition	18,2	4,8	4,1	20,1	k.v.W.	k.v.W.

R. rugosa (ETR_{max} = 820 PAR)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
ETR	35,1	34,4	35,4	31,6	34,2	30,0
Y(II)	0,44	0,43	0,44	0,40	0,43	0,38
Y(NO)	0,25	0,21	0,23	0,22	0,23	0,26
Y(NPQ)	0,31	0,36	0,33	0,38	0,34	0,36
Photoinhibition	15,0	7,4	9,9	11,0	7,7	10,3

R. spinosissima (Inland) (ETR_{max} = 820 PAR)

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
ETR	20,6	25,5	24,0	16,2	13,5	1,6
Y(II)	0,26	0,32	0,30	0,20	0,17	0,02
Y(NO)	0,26	0,22	0,29	0,32	0,51	0,64
Y(NPQ)	0,49	0,46	0,41	0,47	0,32	0,01
Photoinhibition	8,7	10,4	11,9	20,5	k.v.W.	k.v.W.

***R. spinosissima* (Küste) (ETR_{max} = 820 PAR)**

	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
ETR	30,3	15,7	19,4	7,2	0,6	0
Y(II)	0,38	0,20	0,24	0,09	0,01	0
Y(NO)	0,24	0,25	0,26	0,76	0,60	0
Y(NPQ)	0,38	0,56	0,50	0,15	0,06	0
Photoinhibition	10,4	7,6	17,6	70,0	85,5	0

Die ETR-Werte (Tabelle 28) erreichten bei allen untersuchten Arten/Ökotypen ihren Maximalwert bei 820 PAR. Dieser PAR-Wert war der höchste in der Messkurve verwendete Wert. Der höchste erreichte ETR-Wert liegt bei 35,4 $\mu\text{mol Quanten}/\text{m}^2\text{s}$ im 40 mM-Ansatz bei *R. rugosa*, während bei *R. spinosissima* (Küste) die ETR auf null im 150 mM-Ansatz fällt. Die ETR-Werte fallen mit steigender Konzentration des Meerwassers ab. Bei *R. canina* geschieht dies in geringerem Umfang, am geringsten ist der Abfall bei *R. rugosa*. Bei allen Arten, außer *R. spinosissima* (Inland) steigt die ETR im 10 und/oder 40 mM-Ansatz über die Werte des Kontrollansatzes. *R. spinosissima* (Küste) zeigt einen kontinuierlichen Abfall der ETR ausgehend vom 0 mM-Ansatz hin zum 150 mM-Ansatz.

Die verschiedenen Erträge der Quantenlöschung unterscheiden sich zwischen den untersuchten Arten/Ökotypen. *R. canina*, und *R. rugosa* erzielen die höchsten Erträge für Y(II) von über 0,4. Den höchsten Ertrag für Y(II) zeigt *R. canina* im 40 mM-Ansatz mit 0,48. Die anderen Arten/Ökotypen erreichen meist Werte um 0,3. *R. canina* und *R. rugosa* zeigen einen leichten Abfall von Y(II) im 150 mM-Ansatz, der von einem leichten Anstieg von Y(NPQ) begleitet wird. Mit einem stärkeren Abfall der Werte von Y(II) mit steigender Konzentration reagieren die anderen Arten/Ökotypen, hier meist durch einen Anstieg von Y(NO) begleitet. Dabei erreicht *R. spinosissima* (Küste) den Höchstwert für Y(NO) von 0,76 im 70 mM-Ansatz. Die geringsten Erträge der Quantenlöschung zeigt wieder *R. spinosissima* (Küste) im 150 mM-Ansatz, in welchem alle Werte auf null abfallen. Der Zusammenhang, dass die Summe der Erträge gleich 1 sein muss (KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008), wird bei *R. spinosissima* (Inland) im 150 mM-Ansatz und bei *R. spinosissima* (Küste) im 100 und 150 mM-Ansatz nicht erfüllt.

Die Photoinhibition steigt grundsätzlich mit Erhöhung der Meerwasserkonzentration bei allen Arten/Ökotypen an, ausgenommen davon ist *R. rugosa*. Dabei ist sie allerdings starken Schwankungen unterworfen und zeigt keinen kontinuierlichen Anstieg. *R. canina*, *R. corymbifera*, *R. mollis* und *R. spinosissima* (Inland) lieferten in den Berechnungen keine verwertbaren Werte für die Photoinhibition in den 100 und 150 mM-Ansätzen. Für *R. spinosissima* (Küste) konnten keine Werte ermittelt werden. *R. mollis* zeigt den niedrigsten Wert von 4,8 % im 10 mM-Ansatz, den höchsten Wert der Inhibition zeigt *R. spinosissima* (Küste) im 100 mM-Ansatz mit 85 %.

3.6.3 Verhältnis von Elektronentransport- zur Photosyntheserate

In den Tabellen 29, 30 und 31 sind die errechneten Verhältnisse der Elektronentransportraten zu den Photosyntheseraten der Gaswechselfmessungen und PAM-Messungen aufgetragen. Alle Werte wurden durch Verrechnungen nach Absatz 2.3.3. ermittelt.

Tabelle 29: Errechnete Verhältnisse von ETR (Elektronentransportrate) zu A (Photosyntheserate) bei 190 PAR (Photosynthetisch aktive Strahlung) der einzelnen Arten/Ökotypen für die gegebenen Meerwasserkonzentrationen. Nicht ermittelbare Werte sind durch einen Strich gekennzeichnet.

Art	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
<i>R. canina</i>	5,48	5,10	5,97	5,48	6,08	8,63
<i>R. corymbifera</i>	3,63	5,50	4,45	6,83	-	2,95
<i>R. mollis</i>	4,18	5,58	5,41	6,23	8,01	4,41
<i>R. rugosa</i>	3,81	5,07	4,45	3,92	5,23	4,68
<i>R. spinosissima</i> (Inland)	5,92	3,84	4,33	10,09	4,25	-
<i>R. spinosissima</i> (Küste)	5,65	5,15	5,21	2,33	-	-

Tabelle 30: Errechnete Verhältnisse von ETR (Elektronentransportraten) zu A (Photosyntheseraten) bei jener PAR (Photosynthetisch aktive Strahlung), welche als A_{max} für die einzelnen Arten/Ökotypen ermittelt wurde bei die gegebenen Meerwasserkonzentrationen. A_{max} -PAR-Werte der verwendeten Arten: *R. canina* = 1500; *R. corymbifera* = 1000; *R. mollis* = 1500; *R. rugosa* = 800; *R. spinosissima* (Inland) = 1200; *R. spinosissima* (Küste) = 1200. Nicht ermittelbare Werte sind durch einen Strich gekennzeichnet.

Art	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
<i>R. canina</i>	6,34	5,70	7,14	6,60	7,59	9,20
<i>R. corymbifera</i>	4,15	6,14	5,13	7,92	-	3,10
<i>R. mollis</i>	2,48	6,28	6,37	6,73	8,86	6,71
<i>R. rugosa</i>	4,11	6,23	5,23	4,27	6,29	5,52
<i>R. spinosissima</i> (Inland)	4,80	4,09	5,21	10,09	5,12	-
<i>R. spinosissima</i> (Küste)	6,90	6,49	6,47	3,72	-	-

Tabelle 31: Errechnete Verhältnisse von ETR (Elektronentransportraten) zu A (Photosyntheseraten) bei jener PAR (Photosynthetisch aktive Strahlung), welche als ETR_{max} für die einzelnen Arten/Ökotypen ermittelt wurde bei den gegebenen Meerwasserkonzentrationen. ETR_{max} -PAR-Wert für alle verwendeten Arten: 820. Nicht ermittelbare Werte sind durch einen Strich gekennzeichnet.

Art	0 mM	10 mM	40 mM	70 mM	100 mM	150 mM
<i>R. canina</i>	6,39	5,71	7,13	6,62	5,62	9,15
<i>R. corymbifera</i>	4,16	6,14	5,00	7,92	-	3,10
<i>R. mollis</i>	2,48	6,28	6,39	6,75	8,76	6,68
<i>R. rugosa</i>	4,10	6,06	5,10	4,20	6,28	5,11
<i>R. spinosissima</i> (Inland)	4,81	4,09	4,01	10,09	5,12	-
<i>R. spinosissima</i> (Küste)	6,90	6,27	6,50	2,04	-	-

Die errechneten Verhältnisse von ETR/A (Elektronentransportrate/Photosyntheserate) bei 190 PAR (Tabelle 29) zeigen unterschiedliche Entwicklungen mit steigender Meerwasserkonzentration. *R. canina* zeigt einen Anstieg des Verhältnisses von ETR/A

ausgehend vom 0 mM-Ansatz zum 150 mM-Ansatz, der kleine Unterbrechungen im 10 und 70 mM-Ansatz zeigt. Das höchste Verhältnis liegt bei 8,63 im 150 mM-Ansatz. *R. mollis* zeigt ebenfalls einen Anstieg bis zum 100 mM-Ansatz, mit kleiner Unterbrechung im 40 mM-Ansatz. Im 150 mM-Ansatz fällt das Verhältnis von ETR/A, allerdings wieder nahezu auf den Wert des 0 mM-Ansatzes ab. *R. corymbifera* und *R. spinosissima* (Inland) zeigen schwankende Werte, die keine Tendenz erkennen lassen. Beide haben jeweils einen Wertausfall, *R. canina* im 100 mM-Ansatz, *R. corymbifera* im 150 mM-Ansatz. Sich wenig veränderte Werte zeigt *R. rugosa*. Hier liegen alle errechneten Werte zwischen 3,81 und 5,23. Die Verhältnisse von ETR/A fallen bei *R. spinosissima* (Küste) mit steigender Meerwasserkonzentration. Dieser Trend wird von einem Ausreißer im 10 mM-Ansatz unterbrochen. Für den 100 und 150 mM-Ansatz konnten keine Werte mehr ermittelt werden. Das höchste Verhältnis aller Arten zeigt *R. spinosissima* (Inland) im 70 mM-Ansatz mit 10,09, während das geringste Verhältnis von ETR/A, mit einem Wert von 2,33, im gleichen Ansatz bei *R. spinosissima* (Küste) ermittelt werden konnte.

Die Werte bei PAR A_{\max} bzw. ETR $_{\max}$ (Tabellen 30, 31), zeigen in ihrer Entwicklung mit steigender Meerwasserkonzentrationen die gleichen Tendenzen wie die Werte, welche unter 190 PAR ermittelt wurden. Die Verhältniswerte zeigen in den meisten Fällen einen geringen Zuwachs der sich im Bereich <1 bewegt. Nur zwei Verhältniswerte bei PAR A_{\max} zeigen eine Abnahme. Dies ist bei *R. mollis* (Abnahme von 1,7) und *R. spinosissima* (Inland) (Abnahme von 1,12) im 0 mM-Ansatz der Fall. *R. mollis* zeigt im 150 mM-Ansatz die größte Zunahme des ETR/A-Verhältnisses mit 2,27. Die Werte bei PAR ETR $_{\max}$ zeigen neben den beiden genannten Abnahmen unter PAR A_{\max} außerdem Abnahmen im 40 mM-Ansatz bei *R. spinosissima* (Inland), im 70 mM-Ansatz bei *R. spinosissima* (Küste) und im 100 mM-Ansatz bei *R. canina*. Alle Abnahmen bewegen sich zwischen 0,29 und 1,7. Im Vergleich zwischen den Verhältniswerten von PAR A_{\max} zu PAR ETR $_{\max}$ sind es auch nur eben diese drei Werte die größere Unterschiede zeigen, während die anderen Werte im Bereich $<0,5$ variieren.

3.7 Artsspezifische Reaktionen auf höhere Meerwasserkonzentrationen in Bezug zum Frischgewicht von Wurzel, Spross und Blatt

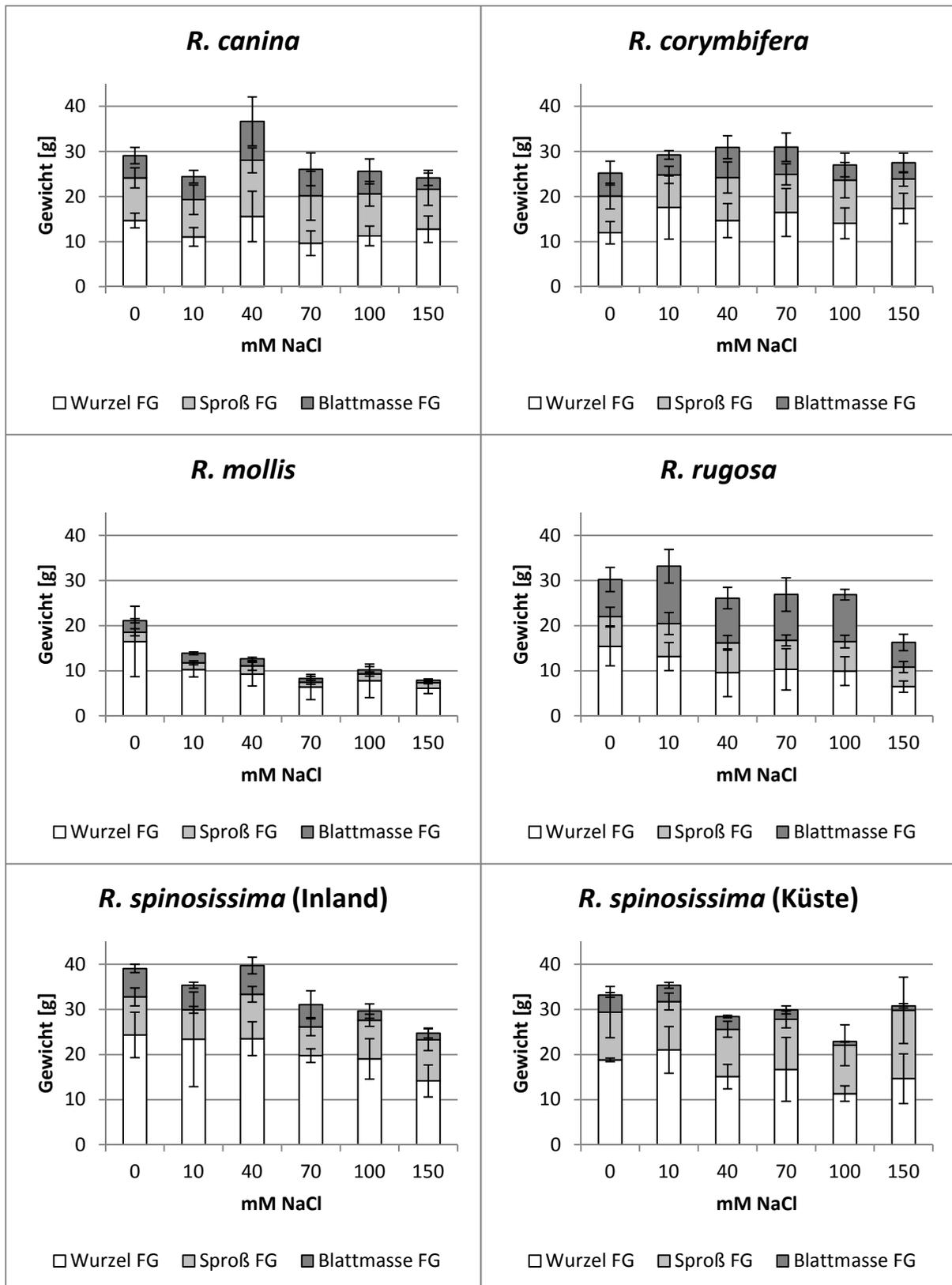


Abbildung 20: Gestapelte Säulendiagramme für die Ergebnisse der Frischgewichtsbestimmung von vier Pflanzen pro Meerwasserkonzentration und Art. Jede Säule zeigt die Mittelwerte mit Standardabweichung für Wurzel-, Spross- und Blattgewicht.

Alle nach dem Ende des Gewächshausversuchs ermittelten Frischgewichte zeigen das artspezifisch unterschiedliche Wachstum unter Salzeinfluß (Abbildung 20), wobei auch artspezifisch stark unterschiedliche Gewichtswerte ermittelt werden konnten, welche durch die Wuchshöhen der Arten bedingt sind. Dabei sind Pflanzen von *R. spinosissima* (Inland) mit fast 40 g Gesamtgewicht am schwersten, während die geringsten Werte von unter 10 g für *R. mollis* ermittelt wurden. An Wurzelmasse haben beide Varianten von *R. spinosissima* die höchsten Werte mit über 20 g. Im Vergleich der Sprossgewichte liegt *R. spinosissima* (Küste) vor allen anderen verwendeten Rosen mit Werten über 10 g und einem Maximalwert von 15 g. Das größte Gewicht für die Blattmasse zeigen die Versuchspflanzen von *R. rugosa* mit über 17 g. Jeweils die geringsten Gewichte für alle Pflanzenteile zeigt *R. mollis* mit Werten von ca. 6 g für die untersuchten Wurzeln, 1 - 2 g für Sprosssteile und unter 0,5 g für die Blattmasse. Nach statistischer Auswertung durch eine Spearman-Rank-Order-Korrelation zeigt sich, dass alle Werte für Wurzel-, Spross- und Blattgewichte negativ mit steigender Meerwasserkonzentration korreliert sind. Drei Ausnahmen bilden die Wurzelmasse von *R. corymbifera* und die Sprossgewichte der beiden *R. spinosissima*-Varianten, alle drei sind positiv korreliert, allerdings nicht signifikant. Bei den restlichen Korrelationen, sind nur die Werte für Blatt und Wurzel bei *R. mollis* und den beiden *R. spinosissima*-Varianten sowie der Wurzel bei *R. rugosa* signifikant ($P < 0,05$). Alle Werte finden sich im Anhang. Für alle Arten lässt sich kein eindeutiges Bild einer Abnahme oder Zunahme feststellen. Bei allen Rosen, mit Ausnahme von *R. mollis*, liegen die Gesamtgewichte der Pflanze im 10, 40, 70 oder sogar 100 mM-Ansatz über den Werten der Kontrollpflanzen. Einen klaren Trend einer Erniedrigung des Frischgewichts ist nur bei *R. mollis* zu erkennen. Hier fallen vor allem die Werte des Wurzelgewichts deutlich unter die Werte der Kontrollen. Für alle Arten/Ökotypen gilt, dass vor allem das Frischgewicht der Blätter über den Anstieg der Meerwasserkonzentrationen fällt, während der Spross den geringsten Schwankungen unterliegt.

3.8 Ergebnisse zum Ionentransport in Wurzeln durch die *in-vivo*-und *in-vitro*-Versuche

Aus den *in-vitro*-Versuchen mit abgeschnitten, jungen Rosenwurzeln konnten keine Ergebnisse erzielt werden. Alle ermittelten Werte deuten darauf hin, dass die Wurzeln schon nach kurzer Zeit absterben und damit für die Versuche in der Pitmankammer unbrauchbar sind. In Abbildung 21 werden daher nur die ermittelten Werte des *in-vivo*-Versuchs mit den Ergebnissen des Startzeitpunkts und dem Versuchsende nach 24 h dargestellt.

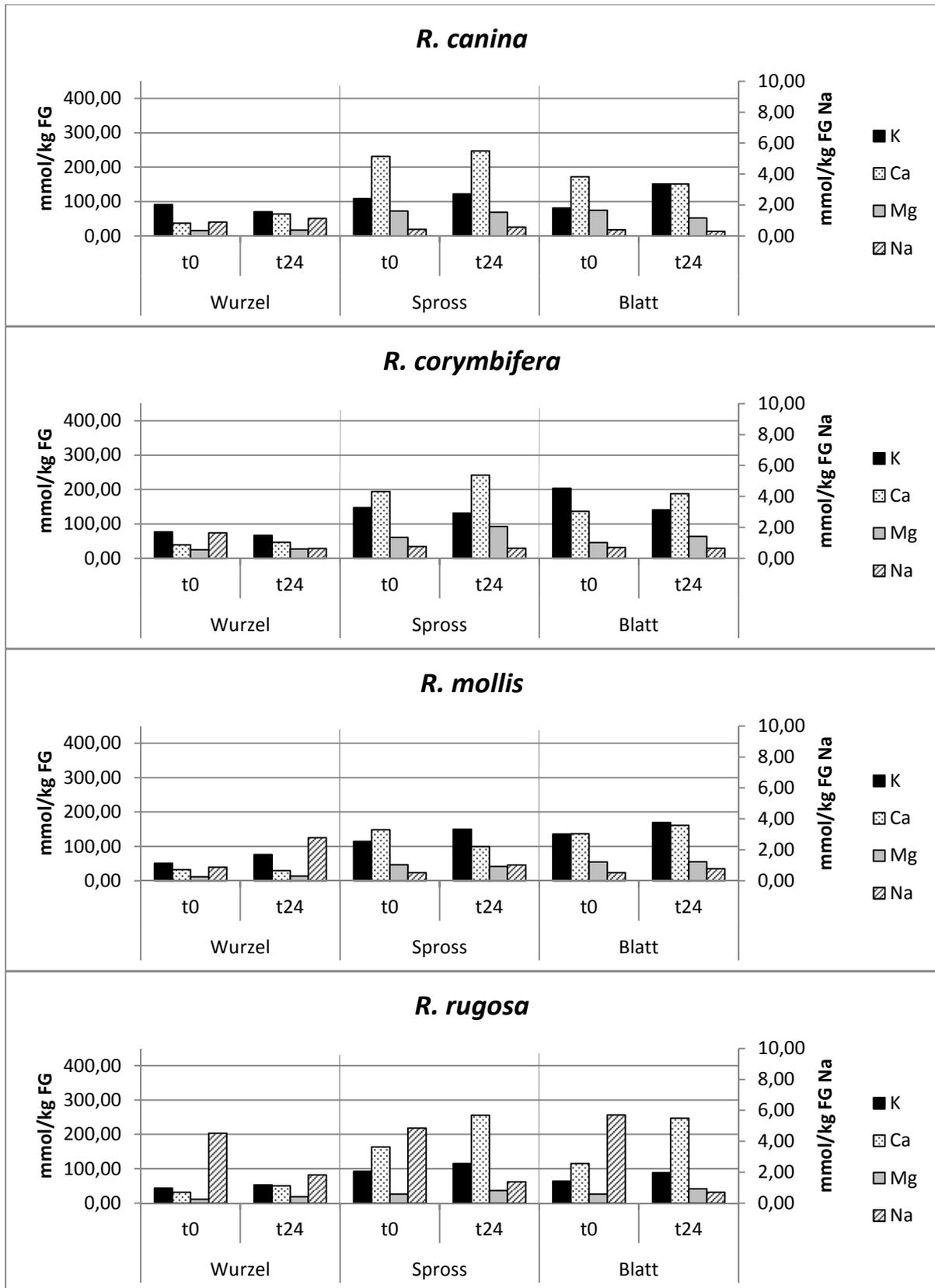


Abbildung wird auf der folgenden Seite fortgesetzt.

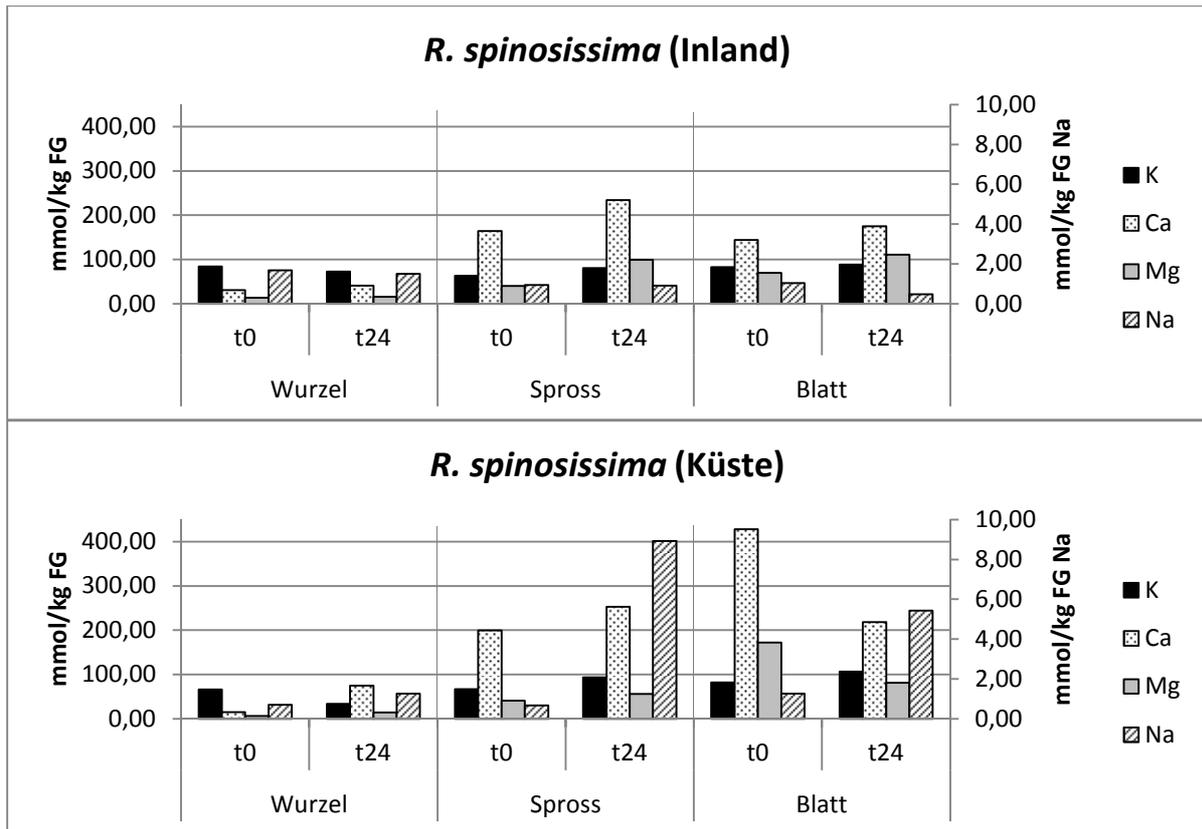


Abbildung 21: Ergebnisse der Ionenanalyse von Wurzel-, Spross- und Blattmaterial der verwendeten Rosenarten zum Start- und Endpunkt des in-vivo-Aufnahmeversuchs. Die linke y-Achse definiert dabei die Werte in mmol/kg FG für Kalium, Calcium und Magnesium, während die rechte y-Achse die Werte für Natrium angibt.

Große Änderungen der Gehalte in den untersuchten Pflanzenteilen (Abbildung 21) treten vor allem bei *R. rugosa* und *R. spinosissima* (Küste) auf. Alle anderen Arten reagieren oft nur in sehr geringem Maß. Vor allem *R. spinosissima*, (Küste) zeigt in diesem Versuch die höchsten Aufnahmewerte bzw. Verlagerungen in den Pflanzenteilen. Dies ist vor allem an den Werten für Natrium zu erkennen, die im Spross und Blatt stark ansteigen. Von einem Wert von 0,67 mmol/kg FG steigt der Gehalt an Natrium im Spross auf 8,92 mmol/kg FG an. Im Blatt steigt der Natriumwert von 1,26 mmol/kg FG auf 5,44 mmol/kg FG. Ein umgekehrtes Verhalten in Bezug auf den Natriumwert in allen Pflanzenteilen zeigt *R. rugosa*. In der Wurzel fällt der Wert von 4,52 auf 1,83 mmol/kg FG, im Spross von 4,85 auf 1,37 mmol/kg FG und im Blatt von 5,7 auf 0,7 mmol/kg FG. *R. rugosa* zeigt zudem die höchsten Ausgangswerte an Natrium aller Arten in allen Pflanzenteilen. Außer in den Wurzeln von *R. spinosissima* (Inland) und *R. corymbifera*, sowie in den Blättern von *R. spinosissima* (Küste) (Werte von 1,26-1,67 mmol Na/kg FG) sind die Ausgangswerte für Natrium kleiner 1. Für die anderen analysierten Ionen ergibt sich größtenteils ein einheitliches Bild einer Aufnahme, welche in unterschiedlicher Höhe ausfällt. Abnehmende Werte treten für Kalium in den Wurzeln von *R. canina*, *R. corymbifera*, und *R. spinosissima* Küste und Inland, auf. Des Weiteren fallen die Kaliumwerte bei *R. corymbifera* im Spross und den Blättern. In den Blättern von *R. spinosissima* (Küste) und *R. canina*, sowie in der Wurzel und im Spross von *R. mollis* fallen

die Werte für Calcium ab. Magnesium zeigt sinkende Werte im Blatt bei *R. spinosissima* (Küste) und *R. canina*, als auch im Spross von *R. mollis* und *R. canina*.

Detaillierte Analyseergebnisse finden sich im Anhang.

3.9 Vergleich der Wurzelproben von im Versuch verwendeten Pflanzen dreier Rosenarten in Bezug zur Anzahl der Kolonien bildenden Einheiten

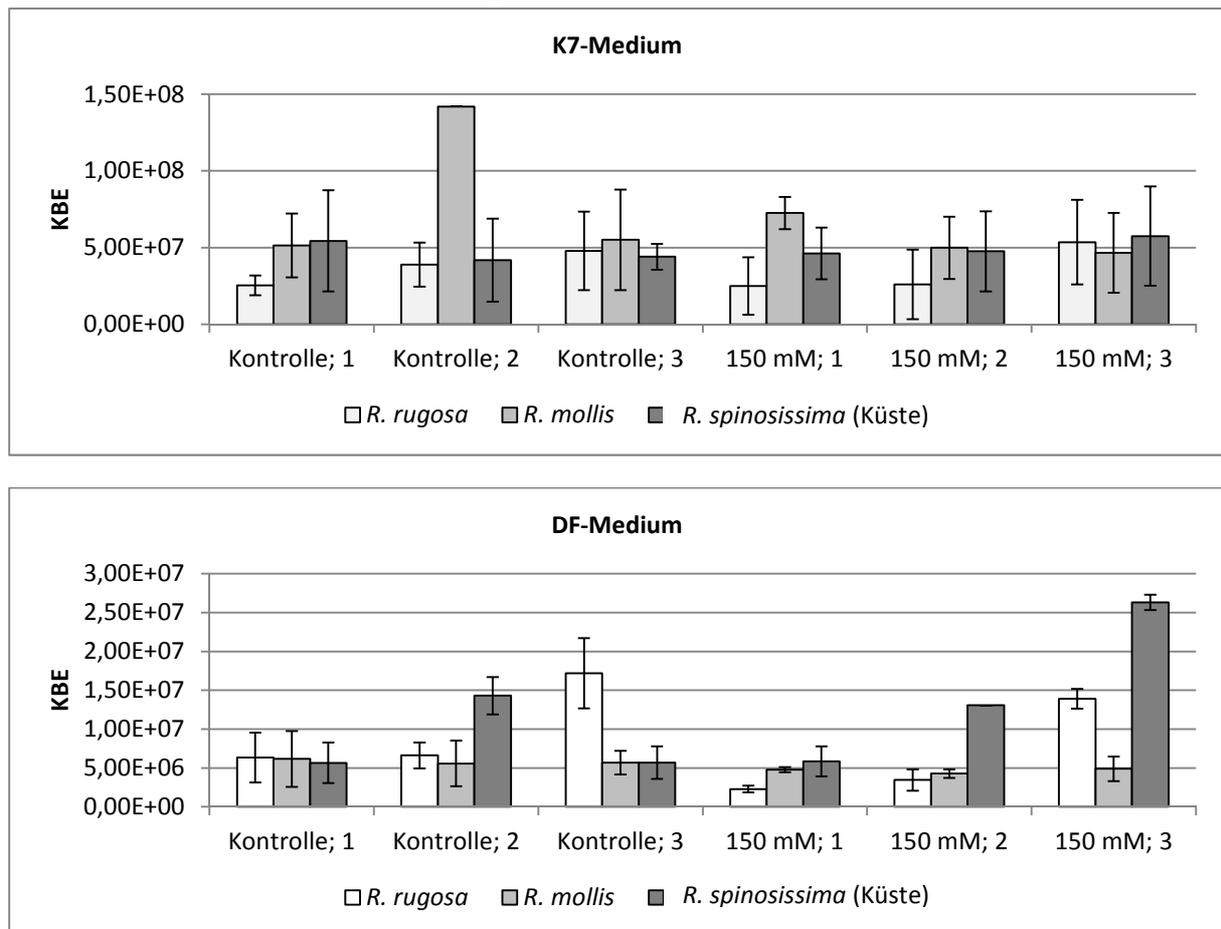


Abbildung 22: Ergebnisse der Plattenanzahlungen für die Medien K7 und DF. Dabei wurden jeweils die Ergebnisse dreier Kontrollpflanzen und dreier Pflanzen des 150 mM-Ansatzes pro verwendeter Art aufgetragen. Fehlende Fehlerindikatoren resultieren aus der Anzahl verwertbarer Ergebnisse der Plattenanzählung – hier konnte nur ein Wert ermittelt und somit kein Mittelwert aufgetragen werden. KBE : Kolonien bildende Einheit.

Die ermittelten Werte der Kolonien bildenden Einheiten (Abbildung 22) liegen für das Medium K7 im Bereich von 10^7 . Als Ausreißer liegt der Wert der 2. Kontrollpflanze von *R. mollis* im mittleren Bereich von 10^8 . Für die Auszählung der Platten mit DF-Medium (Abbildung 22) liegen die meisten Werte eine Zehnerpotenz niedriger im Bereich von 10^6 . Ausreißer in den niedrigen 10^7 -Bereich sind sowohl in Kontrollen als auch im 150 mM-Ansatz bei *R. rugosa* und *R. spinosissima* (Küste) vertreten.

Alle Mittelwerte (oder die vereinzelt einfachen Werte) wurden durch eine Anova on Ranks (Kruskal-Wallis, One Way) auf Signifikanzen hin untersucht. Es konnten weder für einzelne Gruppen (Kontrollen, 150 mM, unterschiedliche Medien) noch im Gesamtvergleich von Werten (Kontrolle gegen 150 mM auf K7-Medium, Kontrolle gegen 150 mM auf DF-Medium) signifikante P-Werte aufgezeigt werden. Detaillierte Analyseergebnisse finden sich im Anhang.

3.10 Vergleich der Anzahl der Kolonien bildenden Einheiten von Wurzelproben vom Wildstandort Amrum an Wurzeln von *R. rugosa*

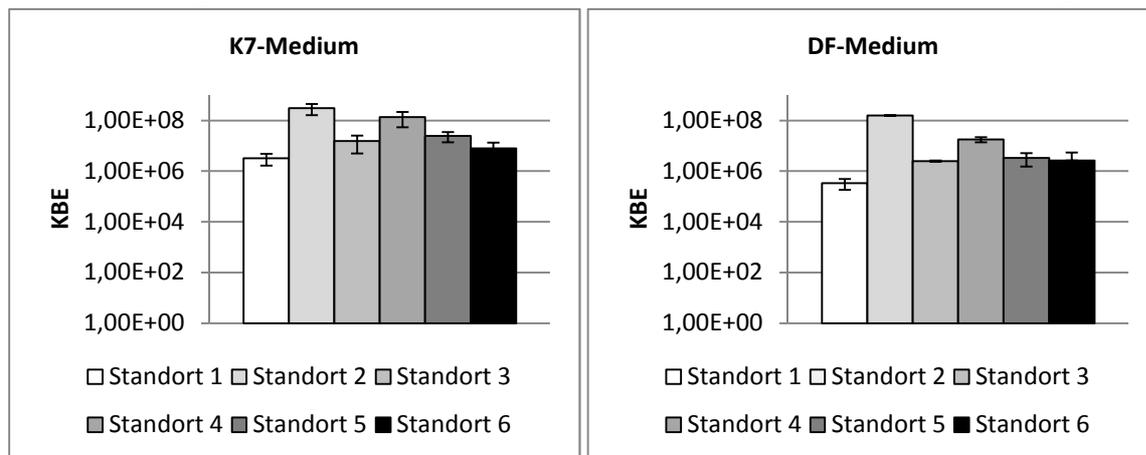


Abbildung 23: Anzahl der ausgezählten Kolonien bildenden Einheiten, welche auf den unterschiedlichen Medien K7 und DF gewachsen sind, von Wurzelproben von *R. rugosa*, von Wildstandorten auf Amrum. In beiden Diagrammen sind jeweils alle sechs beprobten Standorte aufgetragen. KBE: Kolonien bildende Einheit.

Die ermittelten Werte für das verwendete K7-Medium (Abbildung 23) liegen im Bereich von 10^6 bis 10^8 . Den niedrigsten Wert Kolonien bildender Einheiten zeigen die Wurzelproben des Standort 1 mit $3,3 \times 10^6$. Der höchste Wert mit $3,0 \times 10^8$ konnte für die entnommene Probe am Standort 2 ausgezählt werden. Das gleiche Bild ergibt sich bei Verwendung des DF-Mediums: Standort 1 hat den niedrigsten Wert an KBE mit $3,4 \times 10^5$, während Standort 2 den höchsten mit $1,6 \times 10^8$ aufweist. Für Standort 4 wird ein niedriger Wert im Bereich von 10^7 erreicht, während die verbleibenden drei Standorte im Bereich von 10^6 liegen.

Durch eine Anova on Ranks (Kruskal-Wallis, One Way) konnte ermittelt werden, dass es statistisch signifikante Unterschiede ($P = <0,001$) zwischen den Standorten gibt. Um genauere Aussagen treffen zu können, wurden mittels eines multivariaten Post-hoc-Tests (Dunn's Method) alle Standorte untereinander verglichen. Es konnten signifikante Unterschiede ($P = < 0,05$) für folgende Standorte festgestellt werden:

Tabelle 32: Übersicht der signifikanten Standortunterschiede der Anzahl der Kolonien bildenden Einheiten von Wurzelproben von *R. rugosa* von Wildstandorten auf Amrum für K7- und DF-Medium.

K7-Medium	DF-Medium
Standort 1 im Vergleich mit Standort 2; 4; 5	Standort 1 im Vergleich mit Standort 4; 6
Standort 2 im Vergleich mit Standort 1; 3; 6	Standort 2 im Vergleich mit Standort 1; 3; 5; 6
Standort 4 im Vergleich mit Standort 1; 6	Standort 4 im Vergleich mit Standort 1; 6

Detaillierte Analyseergebnisse finden sich im Anhang.

4 Diskussion

Um den umfangreichen und doch sehr diversen Untersuchungsschwerpunkten der Arbeit gerecht zu werden, sollen in den folgenden Unterkapiteln Teilaspekte für sich betrachtet werden. Am Ende der Diskussion wird das große Ganze erfasst und die Ergebnisse in Zusammenhang mit den natürlichen Begebenheiten gebracht, sowie eine abschließende Betrachtung bezüglich der möglichen differentiellen Mechanismen zur Salzvermeidung der untersuchten Rosenarten insbesondere hinsichtlich der Invasivität von *R. rugosa* durchgeführt.

4.1 Reale Salzbelastung von Wildrosen an natürlichen Küstenstandorten

Drei der untersuchten Rosenarten besiedeln Habitate in direkter Nähe zum Meer. An Nord- und Ostsee vorkommend, sind sie dabei immer dem Salzeintrag durch das Meerwasser ausgesetzt. Dabei ist jedoch zu unterscheiden, wie hoch die Salzbelastung durch die Aufnahme über die Wurzel aus dem Boden und wie hoch die Belastung durch den Auftrag von aufgewirbeltem Meerwasser, welches mit dem Niederschlag auf die Blattoberfläche gelangt, ist. Dieser Punkt ist abzuklären, um eine Vergleichbarkeit zwischen dem Versuchsaufbau der vorliegenden Arbeit und der Situation am natürlichen Standort zu gewährleisten.

Die Salinität der Nordsee liegt im Mittel bei etwa 34 PSU (Practical Salinity Units), während in der Ostsee Werte zwischen 20-30 PSU, an der Kieler Bucht, und 2 PSU, am Bottnischen Meerbusen ermittelt wurden (KRAATZ 2004; POPPEI 2013). An der Ostseeküste von Schleswig-Holstein, natürliches Habitat von *R. mollis* (Naturschutzgebiet Geltinger Birk) und *R. rugosa*, liegen die Werte zwischen 15 und 18 PSU (GERDES 2004; SAGERT et al. 2008). Für 1 PSU lässt sich näherungsweise 1 g/kg oder g/l Salz annehmen (CATDS SALINITY EXPERT CENTER). Das Salz des Meerwassers besteht im Wesentlichen aus Chlorid (55,04 %), Natrium (30,61 %), Sulfat (7,68 %) und Magnesium (3,69 %) (WIKIPEDIA 2015).

Tabelle 33 zeigt die exemplarische Umrechnung der Ionengehalte für die unterschiedlichen PSU-Angaben an Nord- und Ostseeküste in g/l und weitergehend über die molare Masse in mmol/l.

Tabelle 33: Angaben der einzelnen Ionen des Meerwassers, in g/l und mmol/l, ausgehend von den in der Literatur angegebenen PSU-Werten der Ostsee und Nordsee (GERDES 2004; KRAATZ 2004; SAGERT et al. 2008).

	15 - 18 PSU	15 - 18 PSU	34 PSU	34 PSU
Chlorid	8,26 - 9,91 g/l	232,87 - 279,45 mmol/l	232,87 g/l	527,84 mmol/l
Natrium	4,59 - 5,51 g/l	199,72 - 239,66 mmol/l	199,72 g/l	452,70 mmol/l
Sulfat	1,15 - 1,38 g/l	11,99 - 14,39 mmol/l	11,99 g/l	27,18 mmol/l
Magnesium	0,55 - 0,66 g/l	22,77 - 27,33 mmol/l	22,77 g/l	51,62 mmol/l

Geht man weiter von einer vollständigen Dissoziation der Ionen im Meerwasser aus, was anzunehmen ist, und vernachlässigt die anderen Bestandteile des Meerwassers, erhält man durch Aufsummieren der Molaritäten die theoretische Osmolarität des Meerwassers (persönliche Mitteilung durch Dr. AIKO HUCKAUF, Ökologie-Zentrum Kiel). Für 15-18 PSU ergeben sich so etwa 467-560 mOsmol/kg und für 34 PSU etwa 1059 mOsmol/kg. Die Gleichsetzung von mmol/l (mmol/kg) und mOsmol/kg ist dabei gerechtfertigt, da:

$$n * \frac{mmol}{l} = \frac{mOsmol}{kg}$$

n gibt dabei die Anzahl an dissoziierbaren Teilchen per Molekül an, das für die vier Hauptbestandteile des Meerwassers einen Wert von 1 hat (FRESENIUS MEDICAL CARE NORTH AMERICA 2012).

Die reale Osmolarität des Meerwassers liegt geringfügig unter dem theoretischen Wert und wird in Näherung mit dem osmotischen Koeffizienten für Natriumchlorid (0,93; persönliche Mitteilung durch Dr. AIKO HUCKAUF, Ökologie-Zentrum Kiel, STADIE und SUNDERMAN 1931) in einer einfachen Multiplikation berechnet, wodurch sich Werte von 434-520 mOsmol/kg (für 15-18 PSU) bzw. 984 mOsmol/kg (34 PSU) ergeben.

Die im Versuch verwendeten künstlichen Meerwasserlösungen erreichen als Höchstwert 352,8 mOsmol/kg im 150 mM-Ansatz. Somit liegen die verwendeten Lösungen annähernd bei 70 % der Osmolarität von Meerwasser an der Ostseeküste. Die Standorte der Rosen an Nord- und Ostsee liegen aber nicht im Spülsaum der Meere. Allenfalls bei Spring- oder Sturmflutereignissen mag eine Überspülung der Standorte in Meeresnähe möglich sein. Die Zone der Salzmarschen, die regelmäßig überflutet wird (SUCHROW und JENSEN 2010), ist ebenfalls frei von Rosen. Die Bereiche in den Dünen, auf welchen die Rosen hauptsächlich vorkommen, sind von Überflutungen praktisch völlig ausgenommen. Untersuchungen des Bodens von Standorten, auf welchen *R. rugosa* wuchs, zeigen eine mittlere Konzentration von 0,35 mmol/kg Natrium und 0,12 mmol/kg Chlorid. Diese Werte zeigen, dass die Konzentrationen im Boden an natürlichen Standorten nur ein Bruchteil der Meerwasserwerte erreichen und so maximal einen geringen Einfluss auf die Pflanzen haben werden. Ein Grund könnte die Beschaffenheit der Dünen sein, die durch den sandigen Untergrund eine hohe Bodendurchlässigkeit haben, sodass eingetragenes Salz durch auftretenden Regen sehr schnell in tiefere Schichten ausgewaschen wird (SCHEFFER et al. 2010). In den Töpfen der Versuchspflanzen konnten als Höchstwerte bei *R. mollis* 143 mmol/kg Natrium und 273 mmol/kg Chlorid im 150 mM-Ansatz ermittelt werden. Außer bei *R. rugosa* und *R. spinosissima* (Inland) werden im 150 mM-Ansatz für Natrium Werte zwischen 80 und 110 mmol/kg erreicht, für Chlorid Werte zwischen 180 und 200 mmol/kg. Diese Werte liegen schon eher in einem Bereich, der den Pflanzen nachhaltigen Schaden zufügen wird.

Am natürlichen Standort werden die Schädigungen durch Salz vermutlich vor allem durch aufgewirbeltes Meerwasser, das vom Wind als Salzspray an Land getragen wird (BARBOUR

1978; WOODSELL 1985), verursacht. Vom Umweltbundesamt konnten Daten zu Niederschlagsinhaltsstoffen von Messstation in Zingst und Westerland erhalten werden (persönliche Mitteilung KARIN UHSE, Umweltbundesamt; FG II 4.5 Luftmessnetz - Sachgebiet Messtechnik, Daten und Qualitätssicherung). Diese Daten belegen, dass, über das Jahr verteilt, ein ständiger Eintrag von zum größten Teil Natrium, Chlorid und Sulfat auftritt. Diese Zusammensetzung des Salzsprays ist durch die natürliche Salzzusammensetzung im Meerwasser vorgegeben und in der Literatur bekannt (ANGUELOVA 2002). Der Eintrag der Ionen ist im Januar und Februar am größten, was in die Zeit der Winterstürme fällt. Für die Jahre 2000-2013 konnte im Schnitt 0,25 mmol/l Natrium und 0,28 mmol/l Chlorid für Westerland und 0,15 mmol/l Natrium und 0,17 mmol/l Chlorid für Zingst festgestellt werden. Die Werte korrelieren dabei mit der vorherrschenden Salinität in Nord- und Ostsee. Wie schon in den Bodenproben von Borkum zeigt sich auch hier eine sehr geringe Menge an Salz, die im Niederschlag festgestellt werden kann. Über das Jahr gesehen, werden sich aber immer wieder Salzdepositionen auf den Oberflächen der Pflanzen niederschlagen und sich somit akkumulieren.

EICHERT und BURKHARDT (2001) konnten an verschiedenen Pflanzenarten nachvollziehen, dass diese Ionen mit einem Wasserfilm durch die Stomata aufgenommen werden können. Die Studie sagt des Weiteren aus, dass Stomata eine signifikante Rolle in der Gesamtaufnahme von Ionen in den Pflanzenkörper spielen könnten, wenn sie einmal aktiviert sind (EICHERT und BURKHARDT 2001). Das Konzept der Aufnahmeaktivierung basiert dabei auf folgenden Vorgängen: Neue Blätter sind zuerst hydrophob und verhindern durch diese Eigenschaft und die Geometrie der noch nicht voll entwickelten Stomata das Eindringen von Wasser. Durch die Akkumulation von Salz verlieren die Blätter nach und nach ihre hydrophoben Eigenschaften. Durch mehrfache Zyklen des Trocknens und Befeuchtens kann dann ein Wasserfilm die Verbindung von Blattoberfläche und Blattinnerem nach dem Prinzip des Dochteffektes herstellen (BURKHARDT 2010). Diesen Prozess beschreibt BURKHARDT (2010) als hydraulische Aktivierung von Stomata (HAS).

Die Aufnahme von Salz aus Salzspray und die damit verbundene Schädigung von Pflanzen konnte schon an verschiedenen krautigen und verholzenden Arten nachgewiesen werden (GRATTAN et al. 1981; GUIDI et al. 1988; GREAVES und STERNBERG 2007). Dabei konnten auch Verletzungen der Blattoberfläche als Eintrittspunkte des Salzes aus Salzspray festgestellt werden (GUIDI et al. 1988). Die Fähigkeit zur Aufnahme von Stoffen über die Blätter wird seit langem auch für Zwecke wie Blattdüngung im Pflanzenbau oder bei der Applikation von Pflanzenschutzmitteln genutzt (FERNÁNDEZ et al. 2013).

In der Arbeit von DEHN (2014a), welche auf der vorliegenden aufbaut, konnte gezeigt werden, dass auch Rosen sensitiv auf Salzspray reagieren können. Durch das Besprühen der Pflanzen mit unterschiedlich hoch konzentrierten Meerwasserlösungen konnten extrem ähnliche Effekte in Bezug auf Morphologie und Physiologie der Rosen wie in der vorliegenden Arbeit erzielt werden. Damit ist das Versuchsdesign des Gießversuches und der Aufnahme des Salzes über die Wurzel vergleichbar mit der Aufnahme des Salzsprays am

natürlichen Standort. DEHN (2014a) konnte feststellen, dass sich auf den Blättern von *R. rugosa* weniger Salz akkumulieren konnte, als auf den beiden ebenfalls untersuchten Ökotypen von *R. spinosissima*. Er gibt an, dass hier eine höhere hydrophobe Wirkung der Blätter von *R. rugosa* zum Tragen kommt und Tropfen des applizierten Salzsprays deutlich besser abfließen, als es bei *R. spinosissima* der Fall war. Trotzdem konnte *R. rugosa* bei der am höchsten konzentrierten Meerwasserkonzentration nicht alle Schäden vermeiden. Auch frühere Studien zeigten eine Anfälligkeit gegenüber salzhaltigen Aerosolen (DIRR 1978). Des Weiteren gibt DEHN (2014a) an, dass die verminderte Wuchshöhe von *R. spinosissima* (Küste) auch eine Anpassung an die Salzdeposition an der Küste sein könnte. Es gilt: Je größer der Abstand vom Boden, desto höher ist der Eintrag von Salzspray (BARBOUR 1978).

Als weiterer „natürlicher“ Standort von *R. rugosa* kommen Straßenränder in Frage, da sie hier als Straßenbegleitgrün oft angepflanzt wird (HAHN 2006). Im Habitat „Straßenrand“ hat *R. rugosa* wie alle Pflanzen, die hier typischerweise natürlich vorkommen oder angepflanzt sind, mit hohen Salzkonzentrationen während der Wintermonate auszuweichen. Durch Ausbringung von Salzlauge oder Streusalz werden die Böden am Straßenrand regelrecht mit Meersalzkonzentrationen konfrontiert (DIRR 1976, 1978; LERNER 2001; WROCHNA et al. 2010). WROCHNA et al. (2010) zeigten, dass die Salzbelastung am Straßenrand nur einen Teil ausmacht, während Wassermangel ein anderer ist. Dieser Mangel wird aber auch durch das Salz ausgelöst, da vorhandenes Wasser an die Salze bindet und so durch die Pflanzen nicht mehr aufgenommen werden kann (WROCHNA et al. 2010). Wurde in Studien *R. rugosa* mit untersucht, stellte sie sich oft als beste oder als eine der am besten geeigneten Pflanzen für die Salzbelastungen im Boden heraus (DIRR 1978). LERNER (2001) führt *R. rugosa* in ihrer Liste, welche Pflanzen sich zur Straßenbegleitbegrünung eignen, als tolerant gegenüber „Salz aus nicht näher spezifizierter Quelle“ auf, während sie gegenüber Salzspray als tolerant oder sensitiv geführt wird. Es scheinen eben doch auch nicht immer absolute Aussagen getroffen werden zu können. In derselben Liste wird *R. canina* als sensitiv gegenüber beiden Arten von Salz geführt (LERNER 2001).

4.2 Morphologische Veränderungen als Reaktion auf Salzstress

Salzüberschuss zeigt bei Pflanzen im Allgemeinen eine sehr schnelle Wirkung. Dabei ist es meist das Chlorid, das die augenscheinlichsten Schädigungen zeigt. Die in der vorliegenden Arbeit untersuchten Pflanzen zeigten sehr schnell erste Chlorosen, später Nekrosen, ein Aufrollen der Blätter und am Ende der Schädigung ein Absterben der betroffenen Blätter. Vor allem bei *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) starben zum Ende des Versuchs hin die meisten Pflanzen völlig ab. Einhergehend mit Schäden trat bei den Pflanzen eine Reduzierung der vegetativen Leistung auf, vor allem in Bezug auf die Blattmasse, aber auch auf die Wurzelmasse. Der Spross blieb davon relativ unberührt.

Die Abnahme der Biomasse ist auf die Abnahme der Wurzelaktivität unter Salzstress zurückzuführen. Des Weiteren führt die Schädigung der Blätter zu einer Abnahme der

Assimilationsfähigkeit, wodurch weniger Assimilate gebildet werden können (KHATTAB 2005). Die Pflanzen geraten so in eine Abwärtsspirale, die nur durch eine salzfreie Umgebung gestoppt werden kann. Dabei wird vor allem Chlor von den Pflanzen schneller als zum Beispiel Sulfat- oder Phosphationen aus dem Boden aufgenommen und reichert sich, oft stark über den physiologisch notwendigen Gehalt bis hin zu toxischen Konzentrationen, im Pflanzenkörper an (BERGMANN 1993). Alle Rosenarten zeigten typische Anzeichen eines Chlorüberschusses, was sich in den genannten Chlorosen und den kurz darauf folgenden Nekrosen bemerkbar machte (BERGMANN 1993). Ein Aufrollen der Blätter und das Fortschreiten der Nekrosen in Richtung Blattmitte traten im weiteren Verlauf auf, wie es auch in vorherigen Arbeiten festgestellt wurde (WAHOME 1999; WAHOME et al. 2000). Das in der Literatur beschriebene Abwerfen der ältesten Blätter (BERGMANN 1993; MUNNS und TESTER 2008), welche meist zuerst Schädigungen zeigen, da sie als Salzspeicher verwendet werden, konnte nicht bei allen geschädigten Pflanzen beobachtet werden. *R. rugosa* und *R. canina* zeigten allerdings dieses Verhalten und würde damit auch eine Erklärung liefern für die geringste Anzahl an Pflanzen, die Nekrosen aufwiesen. Beide Arten hatten außerdem die geringste Anzahl abgestorbener Pflanzen, was für eine mögliche verringerte Salzaufnahme spricht oder eben für eine Ablagerung der toxischen Ionen in alten Blättern, die anschließend abgeworfen werden. Alle anderen Arten zeigen im Verlauf der Versuche vor allem in den Ansätzen ab 70 mM eine hohe Anzahl von nekrotischen Blättern und/oder abgestorbene Pflanzen. Die Anzahl der abgestorbenen Pflanzen mit steigender Meerwasserkonzentration ist für *R. corymbifera*, *R. mollis*, *R. spinosissima*, Inland und Küste sogar signifikant. Die zeitlich versetzte Zunahme von Nekrosen und abgestorbenen Pflanzen, beginnend bei höheren Konzentration und sich dann bei niedrigeren Konzentrationen fortsetzend, spricht für eine stetige Aufnahme (KHATTAB 2005; DEHN 2014a; GRUBER 2014; JUNG 2015), die in den Pflanzen für einen toxischen Überschuss von verschiedenen Salzen sorgt, wobei anhand der genannten Symptomatik das Hauptaugenmerk auf dem Chlorüberschuss liegt.

Die aufgetretenen Symptome der Versuchspflanzen können des Weiteren durch eigene Beobachtungen auf der nordfriesischen Nordseeinsel Sylt unterstützt werden. Bei einem Besuch der Insel im August wurden an angepflanzten Rosen ebenfalls Nekrosen, vom Blattrand zur Blattmitte hin laufend, und aufgerollte Blätter gefunden (Abbildung 24). Die Schädigungen der Versuchspflanzen scheinen damit vergleichbar zu sein mit jenen am natürlichen Standort.

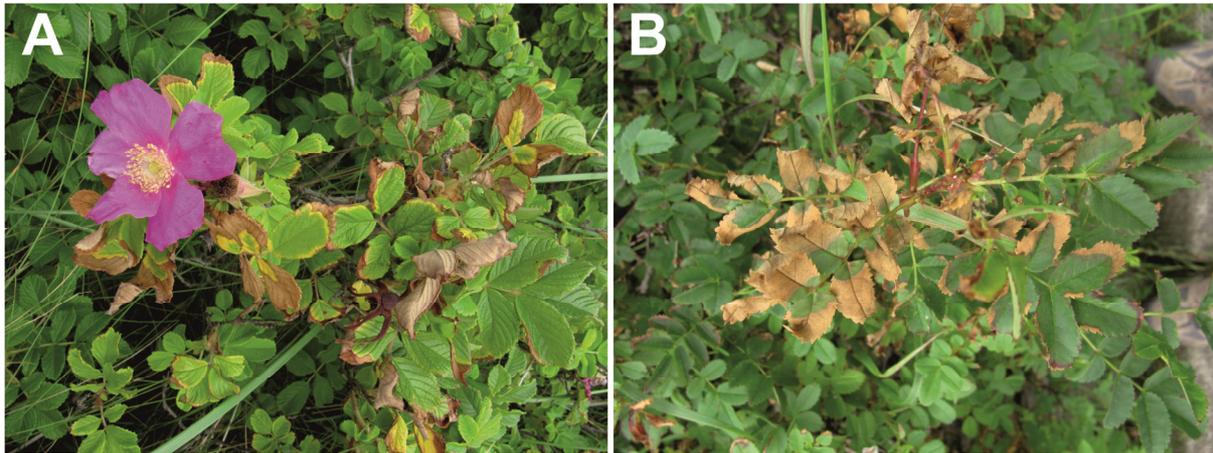


Abbildung 24: Geschädigte Rosen im Dünenbereich auf der Insel Sylt. Beide Arten zeigen die typischen Salzschädigungen, wie Blattrollen, Chlorosen und Nekrosen. A: *R. rugosa* am natürlichen Standort auf dem Dünenkamm. B: *R. spinosissima* angepflanzt in den Dünenausläufern in Richtung Siedlungsbereich.

Die Abnahme der Biomasse ist typisch für Glykophyten unter Salzbelastung (WAHOME 1999; MUNNS und TESTER 2008). Dabei werden zwei Phasen durchlaufen. In der ersten, schnellen Phase wird das Wachstum der Pflanzen vermindert als Reaktion auf den externen osmotischen Druck. Dieser Stressfaktor ist somit indirekt durch Salz ausgelöst und kommt eher einem Wassermangel gleich. In dieser ersten Phase reagiert die Pflanze mit einer Reduktion des Spross- und Blattwachstums und einer Reduzierung von Neuaustrieben (WAHOME 1999; KHATTAB 2005; MUNNS und TESTER 2008). Diese Effekte konnten im Rahmen der vorliegenden Arbeit nur unzulänglich erfasst werden, da die Vielzahl an Pflanzen und der komplexe Aufbau der verholzenden Rosen im Gegensatz zu krautigen Pflanzen, eine genau Einschätzung des verminderten Wachstums nicht möglich machte. Beobachtungen zeigten immerhin, dass die Pflanzen vor allem ab etwa der Versuchshälfte eine Reduktion an Neuzuwachs ab dem 70 mM-Ansatz aufweisen. Hiervon waren vor allem *R. mollis*, und *R. spinosissima* (Küste) betroffen. Die Reduktion vor allem der Gesamtrieblänge und damit auch der Biomasse konnte in anderen Studien ebenfalls nach kurzer Zeit erfasst werden (KHATTAB 2005).

In einer zweiten, langsamen Phase, welche sich über Wochen ziehen kann, werden die Ionen aufgenommen, akkumuliert und führen durch toxische Effekte zur Reduktion der Biomasse (MUNNS 1993; MUNNS und TESTER 2008). Hierbei werden Zellstreckungsraten vermindert, das Lateralwachstum des Sprosses verringert und oft kleinere, schmalere Blätter gebildet (MUNNS und TESTER 2008). Diese zweite Phase kann sehr gut mit den erzielten Ergebnissen nachvollzogen werden. Die Rosen zeigen vor allem ein vermindertes Wachstum der Blätter, während Wurzel und Spross oft weniger, aber doch auch negativ, beeinflusst sind. Diese Beobachtungen decken sich mit jenen von KHATTAB (2005), REEZI et al., (2009) WAHOME (1999) und in Bezug auf die Blattmasse auch mit DEHN (2014a). Insgesamt zeigen die Rosen aber über die Gesamtversuchsdauer eine negative Korrelation der Biomasse mit steigender Meerwasserkonzentration, was z.B. auf die Akkumulation von toxischen Ionengehalten im Pflanzenkörper oder eine verminderte Wasseraufnahme zurückzuführen sein kann. DIRR

(1978) konnte in seiner Studie keine Effekte auf das Erscheinungsbild von *R. rugosa* feststellen, nutzte allerdings auch eine wesentlich geringere Salzkonzentration.

Alle Schäden und scheinbare Absterbeereignisse der Pflanzen können aber auch in gewisser Weise für die Pflanzen tolerierbar sein. Schaut man sich die Anzahl der Pflanzen an, die nach Beendigung des Versuchs im nächsten Jahr wieder ausgetrieben haben, erholte sich die absolute Mehrzahl von den Salzbehandlungen und trieb wieder völlig normal aus. Eine Schwächung der Pflanzen, welche mit hochkonzentriertem künstlichem Meerwasser behandelt wurden, war nicht ersichtlich. Diese Beobachtung konnte an den im Versuch verwendeten Pflanzen gemacht werden. Am natürlichen Standort kann dieser Effekt vermutlich während des Frühjahrsaustriebes festgestellt werden. Die Blätter werden ausgebildet und erfahren erst eine Schädigung, wenn sich nach und nach Salzspray auf den Blättern ablagert. Über mehrere Vegetationszyklen wird sich aber, bei schlechter an Salz angepassten Arten, ein verringerter Aufbau von Biomasse feststellen lassen, leisten geschädigte Blätter doch nicht denselben Beitrag zur Photosynthese, wie unbeschädigte.

Bei *R. canina* und *R. corymbifera* zeigte sich am deutlichsten noch ein anderer Effekt. Die Gesamtbiomasse der Pflanzen nahm bis zum 40 mM-Ansatz (*R. canina*) bzw. 70 mM-Ansatz (*R. corymbifera*) gegenüber den Kontrollpflanzen zu. Dieser Effekt kann eventuell als Düngeeffekt deklariert werden, da die Pflanzen durch die geringen Meerwasserkonzentrationen diverse Mikro- und Makronährstoffe erhalten haben, welche ihnen eine bessere Versorgung als den Kontrollpflanzen ermöglichte. Bekannt ist ein ebenfalls gesteigertes Wachstum bei moderaten Salzkonzentrationen bei Halophyten, wie z.B. *Thellungiella halophila* (MUNNS und BYRT 2008).

4.3 Physiologische Veränderungen als Reaktion auf Salzstress

4.3.1 Ionenaufnahme und damit verbundene toxische Effekte

Chlorid und Natrium gehören beide zu den Mikronährstoffen im Pflanzenkörper. Chlorid ist in Pflanzen oft in einer geringen Konzentration von ca. 50-500 $\mu\text{mol/g}$ Trockengewicht vor allem in den Chloroplasten und im Zellsaft angereichert. Dabei ist keine chlorhaltige organische Substanz in der Pflanze von wesentlicher Bedeutung für den Stoffwechsel. Teilweise wird Chlorid zur Osmoregulation von Stomata verwandt, was Welke-Erscheinungen durch Chloridmangel hervorrufen kann (BRESINSKY et al. 2008). Natrium wird von C_3 -Pflanzen, zu welchen die Rosen gehören, grundsätzlich nicht benötigt. Einzig C_3 -Halophyten haben positive Wachstumseffekte durch erhöhte Natriumkonzentrationen im Boden. Bei der Aufnahme von Natrium wird dieses gegenüber Kalium von Pflanzen positiv diskriminiert (BRESINSKY et al. 2008).

Die Aufnahme von Salzen aus dem Boden ist für Glykophyten oft schädlich, wenn diese bestimmte Mengen im Pflanzenkörper erreichen. Halophyten können mit Salz von Natur aus gut umgehen, indem sie im Laufe der Evolution Mechanismen zur Kompartimentierung von

Salz, eine Anreicherung kompatibler Solute im Cytoplasma und die Aufnahme von Salzen zur Aufrechterhaltung des osmotischen Potentials, ausgebildet haben (LIBBERT 1993). Krautige Glykophyten erreichen häufig toxische Akkumulationen von Natrium im Blatt, während verholzende, mehrjährige Glykophyten eine höhere Chloridakkumulation aufweisen, die aber ebenfalls den toxischen Bereich erreichen kann (MUNNS und TESTER 2008). Die verholzenden Pflanzen haben effektivere Mechanismen, Natrium aus den Blättern heraus zu halten und dieses eher in Wurzel, Spross oder sogar Blattstielen (Weinreben) einzulagern (MUNNS und TESTER 2008). Dieses Verhalten der unterschiedlichen Aufnahme und der höheren Akkumulation von Chlorid gegenüber Natrium konnte für Rosen bereits nachgewiesen werden. Dabei wurden im Vergleich von Wurzel und Spross oft höhere Konzentrationen in der Wurzel nachgewiesen (BERGMANN 1993; WAHOME 1999; WAHOME et al. 2001a; KHATTAB 2005). Genau diese Ergebnisse lassen sich auch in der vorliegenden Arbeit nachvollziehen. Die Rosen nehmen grundsätzlich mehr Chlorid als Natrium auf, wobei aber beides in sehr hohen Konzentrationen zunehmend mit ansteigender Meerwasserkonzentration akkumuliert wird. In der vorliegenden Arbeit wurden nur die Gehalte der Blätter bestimmt, nachfolgende Arbeiten sollten unbedingt auch die Gehalte in Wurzel und Spross bestimmen. *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) akkumulieren dabei schon im 70 bzw. 100 mM-Ansatz hohe Werte, welche sicherlich toxische Bereiche erreichen. Die anderen untersuchten Rosen zeigen oft erst im 150 mM-Ansatz eine erhöhte Akkumulation im Blatt, was zu toxischen Effekten führt. *R. rugosa* schafft es aber selbst bei 150 mM Meerwasserkonzentration den Wert für Natrium nur gering und den Werte für Chlorid mäßig stark ansteigen zu lassen. Als beste Pflanze oder Art im Sinne einer Salztoleranz konnte *R. rugosa* auch schon zuvor unter verschiedenen Gattungen oder auch intragenerisch abschneiden (DIRR 1978; KHATTAB 2005). Da Natrium meist passiv über die Wurzel aufgenommen und anschließend unter Energieaufwand über Na/H-Antiporter zurück gepumpt wird (MUNNS und TESTER 2008), könnte *R. rugosa* hier einen deutlichen Vorteil gegenüber den anderen Rosen haben. MUNNS und TESTER (MUNNS und TESTER 2008) sehen die Natrium-Exklusion als wichtigen Faktor für eine Salztoleranz an und geben solchen Pflanzen, welche durch Zucht oder transgene Methoden die Exklusion steigern können, beste Chancen für eine Kultivierung unter Salzstress.

Als weitere Möglichkeit kommt auch eine effektivere Speicherung des Natriums in der Wurzel oder im Spross von *R. rugosa* in Frage. Ähnliches scheint für *R. corymbifera* zu gelten. *R. canina* und *R. spinosissima* (Inland) nehmen beide schon ab dem 100 mM-Ansatz deutlich mehr Chlorid und Natrium im Vergleich zum 70 mM-Ansatz auf. Dabei werden aber nicht die Werte von *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) erreicht.

Die Abnahme von Calcium, Kalium und Magnesium, wie oft in der Literatur angegeben (KHATTAB 2005; PARIDA und DAS 2005), kann in der vorliegenden Arbeit nicht nachvollzogen werden. Der Grund dafür ist aber die ständige Verfügbarkeit eben dieser Ionen durch Gabe des künstlichen Meerwasser. Hier sind auch diese Ionen in Form von Salzen in ausreichender Menge vorhanden, sodass den Pflanzen kein Mangel entsteht. Die Studien, welche eine

Abnahme beschreiben, arbeiten im Vergleich zur vorliegenden Arbeit nur mit Natriumchlorid, um Salzstress auf Pflanzen auszuüben (KHATTAB 2005; PARIDA und DAS 2005). Die Erhöhung der Konzentration von Kalium in Relation zu Natrium im Cytoplasma könnte als Beitrag zu einer besseren Salztoleranz gewertet werden (MUNNS und TESTER 2008). Dies konnte bei allen Rosenarten/Ökotypen durch eine Erhöhung der Kaliumwerte, sobald verstärkt Chlorid und Natrium aufgenommen wurde, beobachtet werden. In wie weit dies zur Verbesserung der Salztoleranz beiträgt, kann aber nicht exakt festgestellt werden. Hier sind auch zukünftig weitere Untersuchungen notwendig.

Die Aufnahme der Ionen wurde durch die Experimente mit der Pitmankammer versucht nachzuvollziehen (PITMAN 1971). Diese Versuche mit abgeschnittenen Rosenwurzeln brachten jedoch keinerlei Ergebnisse, da die Wurzeln offenbar über den Versuchszeitraum abstarben. Allerdings zeigten die *in-vivo*-Versuche mit intakten Pflanzen ein paar Hinweise, wie Ionen aufgenommen oder innerhalb der Pflanze verlagert werden. Leider wurde der Lösung, welche als Aufnahmemedium verwendet wurde, kein Chlorid zugegeben, um die Vergleichbarkeit mit dem angewendeten Ablaufschema der *in-vitro*-Versuche beizubehalten. Weitere Untersuchungen sollten mit künstlichem Meerwasser in niedriger Konzentration angestellt werden, um eine definiertere Aussage zu erhalten. So wäre vor allem die Aufnahme und Verlagerung von Natrium interessant, das sich in den Pflanzen neben dem Chlorid anhäufte. Hier zeigte vor allem *R. spinosissima* (Küste) eine enorme Aufnahme von Natrium, welches direkt in den Spross und durch diesen hindurch auch in die Blätter weitergegeben wurde. Im Blatt fand des Weiteren ein starker Abbau von Calcium statt, der *ad hoc* nicht zu klären ist. Interessanterweise reagierte *R. rugosa* völlig anders und zeigte grundsätzlich niedrigere Werte nach Beendigung des Versuches in Wurzel, Spross und Blatt. Dies spricht dafür, dass *R. rugosa* Natrium über die Wurzel abgeben kann und neues Natrium aus dem Außenmedium nur in sehr geringem Maße aufnimmt. Dieses Verhalten ist für diverse, sogenannte natrophobe Pflanzen auch in der Literatur beschrieben. Für diese wird eine Hemmung des Natrium-Transporters aus den Wurzelzellen in die Xylemgefäße und dadurch in die oberen Pflanzenteile beschrieben (BERGMANN 1993). Ob dies bei höheren Konzentrationen, wie im Gießversuch angewandt, auch noch der Fall ist oder ob Natrium dann auch aufgenommen und in Wurzel und Spross eingelagert wird, bleibt unklar. Ebenso ungeklärt bleibt, warum *R. rugosa* vor dem Beginn des *in-vivo*-Experimentes deutlich höhere Natriumkonzentrationen im Vergleich zu den anderen Arten aufweist. Diese übersteigen die Anfangskonzentration der anderen Arten in den unterschiedlichen Organen um das 2,5- bis 14-fache. Eine größere Stichprobenanzahl kann hier eventuell Licht ins Dunkel bringen.

4.3.1.1 Anpassung des osmotischen Potentials

Erhöhte Salzkonzentrationen im Boden lösen bei Pflanzen zuerst osmotische Probleme aus. So wird die Wasseraufnahme durch das negativ veränderte Wasserpotential des Bodens nachhaltig gestört, die Pflanzen geraten in Wasserstress (siehe auch 4.2). In dieser ersten Reaktionsphase auf Salzstress versuchen Pflanzen, diesem zuerst mit einer Anpassung der

osmotischen Verhältnisse zu begegnen, und nehmen vermehrt Ionen auf. Dabei ist der osmotische Effekt stärker als der ionische Effekt. Dieses Verhältnis dreht sich aber bei hohen Salzkonzentrationen um. Durch die Akkumulation der Ionen werden toxische Werte erreicht, wodurch die Pflanze geschädigt wird (MUNNS und TESTER 2008). Alle untersuchten Rosen, außer *R. rugosa*, zeigten ab dem 70 mM-Ansatz oder im 100 mM-Ansatz einen Anstieg des osmotischen Potentials im Blatt. Dieses errechnete osmotische Potential zeigt an, dass die Pflanzen vermehrt Ionen aufgenommen haben, um so die Wasseraufnahme über die Wurzel sicherstellen zu können. *R. rugosa* zeigte erst im 150 mM-Ansatz einen leichten Anstieg des osmotischen Potentials, der aber hinter den Anstiegen der anderen Rosen zurückblieb. Die Begründung ist schlicht, dass *R. rugosa* weniger Ionen in die Blätter aufgenommen hat. Wie die Verhältnisse in der Wurzel aussehen, sollte in weiterführenden Untersuchungen genauer studiert werden. Hier findet die Wasseraufnahme statt, hier wird sicher als erstes eine Potentialerhöhung stattfinden müssen, will die Pflanze nicht verdursten.

Einhergehend mit der Erhöhung der Meerwasserkonzentrationen (was einer Erhöhung der Salzkonzentration im Boden gleich kommt) und deren steigendem osmotischen Potential, steigt bei den meisten Rosenarten/Ökotypen auch die Potentialdifferenz zwischen den gegebenen Meerwasserlösungen und dem Blatt an. Der Wassertransport zwischen zwei Systemen erfolgt immer in Richtung des Systems mit dem niedrigsten, sprich negativsten, Wasserpotential (LIBBERT 1993). Die Rosen werden also genötigt, eine ausreichend hohe Differenz zum Bodenwasserpotential aufrecht zu erhalten, um Wasser über die Wurzel aufnehmen zu können. Dies gelingt allen untersuchten Rosen bei allen Meerwasserkonzentrationen. Die Potentialdifferenz nimmt bei *R. canina* erst im 100 mM-Ansatz zu, während *R. mollis* bei 10 bzw. spätestens ab 70 mM und *R. spinosissima* (Küste) bei 40 mM eine Erhöhung zeigen. Dies spricht für eine Aufnahme und Anhäufung der Ionen im Blatt. Ob zur Erhaltung des osmotischen Potentials zur Wasseraufnahme oder schlicht, weil sie die Ionenaufnahme nicht unterdrücken können, bleibt unklar. Die anderen drei Rosen, *R. corymbifera*, *R. rugosa* und *R. spinosissima* (Inland) zeigten dagegen einen Abfall der Potentialdifferenz und erst im 150 mM-Ansatz eine Erhöhung. Es scheint, als ob diese drei erst ab der höchsten Salzkonzentration zur Erhaltung des osmotischen Potentials verstärkt Ionen aufnehmen oder dass ab dieser Konzentration die Ionen nicht mehr aus den Blättern heraus gehalten werden können.

Neben der Aufnahme von im Boden befindlichen Salzen regulieren Pflanzen auch die Bildung von kompatiblen Soluten hoch, um osmotischem Stress zu begegnen. Dabei werden z.B. typischerweise Prolin, Glycinbetain, Zucker und Zuckeralkohole, wie Mannitol, akkumuliert (STEWART und LEE 1974; STOOP et al. 1996; WAHOME 1999; GARG et al. 2002; PARIDA und DAS 2005; KANT et al. 2006; MUNNS und TESTER 2008; GIL et al. 2011; GIL et al. 2013). Die Hochregulierung von Genen oder auch Enzymen, welche zur Bildung der Solute beitragen, ist ebenfalls zu beobachten (KANT et al. 2006; SICKLER et al. 2007). Kompatible Solute haben dabei den Vorteil, auch in hohen Konzentrationen keine Auswirkungen auf den Metabolismus zu haben, und sichern in niedriger Konzentration die Stabilität von

Enzymtertiärstrukturen (MUNNS und TESTER 2008). Eine unkontrollierte Akkumulation von kompatiblen Soluten wird aber vermieden, um anderen Stoffwechselwegen nicht die Grundbausteine zu entziehen. Des Weiteren gefährdet der Aufbau der Solute als Osmolyte den Energiehaushalt, da hierbei viel Energie verbraucht wird. Die Aufnahme von Natrium und/oder Chlorid ist energetisch deutlich günstiger, beide gelten als „billigste“ Osmolyte (MUNNS und TESTER 2008).

In der vorliegenden Arbeit wurden ebenfalls Rosenblätter auf verschiedene Zuckergehalte hin untersucht. Die Ergebnisse zeigen, dass sich bei den Versuchspflanzen oft keine klaren Tendenzen oder aber Ausreißerwerte finden lassen. Ein möglicher Grund sind die Einzelmessungen, die aufgrund der Probenanzahl und zu untersuchenden Zucker durchgeführt wurden. Festzuhalten ist aber, dass die Rosen auf die gesteigerten Meerwasserkonzentrationen mit der Synthese von Zuckern reagieren. Dies ist vor allem bei *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) zu sehen, allerdings erst ab dem 150 bzw. 100 mM-Ansatz. Für Saccharose gilt dies ab dem 100 mM-Ansatz, ebenfalls für *R. corymbifera* und möglicherweise auch für *R. rugosa*. Letztere zeigte aber schon im 0 mM-Ansatz einen hohen Wert für Saccharose, der im 100 mM-Ansatz fast wieder erreicht wurde, während er im 150 mM-Ansatz wieder abfiel. Im 150 mM-Ansatz stieg bei *R. rugosa* dafür der Gehalt an myo-Inositol an, was eventuell für einen Abbau von Saccharose sprechen würde, um myo-Inositol als kompatibles Solut nutzbar zu machen.

Allen Rosen ist gemein, dass die angehäuften Zucker nicht ausreichen, um die teilweise extremen Anhäufungen von Natrium und vor allem Chlorid in den Blättern osmotisch auszugleichen. Vermutlich spielen kompatible Solute zur Abpufferung des aus dem Gleichgewicht geratenen osmotischen Potentials eine untergeordnete Rolle in Rosen. Sollten sie aber genutzt werden, scheint es eher eine Tendenz zu Einfachzuckern, wie Glucose und Fructose zu geben, wie man an der Reaktion von *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) feststellen kann.

Prolin wurde in der vorliegenden Arbeit nicht untersucht, scheidet aber als kompatibles Solut, wie es zum Beispiel bei Halophyten bekannt ist (KANT et al. 2006), aus. Frühere Studien konnten zeigen, dass der Gehalt an Prolin in Pflanzenteilen kein guter Marker für das Erkennen von Stress in Rosen ist (WAHOME 1999; PINIOR et al. 2005). Weiterführende Untersuchungen sollten eventuell ein größeres Augenmerk auf die Gehalte von Zuckeralkoholen wie Mannitol zu legen, um eventuell hier ein Tendenz zu erkennen.

4.3.2 Photosynthese und Chlorophyllfluoreszenz

Erhöhte Salzkonzentrationen lösen bei Pflanzen auch sofortige Schutzmechanismen den Gaswechsel betreffend aus. Durch das Schließen der Stomata, ausgelöst durch lokale ABA-Synthese (Abscisinsäuren-Synthese) und später durch translozierte ABA aus dem Wurzelbereich, wird die Photosynthese in ihren Umsatzraten sofort eingeschränkt (LORETO und DELFINE 2000; KHATTAB 2005; MUNNS und TESTER 2008). Die Rate der Photosynthese pro

Blattfläche bleibt dabei oft gleich, da durch verringertes Blattlängenwachstum dickere Blätter ausgebildet werden, wodurch eine höhere Chlorophylldichte im Blatt entsteht. Die Gesamtphotosynthese der Pflanze ist aber immer reduziert (PARIDA und DAS 2005; MUNNS und TESTER 2008). Diese Aussage kann auch für die untersuchten Rosenarten unterstützt werden. Alle Arten/Ökotypen zeigen ab dem 70 mM-Ansatz, spätestens ab dem 100 mM-Ansatz eine Erniedrigung der Photosyntheseraten. Dies bestätigt die Ergebnisse von SAVVAS et al. (2007), die keine Auswirkungen auf die Photosyntheseraten bis 40 mM NaCl bei Rosen feststellen konnten. Bei *R. spinosissima* (Küste) brach die Photosynthese ab dem 100 mM-Ansatz völlig zusammen. Die höchsten Photosyntheseraten wurden, selbst noch im 100 und 150 mM-Ansatz, an *R. rugosa* gemessen. Ähnliche Ergebnisse an Rosen zeigten auch die Untersuchungen von DEHN (2014a). Einhergehend mit dem Abfall der Photosyntheseraten ist auch ein Abfall der Transpirationsraten festzustellen. Dies ist auf ein Schließen der Stomata zurückzuführen und konnte in anderen Studien bereits festgestellt werden (ÁLVAREZ und SÁNCHEZ-BLANCO 2014).

Die Lichtsättigungspunkte, jene Punkte auf der Lichtsättigungskurve, bei welchen sich trotz steigender Lichtintensität die Photosyntheseleistung nicht mehr erhöht (LIBBERT 1993), nehmen ebenfalls mit steigender Meerwasserkonzentration ab. Die Pflanzen benötigen immer weniger Lichtenergie, um ihre maximale Photosyntheseleistung zu erreichen. Dies spricht auch für den Abbau von Chlorophyll (KRAUSE und WEIS 1991; PARIDA und DAS 2005; STĘPIEŃ und KŁBUS 2006), was sich in den beobachteten Chlorosen niederschlägt. Die reduzierte Blattexpansion führt außerdem zum Aufbau von ungenutzten Ausgangsprodukten für den Photosyntheseapparat, was zu einem Feedback-Signal zur Herunterregulierung der Photosynthese führt (MUNNS und TESTER 2008). Die Werte der Lichtkompensationspunkte, jene Punkte an welchem die Sauerstoffabgabe (Kohlendioxidaufnahme) und der Sauerstoffverbrauch (Kohlendioxidabgabe) ausgeglichen sind, schwanken stark und lassen keine klare Analyse zu. Alle Werte für den Lichtkompensationspunkt, die im negativen Bereich liegen, unterliegen wahrscheinlich einem methodischen Fehler. Die Blätter waren im Vorfeld der Messungen vermutlich nicht ausreichend lange abgedunkelt und die Photosysteme noch nicht maximal reduziert (LIBBERT 1993), wodurch die Messung negative Werte ergab.

Die Vorgänge am Photosystem II unterstützen die für den Gaswechsel festgestellten Tendenzen. Auch für die Elektronentransportraten zeigten alle untersuchten Rosen einen Abfall. Wieder waren im 150 mM-Ansatz die niedrigsten Werte zu sehen, wobei *R. canina* und *R. rugosa* dabei die geringsten Absenkungen der Kurve zeigten. Eine verringerte Elektronentransportrate ist immer auch ein negativer Einfluss für die Photosyntheseraten. Allerdings haben erniedrigte Elektronentransportraten keine direkten negativen Einflüsse auf das Photosystem II (TAKAHASHI und MURATA 2008). Die photochemische Quantenausbeute des Photosystems lassen sich durch drei Yields beschreiben (KLUGHAMMER und SCHREIBER 2008). Dabei nahm bei allen Rosen $Y(II)$, spätestens im 150 mM-Ansatz ab, *R. spinosissima* (Küste) zeigte schon im 70 mM-Ansatz einen Einbruch. *R. rugosa* hatte auch hier die

stabilsten Werte bis hin zu den höchsten Meerwasserkonzentrationen. Die Abnahme von $Y(II)$ bedingt immer eine Zunahme der anderen Yields (KLUHAMMER und SCHREIBER 2008; HAN et al. 2010). Dabei ist festzustellen, dass der Anteil an $Y(NO)$, der Anteil an Energie, der unreguliert durch das Photosystem abgegeben wird, vor allem bei *R. corymbifera* und den beiden Ökotypen von *R. spinosissima* anstieg, während $Y(NPQ)$, die Energie, die als Fluoreszenz und Wärme nicht-photochemisch abgegeben wird, bei *R. canina*, *R. mollis*, und *R. rugosa* anstieg. Dabei versucht die Pflanze, sich selbst vor oxidativen Schäden zu schützen und hohe Raten von Photoinhibition zu vermeiden (NISHIYAMA et al. 2006). Die Reduzierung der Photosynthese bringt automatisch einen Überschuss an Energie mit sich, der nicht verarbeitet werden kann, was außerdem wieder eine positive Rückkopplung auf die Herunterregulation der Photosynthese bewirkt: Die Photoinhibition (MURATA et al. 2007; SCHOPFER et al. 2010). Photoinhibition bringt immer die Bildung von reaktiven Sauerstoffspezies (ROS) mit sich, die die Pflanze schädigen. Energie, welche im Photosystem nicht gelöscht werden kann, wird auf andere Stoffe übertragen, welche reaktiv reagieren (LIBBERT 1993; SCHOPFER et al. 2010). Langanhaltende Photoinhibition führt zu Photooxidation und der Ausbildung der ROS, wie zum Beispiel Singulett-Sauerstoff und Wasserstoffperoxid (H_2O_2) (LIBBERT 1993). Die ROS stören wiederum die Reparaturmechanismen des Photosystem II, indem die Synthese des D1-Proteins gehemmt wird (SCHULTEN 2006; MURATA et al. 2007; TAKAHASHI und MURATA 2008; GOH et al. 2012). Dieses Protein ist im Reaktionszentrum des Photosystem II lokalisiert und wird bei Beschädigung sehr schnell repariert oder ausgetauscht, um die Funktion des Photosystems zu gewährleisten (SCHULTEN 2006; TAKAHASHI und MURATA 2008). Die Photoinhibition und damit auch der Grad des oxidativen Stresses stieg bei allen Rosen, außer *R. rugosa* an. Selbst im 150 mM-Ansatz zeigte *R. rugosa* keine erhöhte Photoinhibition.

Verrechnet man die Ergebnisse aus Gaswechsel mit den Ergebnissen zur Energieübertragung am Photosystem II (SALAZAR-PARRA et al. 2012), kann eine weitere Bestätigung der genannten Ergebnisse beobachtet werden. Das Verhältnis von ETR/A (Elektronentransportrate/Photosyntheserate) sollte im Optimum bei vier Elektronen pro fixiertem Kohlendioxid für C_3 -Pflanzen liegen (KRALL und EDWARDS 1992; LIBBERT 1993). *R. canina* und *R. spinosissima* weichen mit ihren Werten unter Gewächshausbedingungen (190 PAR) schon geringfügig davon ab. Vergleicht man die Werte bei einer höheren PAR, wie sie zum Beispiel für die Maximalwerte der Elektronentransport- und der Photosyntheserate ermittelt werden, zeigt sich, dass die Rosen keine großen Steigerungen der Verhältnisse zeigen. Dies spricht für eine frühe Lichtsättigung, die alle Rosen erreichen. Mit steigender Meerwasserkonzentration zeigen die Rosen teilweise auch eine Verschiebung der Verhältnisse nach oben. Das heißt, dass mehr Elektronen aufgewendet werden müssen, um ein Molekül Kohlendioxid zu binden. Dies spricht für eine nachlassende Effektivität der Photosynthese, wie sie durch die bereits angesprochenen Schädigungen entstehen kann.

Insgesamt sprechen die Ergebnisse aus Gaswechsel und den Untersuchungen zu den Vorgängen am Photosystem II eine klare Sprache: Auch wenn *R. rugosa* im 150 mM-Ansatz

Natrium und Chlorid in gesteigertem Maße aufnimmt, scheint sie Mechanismen zu besitzen, das Salz aus den photosynthetisch aktiven Zentren heraus zu halten und so eine stetige, normal effektive Photosynthese zu gewährleisten.

4.4 Hydathoden, Silicium und Bakterien – Ein Merkmal und zwei äußere Einflüsse als Faktoren für ein Vorkommen an Küstenstandorten

4.4.1 Hydathoden

Einige der in der Arbeit erzielten Ergebnisse sprechen für das Vorhandensein von Hydathoden in der Gattung *Rosa*. Das Auftreten von Hydathoden und die damit verbundene Guttation wurde das erste Mal zu Beginn des 20. Jahrhunderts beschrieben (HABERLANDT 1904). Vermutlich sind Hydathoden im Pflanzenreich weiter verbreitet als allgemein bekannt. Viele Pflanzen dürften dahingehend nur noch nicht ausreichend untersucht worden sein. Bei vielen Familien sind aber Hydathoden nachgewiesen worden (ZIEGENSPECK 1949; LERSTEN und PETERSON 1974; LERSTEN und CURTIS 1985; LERSTEN und CURTIS 1991). Dabei werden zwei Arten von Hydathoden unterschieden, aktive und passive (FAHN 1974; LIBBERT 1993). Aktive Hydathoden scheiden Wasser durch drüsig aufgebaute Zellen aus, während passive Hydathoden durch Wurzeldruck Wasser ausscheiden. Der ansteigenden Wurzeldruck bei verringerter oder unterbrochener Transpiration ist Auslöser für den Vorgang der Guttation durch Hydathoden (HABERLANDT 1904; NETOLITZKY 1932; ESCHRICH 1995). Guttation tritt vor allem nachts bei geschlossenen Stomata auf oder wenn der Boden sehr feucht und wärmer als die Luft ist und hohe Luftfeuchtigkeit herrscht, die das Wasserpotential erniedrigt, wodurch kein Wasser mehr von der Pflanze aufgenommen werden kann (SCHUBERT 2011). Die Beobachtung, dass *R. spinosissima* (Küste) Guttationstropfen an den Blatzzähnen zeigte, ist mit dem Gießen der Pflanzen mit warmen Wasser zu erklären. Nicht geklärt werden konnte, warum nur einige und nicht alle Pflanzen guttierten. In weiteren Untersuchungen von DEHN (2014b) konnte sowohl bei beiden Ökotypen von *R. spinosissima*, als auch bei *R. rugosa* Guttation ebenfalls ausgelöst werden, indem die Pflanzen mit handwarmem Wasser morgens gegossen wurden. Dabei zeigten sich auch an vertrockneten Nebenblättern Guttationstropfen, was auf einen möglichen passiven Vorgang schließen lässt (DEHN 2014b). Sowohl in der vorliegenden Arbeit, als auch in den Untersuchungen von DEHN (2014b), konnte nicht eindeutig nachgewiesen werden, wo genau die Guttationstropfen austraten.

Für die Familie der Rosaceae gibt es bisher verschiedene Nachweise für das Auftreten von Hydathoden (ZIEGENSPECK 1949; LERSTEN und CURTIS 1982; CURTIS und LERSTEN 1986). Geht man in der Taxonomie weiter, gibt es ebenfalls Nachweise für Hydathoden in der Unterfamilie der Rosoideae (ZIEGENSPECK 1949) und schließlich auch für die Gattung *Rosa* (WULFF 1951; DONNELLY und SKELTON 1989). WULFF (1951) beschreibt für die hybridogen entstandene *R. kordesii* (*R. rugosa* x *R. wichurana*) zahlreiche Hydathoden ohne Angabe einer Lokalisierung. In der Arbeit von DONNELLY und SKELTON (1989) wird am Beispiel der Kulturrose 'Queen Elizabeth' (*Rosa spec.*) eine exakte Lokalisation angegeben. Hier zeigt die

untersuchte Rose eine Region mit Wasserporen, auf der adaxialen Seite des Blattes, die sich an den Blattzahnspitzen befinden und so eine Hydathode bilden. Auf der abaxialen Gegenseite finden sich die Stomata erst hinter dem Bereich der Hydathode. Die Hydathode ist über das Leitbündel an den Massenstrom der Pflanze angeschlossen (DONNELLY und SKELTON 1989). In der folgenden Abbildung (Abbildung 25) konnte DEHN (2014b) diese Beobachtung ebenfalls an Blättern von *R. spinosissima* (Inland) machen.

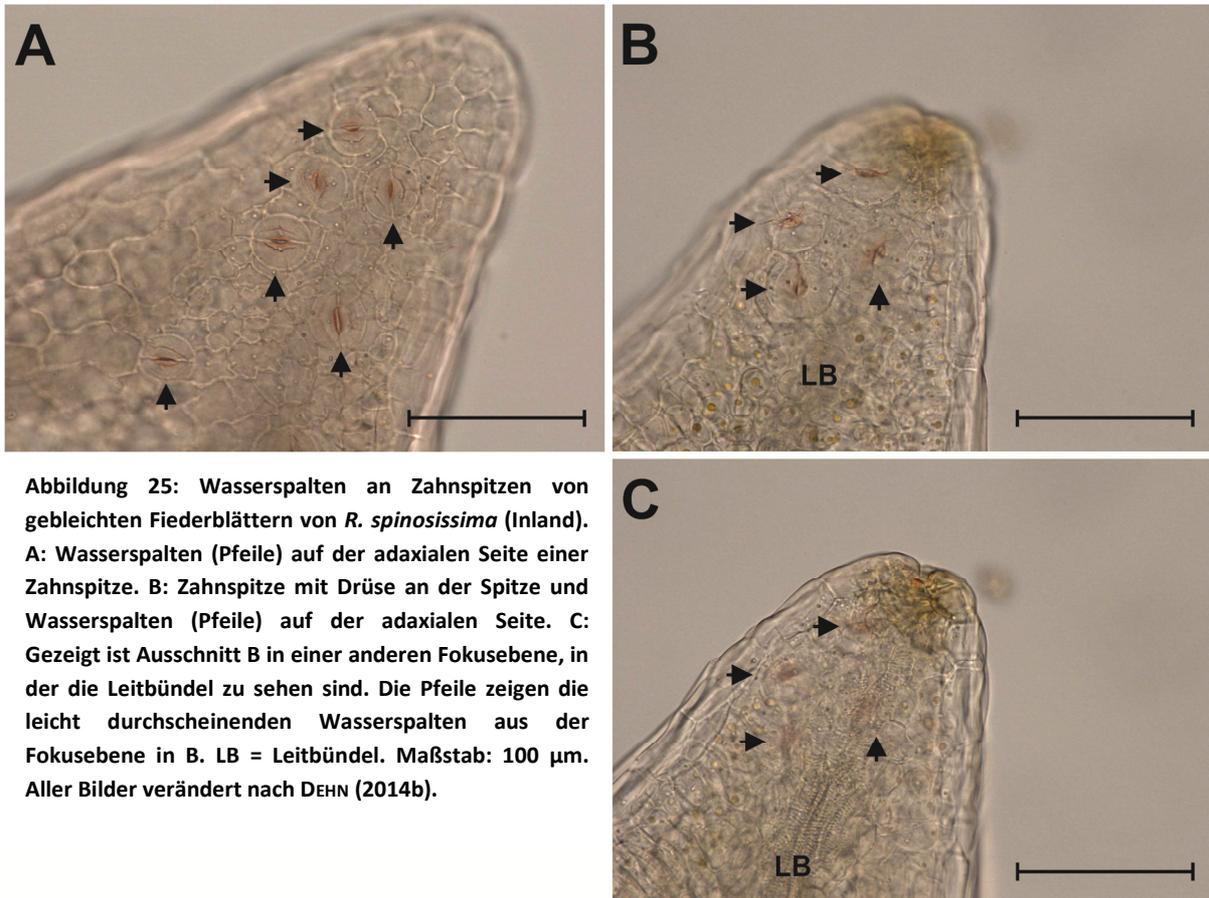


Abbildung 25: Wasserpalten an Zahnspitzen von gebleichten Fiederblättern von *R. spinosissima* (Inland).
A: Wasserpalten (Pfeile) auf der adaxialen Seite einer Zahnspitze. **B:** Zahnspitze mit Drüse an der Spitze und Wasserpalten (Pfeile) auf der adaxialen Seite. **C:** Gezeigt ist Ausschnitt B in einer anderen Fokusebene, in der die Leitbündel zu sehen sind. Die Pfeile zeigen die leicht durchscheinenden Wasserpalten aus der Fokusebene in B. LB = Leitbündel. Maßstab: 100 µm. **Aller Bilder verändert nach DEHN (2014b).**

Auch hier konnte gezeigt werden, dass ein Bereich mit Wasserporen, die eine Hydathode bilden, im Bereich der Zahnspitzen der Blätter vorhanden ist (Abbildung 25, A). Eine Verschiebung der Fokusebene zeigt, dass die Leitbündel, hier vermutlich aber nur noch Xylem, direkt unter der Hydathode enden (Abbildung 25, B und C). Mittels Lackabdrücken von Blättern konnte DEHN (2014b) an *R. spinosissima* (Inland) außerdem zeigen, dass die abaxiale Seite des Blattes keine Stomata im Bereich der Hydathode aufweist. Diese Beobachtung wurde so auch von DONNELLY und SKELTON (1989) für *Rosa spec.* und von LERSTEN und CURTIS (1982) für *Physocarpus* gemacht. Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit, die sich auf die Auffälligkeiten in den Achseln der Blattspitzen konzentrierte, scheinen für den Nachweis von Hydathoden an Rosen irrelevant zu sein.

Durch die Beobachtungen von DEHN (2014b) und DONNELLY und SKELTON (1989) ist es sehr wahrscheinlich, dass Hydathoden an allen verwendeten Rosenarten in mehr oder weniger starker Ausprägung auftreten und diese auch zur Guttation fähig sind. Unter natürlichen Bedingungen gibt es keinen Nachweis von Guttation in der Literatur, sollten jedoch die

äußeren Umstände stimmen (hohe Luftfeuchtigkeit, gesättigter Boden) müsste Guttation auftreten. Die sandigen Böden in den Küstenhabitaten der Rosen dürften aber einen wassergesättigten Boden selten bis nie aufweisen, da Regenwasser sehr schnell im Sand verläuft.

Im Guttationswasser können verschiedene Salze, Zucker, diverse organische Stoffe, Vitamine, Enzyme und Hormone enthalten sein (ESAU 1969; METCALFE und CHALK 1979). Die Möglichkeit, dass die Rosen unter Salzstress angereicherte Salze über die Hydathoden abgeben, besteht, ist aber sehr unwahrscheinlich. Salzstress bedeutet immer auch Wasserstress (MUNNS und TESTER 2008); die Rosen würden durch die Guttation ein Mehr an Wasser verlieren, als sie durch die Abgabe von kleinsten Salzmengen gewinnen könnten.

Dagegen ist der umgekehrte Fall, die Aufnahme von Wasser durch Hydathoden, aus zahlreichen Arbeiten bekannt (WOOD 1970; MARTIN und VON WILLERT 2000; DRENNAN et al. 2009). DRENNAN et al. (2009) haben diesen Vorgang in der Auferstehungspflanze *Myrothamnus flabellifolius* nachgewiesen. WOOD (1970) nennt auch *Fragaria indica* (Rosaceae) als Pflanze, die nachweislich Wasser über Hydathoden aufnehmen kann. Für die Rosen, die in den Dünen auf sandigen, nährstoffarmen Böden stehen (SCHEFFER et al. 2010), hätte das den Nachteil, dass die Wasseraufnahme über Hydathoden, zu einer Abnahme des Transpirationssoges führen würde. Dies wiederum hat eine Abnahme der Quantität der aufgenommenen Nährstoffe, die die Blätter erreichen, zur Folge. Dieser Vorgang ist für Bäume in tropischen Regionen mit ihren nährstoffarmen Böden bekannt (WOOD 1970). Allerdings kann die Aufnahme von Wasser auch von Vorteil sein, sollten die Pflanzen ein durch Salzstress ausgelöstes Wasserdefizit haben und so unter osmotischen Stress geraten (MUNNS und TESTER 2008).

Ob die Hydathoden in ausgewachsenen Blättern überhaupt noch eine Funktion haben, wurde nicht untersucht. DEHN (2014b) stellte fest, dass vor allem junge Blätter guttierten. Dies könnte als Hinweis dienen, dass die Wasserporen nur in der Blattentwicklung eine Rolle spielen und ihre Funktion später verlieren (MORTLOCK 1952; SCHNETTER et al. 2009).

4.4.2 Einfluss von PGPB (Plant Growth Promoting Bacteria)

Sowohl die Untersuchungen zur Bakterienbesiedelung an Wurzeln von *R. rugosa* von einem Wildstandort auf Amrum, als auch die Untersuchungen an Wurzeln von Versuchspflanzen der Arten *R. rugosa*, *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) zeigten, dass sich eine Vielzahl von Kolonien bildenden Einheiten von den Wurzelproben extrahieren ließ. Diese Zahl gibt aber noch keine Auskunft darüber, wie viele verschiedene Arten an Bakterien diese Kolonien bilden. Die Artzusammensetzung wurde auf Grund des zeitlichen Rahmens in der vorliegenden Arbeit nicht untersucht. Fest steht, dass sich Bakterien sowohl auf dem K7-Medium (Standard-Medium für alle Arten von Bakterien) als auch auf dem DF-Medium (Medium für ACC-Deaminase-Bakterien) nachweisen und auszählen ließen. Die Bakterienanzahl der beiden Medien lag für den Wildstandort in vergleichbaren

Größenordnungen. Hier konnte zwischen den Medien kein klarer Unterschied festgestellt werden. Die statistisch signifikanten Unterschiede zwischen den sechs beprobten Standorten sind nach dem derzeitigen Erkenntnisstand nicht erklärbar, da Untersuchungen bzgl. der standortbedingten, beeinflussenden Faktoren auf die Bakterienanzahl fehlen. Alle Erklärungsversuche wären rein spekulativer Natur.

Fakt ist aber, dass auf Wurzeln von *R. rugosa* am Wildstandort die gesuchten ACC-Deaminase-Bakterien vorkommen und diese auch in vergleichbaren Größenordnungen an allen Standorten vorkommt.

Ein ähnliches Bild, in Bezug auf die Anzahl der Kolonien bildenden Einheiten, ergab sich auch für die Wurzelproben von den drei unterschiedlichen Arten aus dem Gießversuch. Auf beiden Medien konnten Bakterien in ähnlicher Größenordnung nachgewiesen werden, statistisch signifikante Unterschiede zwischen den drei Arten und/oder der verwendeten Konzentration an künstlichem Meerwasser (Kontrolle 0 mM, 150 mM) lassen sich nicht ermitteln. Die Anzahl der Kolonien bildenden Einheiten lag dabei im gleichen Bereich wie die an den Wurzelproben von *R. rugosa* vom Wildstandort festgestellte Anzahl.

Die vorliegende Arbeit zeigt, dass sich durchaus ACC-Deaminase-Bakterien an Wurzeln der Rosen finden lassen und diese auch am natürlichen Standort vorkommen. In nachfolgenden Untersuchungen sollten daher weitere natürliche Standorte beprobt und dabei auch die beiden anderen heimischen Rosen in Küstenhabitaten, *R. mollis* und *R. spinosissima*, eingeschlossen werden. In wie weit allerdings ACC-Deaminase-Bakterien dazu beitragen können, durch Spaltung von ACC im Pflanzenkörper, die Bildung von Ethylen zu verhindern (DIMPKA et al. 2009; GLICK 2014), und somit eine Rolle zur Vermeidung von Salzstress spielen können, konnte nicht geklärt werden.

In der Arbeit von GRUBER (2014), welche auf der vorliegenden Arbeit aufbaut, wurden allerdings isolierte Bakterienstämme von den Wurzeln von *R. rugosa* des natürlichen Standortes untersucht. Die isolierten sechs Bakterienstämme, die nach dem Sequenzieren jedoch nur als vier unterschiedliche Arten angesehen werden konnten, wurden im Vorfeld des gleichen Gießversuches wie in der vorliegenden Arbeit mit künstlichem Meerwasser den einzelnen Töpfen zugegeben. Die nachfolgenden Experimente zur Morphologie und Physiologie zeigten zwar Unterschiede zwischen den verwendeten Arten, jedoch keine Unterschiede zwischen den verwendeten Bakterienarten. Die Rosen zeigten auch in keiner Weise eine Verbesserung der Salzverträglichkeit (GRUBER 2014). Es besteht somit die Möglichkeit, dass Rosen generell keine positiven Effekte in Bezug auf Salzstress durch ACC-Deaminase-Bakterien erhalten oder ein positiver Effekt eventuell auch durch das Zusammenspiel von mehreren Arten zustande kommt und nicht durch eine einzelne Art, wie im Versuchsdesign von GRUBER (2014). Andere Arbeiten konnten allerdings auch mit einem einzelnen Bakterium beachtliche Erfolge in Bezug auf Salzstress erzielen. MAYAK et al. (2004) zeigten, dass Tomaten, welche mit dem Bakterium *Achromobacter piechaudii* angeimpft waren, bis zu einer Konzentration von 172 mM NaCl signifikante Verbesserungen der

Pflanzen im Umgang mit den hohen Salzkonzentrationen zeigten. So konnte das Frisch- und Trockengewicht und bspw. auch die Wassernutzungseffizienz in Gegenüberstellung mit unbeimpften Pflanzen signifikant gesteigert werden (MAYAK et al. 2004).

Interessanterweise ist auch eine umgekehrte Wechselwirkung zwischen Rosen und Bakterien bekannt: Zermahlene Kronblätter von *R. rugosa* haben eine antibakterielle Wirkung auf untersuchte Darm- und pathogene Bakterien. Die wirksamen Substanzen sind hierbei wohl in den Kronblättern enthaltene Tannine (KAMIJO et al. 2008).

4.4.3 Silicium

Nach Sauerstoff ist Silicium das zweithäufigste Element der Erdkruste (SCHEFFER et al. 2010). Heute für vielfältige Anwendungsbereiche unersetzlich wurde schon im frühen 20. Jahrhundert Siliciumoxid in Wasserleitungen zugeführt, um Korrosion durch einen dünnen Glasüberzug vorzubeugen (GILLMAN und ZLESKA 2000). Silicium, von Pflanzen über die Wurzel als Kieselsäure ($\text{Si}(\text{OH})_4$) aufgenommen (MA und YAMAJI 2006), hat einige positive Effekte auf das Gesamterscheinungsbild von Pflanzen. Durch Einlagerung von Silicium im Apoplasten wird die Stabilität von pflanzlichen Geweben gestärkt (MA und YAMAJI 2006). Pflanzen, die unter zusätzlicher Gabe von Silicium wachsen, haben außerdem eine erhöhte Resistenz gegen die Besiedelung mit Pilzen (MA und YAMAJI 2006), zum Beispiel Mehltau (SAMUELS et al. 1991). Des Weiteren werden auch Fraßfeinde vergrämt und Resistenzen gegen extreme Temperaturen, Trockenstress und Strahlung verstärkt (MA und YAMAJI 2006). Die Abschwächung von Symptomen, die durch Salzstress erzeugt werden, sind ebenfalls in vielen Arbeiten nachgewiesen (MA und YAMAJI 2006; SAVVAS et al. 2007; REEZI et al. 2009; SHAHZAD et al. 2013).

Die positiven Effekte einer Silicium-Gabe durch Sprühnebel oder über das Gießwasser auf das Wachstum von Rosen, selbst unter parallel induziertem Salzstress, sind bereits in vorangegangenen Arbeiten untersucht worden. GILLMAN (2000) stellte in Versuchen an Stecklingen von Kulturrosen fest, dass Konzentrationen von 50 und 100 mg/l Silicium, den Pflanzen per Sprühnebel zugeführt, das Abwerfen von Blättern stärker unterbindet, mehr neue Blätter ausgebildet werden und das Bewurzeln unterstützt. In weiteren Arbeiten wurde festgestellt, dass Silicium-Konzentrationen von 100 und 150 mg/l im Gießwasser, erfolgreich die Besiedelung mit Sternrußtau (*Diplocarpon rosae*) auf *Rosa hybrida* 'Meipelta' (Fuschia Meidiland™) verringert (GILLMAN et al. 2003). REEZI et al. (2009) und SAVVAS et al. (2007) stellten in ihren Arbeit an *Rosa x hybrida* Kultivaren fest, dass die Rosen unter Salzstress (bis 40 mM NaCl) deutlich weniger Einbußen in Bezug auf Wachstum und Blütenproduktion zeigten, wenn Silicium im Gießwasser enthalten war. Dabei spielt die erhöhte Konzentration von Silicium in der Wurzel eine entscheidende Rolle, da durch diese die Translokation von Natrium und Chlor in die jungen Blätter der Rosen unterbunden wurde (SAVVAS et al. 2007). Eine Erklärung ist die Herabsetzung der Membranpermeabilität und Lipidperoxidation, was zur Membranerhaltung und -funktion beiträgt (REEZI et al. 2009).

Die natürlichen Standorte von *R. rugosa*, *R. spinosissima* und *R. mollis* im Küstenbereich, halten einen schier unerschöpflichen Vorrat an Sand vor. Sand besteht zu einem überwiegenden Teil aus Quarzkristallen, die sich zu Quarzkörnern zusammenlagern. Desweiteren sind zum Beispiel Kleinstteile von Muschelschalen und andere Gesteine darin enthalten. Die enthaltenen Quarzkristalle bestehen aus Siliciumoxid (SiO₂) (SCHEFFER et al. 2010). Freies Silicium kommt in Böden kaum vor, sondern wird zur Bildung sekundärer Silicate benutzt, zu denen eben auch Quarz gehört. Die Löslichkeit des Siliciumoxids ist in einem pH-Bereich von 2 bis 8 annähernd unabhängig vom pH. Ab einem pH-Wert von etwa 8 bis 9 setzt allerdings eine Depolymerisation ein, die Silicat-Anionen mit höherer Löslichkeit erzeugt (LEWIN und REIMANN 1969; SCHEFFER et al. 2010). Die Bedingungen an den natürlichen Standorten zeigen im Mittel einen pH-Wert von 7,44. Der pH-Höchstwert, am tiefsten Punkt einer Grabung, liegt bei 8,42. Einzig dieser letzte Wert erreicht annähernd Bedingungen, unter denen sich Siliciumoxid depolymerisieren könnte und freies Silicium im Boden vorliegt. Alle Messungen der Bodenproben von den natürlichen Standorten auf Borkum weisen einen Gehalt von wasserlöslichem Silicium unter 25 mg/kg auf. Unter Laborbedingungen wurde der Gehalt an laugenlöslichem Silicium gemessen, und Werte zwischen 425 und 1658 mg/kg ermittelt. Dabei waren die unterschiedlichen Standorte starken Schwankungen untereinander und innerhalb eines Standortes unterworfen. Die Bedingungen für laugelösliches Silicium am Naturstandort liegen aber in keiner Weise vor. Dadurch fehlen die Bedingungen für eine Aufnahme von Silicium durch die Pflanzen im größeren Stil, was eine Anhebung der Salztoleranz ermöglichen würde.

4.5 Fehlerbetrachtung und Ausblick

4.5.1 Populationseffekte und Stichprobengrößen

Während der Arbeit mit den Pflanzen konnte immer wieder festgestellt werden, dass Probleme mit Populationseffekten auftraten. Diese Effekte machen sich insofern bemerkbar, dass die einzelnen Pflanzen, ob als Sämling oder Steckling gezogen, oft sehr unterschiedlich auf die Gabe des künstlichen Meerwassers während des Versuchsverlaufs reagierten. Durch eine hohe genetische Variabilität scheinen die Pflanzen, je nach genetischer Ausstattung unterschiedlich auf das Salz zu reagieren. Inwiefern Gene an der Ausbildung von Toleranzen beteiligt sind, ist bisher praktisch, bis auf eine Ausnahme (KAGAMI und SUZUKI 2005), unerforscht. Die sehr spezielle Meiose der *Caninae* (TÄCKHOLM 1922; WISSEMAN und RITZ 2007) ermöglicht *R. canina*, *R. corymbifera* und *R. mollis* eine hohe genetische Variabilität, die durch eine Vielfalt von Gen-Expressionsmöglichkeiten auch eine hohe Variabilität der einzelnen Pflanzen in Bezug auf Salztoleranz möglich macht. Die allopolyploide *R. canina* verfügt über fünf Chromosomensätze, die wahrscheinlich alle aktiv sind; für das Vorhandensein von Pseudogenen gibt es keine Hinweise (RITZ et al. 2005). Neben den pentaploiden Arten der *Caninae* (WISSEMAN und RITZ 2007) ist *R. spinosissima* als tetraploide Art (DARLINGTON und JANAKI AMMAL 1945) vermutlich ebenfalls in der Lage die Vielfältigkeit der genetischen Ausstattung zu nutzen und sehr variable Genotypen innerhalb einer Population,

so auch der Versuchspopulation, hervorzubringen. Allerdings sind die vier Chromosomensätze von *R. spinosissima* vermutlich durch Autopolyploidie entstanden, was einzig einer Verdopplung des ursprünglichen Genoms entspricht. Sollte allerdings einer der beiden verdoppelten Chromosomensätze andere Mutationen aufweisen als der andere, besteht auch bei *R. spinosissima* eine größere Vielfalt an Möglichkeiten. Ob und welche Allele der verschiedenen Chromosomensätze genutzt werden, ist für beide Arten bisher unbekannt. Als dipliode Art kann nur *R. rugosa* nicht auf vielfältige Genvarianten zurückgreifen (DARLINGTON und JANAKI AMMAL 1945). Die Mechanismen für eine Salztoleranz sollten im Genom verankert sein und nicht auf zufälligem Ablesen der „richtigen“ Allele begründet sein.

Die Variabilität machte sich in der Art und Weise, wie Pflanzen Nekrosen ausbildeten, Blätter abstarben oder im Gesamthabitus der Pflanzen, aber auch bei allen Messungen, die durchgeführt wurden, bemerkbar. Die 12-15 Pflanzen, die einer gemeinsamen Konzentration des synthetischen Meerwassers ausgesetzt waren, waren so variabel, dass manche Pflanzen schon komplett abgestorben waren, bevor andere überhaupt erste Nekrosen zeigten. Diese sehr große Streuung setzte sich in den Messungen fort und leitet über zum Thema Stichprobengröße. Während der generelle Umfang der Versuchspflanzen gut war, traten Probleme bei einigen Messungen auf.

Die Gaswechsel- und Chlorophyllfluoreszenzmessungen nehmen mehrere Stunden pro Ansatz und Messung in Anspruch und können nur über einen relativ kurzen Zeitraum (siehe auch 4.5.2) durchgeführt werden, um eine Vergleichbarkeit der Daten zu gewährleisten. Hier war, nach Möglichkeit drei, teilweise aber auch nur eine Messung pro Ansatz möglich, was eine statistische Auswertung erschwerte oder durch Streuung der Messwerte niemals Signifikanzen zuließ.

Die Elementanalyse der Blätter lieferte in der vorliegenden Arbeit einen großen, wenn nicht den entscheidenden Anteil an der Aufklärung der Reaktion auf Salz der unterschiedlichen Arten. Die Messung der einzelnen Proben ist sehr zeitaufwändig und kostenintensiv. Dadurch konnten nur zwei Proben (junge und alte Blätter), aus einer Mischprobe aller Blätter pro Wanne, untersucht werden. Hier ist die Streuung viel geringer als bei den Gaswechsel- und Chlorophyllfluoreszenzmessungen, trotzdem wäre nur eine größere Stichprobenmenge für die einzelnen Ansätze statistisch komplett auswertbar gewesen.

Für weitere Arbeiten sollte deshalb eine größere Stichprobengröße gewählt werden, bei verringerten Arten- und Meerwasserkonzentrationsumfang, um alle Messungen in entsprechendem Umfang durchzuführen. Dies würde eine umfassende, statistische Auswertung möglich machen, um die Ergebnisse weiter zu verstärken.

4.5.2 Das Zeitfenster – Probleme beim Arbeiten mit laubwerfenden, mehrjährigen Arten

Sehr viele Arbeiten im pflanzlichen Sektor werden mit solchen Arten durchgeführt, die krautig sind, sich mehrfach im Jahr und unabhängig von den Jahreszeiten anziehen lassen und wenn möglich auch noch eine kurze Generationszeit haben. Der Grund liegt auf der Hand: Wann immer nötig stehen Versuchspflanzen im passenden Entwicklungsstadium zur Verfügung. Bei verholzenden, nicht immergrünen Arten ist dies nicht ohne weiteres möglich.

Die verwendeten Rosen sind schon in ihrer Keimung problematisch, Rosensaatgut benötigt oft zwei Jahre zur Keimung (MCMILLAN BROWSE 1979). Das Saatgut aller Arten der *Caninae* keimt, wenn es vollreif oder schon trocken ist erst nach 1,5 Jahren, d. h. im zweiten Frühjahr nach der Ernte (RUPPRECHT 1970). Auch die Samen von *R. rugosa* (TILLBERG 1983) und *R. spinosissima* (MCMILLAN BROWSE 1979) durchlaufen eine Samenruhe, in welcher der Samen reift und die Samenschale abgebaut wird, um die anschließende Keimung im Frühjahr zu ermöglichen. Für *R. rugosa* konnte nachgewiesen werden, dass vor allem die Stratifizierungsdauer der Samen eine entscheidende Rolle für die spätere Keimung spielt (TILLBERG 1983). Bedingt durch diese Vorgänge ist es nicht möglich, Rosen für Versuchszwecke ohne weiteres nachzuziehen.

Um möglichst natürliche Pflanzen in den Versuchen zu verwenden, wurden die Rosen erst mit vollem Austrieb vom Freiland in die Gewächskammer gebracht. Die Pflanzen vor dem Austrieb ins warme Gewächshaus zu bringen, damit die Pflanzen dort austreiben, hat sich in nachfolgenden Arbeiten nicht bewährt. Die Rosen trieben dann zwar früher aus, hatten aber sehr viel weichere Blätter, die anfälliger für Schädlinge aller Art waren (DEHN 2014a; GRUBER 2014). Auch kann der Austrieb nur nach der natürlichen Winterruhe im Freiland erfolgen und nicht zu einem Wunschzeitpunkt.

Um eine Vergleichbarkeit der Untersuchungen für alle Rosen zu gewährleisten, wurden alle Versuche während der Hochphase der Vegetationsperiode, zwischen Juni und August, durchgeführt. Die Versuche weiter nach hinten zu verschieben oder zu einem völlig anderen Zeitpunkt durchzuführen, ist durch den einsetzenden Laubfall im Herbst nicht möglich. Wünschenswert wäre dies gewesen, da vor allem die Messungen der Chlorophyllfluoreszenz und des Gaswechsels einige Zeit in Anspruch nehmen.

All diese Aspekte zusammen ergeben ein enges Zeitfenster für Untersuchungen an Wildrosen im Gewächshaus, das nach Möglichkeit optimal genutzt werden muss.

4.5.3 Schrotschuss- oder Präzisionsmethoden?

Die vorliegende Arbeit versucht einen ersten Schritt zum Verständnis der Mechanismen zur Salzvermeidung bei Rosen zu machen. Dabei war es bei der Konzipierung der Arbeit nur logisch, dass durch vorhandene Literatur die Möglichkeiten eingegrenzt wurden, welche zu einem Erfolg führen würden. Allerdings reichten auch in der Literatur die

Untersuchungsmethoden von molekularbiologischen über physiologischen bis hin zu morphologischen Methoden. Für die vorliegende Arbeit wurden Untersuchungen gewählt, die mit einer möglichst großen Anzahl der unterschiedlichen Rosenarten durchgeführt werden konnten. Die Untersuchungen waren teils oberflächlich, teils tiefer gehend, in den einzelnen Teilbereichen jedoch nie erschöpfend. Die verwendeten Methoden, welche versuchen, möglichst viele Blickwinkel zu beleuchten, von bodenkundlichen und mikrobiologischen über morphologischen und anatomischen bis hin zu physiologischen Themen, fangen ein vages Bild möglicher Salzvermeidungsmechanismen ein. Diese Vorgehensweise brachte durchaus vielfältige Eindrücke und Deutungshinweise, am Ende aber noch keine klaren Fakten, die als verallgemeinerbare Aussage lehrbuchreif wären. Hier sind weitere Experimente notwendig in der Art, wie sie beschrieben wurden.

Diese zu schaffen, obliegt nachfolgenden Arbeiten, die sich gezielt mit einzelnen Teilbereichen der vorliegenden Arbeit beschäftigen sollten. Ein klares Gesamtbild kann nur durch scharfe Einzelbilder erzeugt werden. Präzisionsmethoden müssen folglich die Schrottschussmethoden dieser Arbeit ablösen, die für den ersten Eindruck, in welche Richtung weiter geforscht werden sollte, aber ihren Dienst geleistet haben.

Im folgenden Unterkapitel ist eine Präzisionsmethode angegeben, die helfen kann, weiterführende und präzise Ergebnisse zu liefern.

4.5.4 Den Weg des Salzes verfolgen– ToF-SIMS

Alle Arbeiten (inklusive der vorliegenden Arbeit), die sich bisher mit Salztoleranz an Rosen beschäftigt haben, untersuchten immer nur alle Pflanzenorgane in ihrer Gesamtheit durch eine Elementanalyse, um die Gehalte der toxischen Ionen, hier vor allem Chlorid und Natrium, zu ermitteln (WAHOME 1999; WAHOME et al. 2000; WAHOME et al. 2001b; WAHOME et al. 2001a; KHATTAB 2005). Dabei wurde nur nach Wurzel, Spross und Blatt getrennt. Auch wenn durch diese Vorgehensweise genau festgestellt werden konnte, in welchem Organ sich die meisten Ionen ansammeln, verliert sich die Spur der aufgenommenen Ionen innerhalb des untersuchten Organs.

Die Flugzeitsekundärionenmassenspektrometrie (Time-of-Flight Secondary Ion Mass Spectrometry) ist ein Analyseverfahren für die Elementanalyse von Oberflächen auf atomarer und molekularer Ebene. Dabei ist es möglich eine sehr hohe Lateralauflösung von 300 nm, auf einer Fläche von $20 \times 20 \mu\text{m}^2$ bis $9 \times 9 \text{cm}^2$, zu erreichen. Die Untersuchungsfläche wird während der Analyse mit einem hochenergetischen Primärionenstrahl beschossen. Dadurch werden Sekundärionen aus der Untersuchungsoberfläche herausgelöst und durch Flugzeitanalysatoren auf ihre Masse hin untersucht. Durch diese entsteht eine sehr hohe Nachweisempfindlichkeit im Bereich von ppb (parts per billion) bzw. fmol (Femtomol). Dabei können außerdem quantitative Aussagen durch eine Standardprobe gewonnen werden. Durch Dauerbeschuss der Probe mit dem Primärionenstrahl kann das Untersuchungsobjekt

außerdem schrittweise abgetragen und somit dreidimensional erfasst werden (TASCON GMBH).

Waren die Versuche an biologischen Präparaten 2006 (DICKINSON et al. 2006; JONES et al. 2006) noch in den Anfängen, wurden die weiteren Versuche schnell besser und ermöglichten tiefere Einblicke in tierisches und pflanzliches Gewebe, bis hin zu dreidimensionalen Bildern (FLETCHER et al. 2008; METZNER et al. 2008). METZNER et al. (2008) zeigten an pflanzlichem Material, welches durch Gefriertrocknung für das Vakuum der Analysekammer haltbar gemacht wurde, dass ToF-SIMS methodisch für Pflanzenmaterial geeignet ist. In weiteren Arbeiten konnten METZNER et al. (2010a; 2010b) die Flüsse von Kalium, Magnesium, Calcium sowie Wasser im Leitgewebe nachvollziehen. Sie beobachteten dabei den Austausch des Xylems mit dem umgebenden Gewebe. Durch das Übereinanderlegen der untersuchten Gewebeausschnitte mit Bildern, welche mittels Sekundärelektronenmikroskopie mit einem Rasterelektronenmikroskop aufgenommen wurden, konnte die Ionenlokalisierung des ToF-SIMS eindeutig zugeordnet werden (METZNER et al. 2010a; METZNER et al. 2010b).

Die Aufnahme von Salzen in den Pflanzenkörper geschieht im Allgemeinen sehr schnell. In dieser schnellen ersten Phase erfolgen diverse Antworten als Reaktion auf den veränderten externen osmotischen Druck. In einer zweiten, langsamen Phase akkumulieren die schädlichen Ionen schließlich meist im Pflanzenkörper (MUNNS und TESTER 2008). Um in einer weiterführenden Arbeit exakt feststellen zu können, wo genau die verschiedenen Ionen eingelagert werden, könnte die ToF-SIMS, gekoppelt mit Aufnahmen durch Sekundärelektronenmikroskopie, als Untersuchungsmethode genutzt werden. Durch Untersuchungen an Wurzel, Spross und Blatt wäre es möglich, differentielle Mechanismen der Einlagerung und Aufnahme in den verschiedenen Rosenarten zu beobachten. Des Weiteren wäre eine quantitative Abschätzung der Ionenmenge in den verschiedenen Geweben möglich.

4.6 Das große Ganze: Spielen differenzielle Salzvermeidungsmechanismen der Gattung *Rosa* eine Rolle bei der Besiedelung von Küstenhabitaten?

Wie zum Eingang der Diskussion erwähnt, versucht der letzte Abschnitt der vorliegenden Arbeit, die gewonnenen Erkenntnisse in ihrer Gesamtheit zu erfassen. Dies liefert naturgemäß bei der Breite der genutzten Untersuchungen und den Exkursen in die Bodenkunde und Mikrobiologie in Teilen noch kein einheitliches Bild.

Eindeutig festzuhalten ist, dass die Rosen an den heimischen Küsten, seien es die einheimischen *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste), aber auch die eingebürgerte, invasive *R. rugosa*, in gemeinsamen Habitaten dem gleichen Stress unter des vorherrschenden Salzsprays ausgesetzt sind. Die beiden anderen untersuchten Rosenarten, *R. canina* und *R. corymbifera* und der Ökotyp Inland von *R. spinosissima* sind diesen Faktor in ihren Verbreitungsgebieten natürlicherweise nicht ausgesetzt. Die Ergebnisse sind in Bezug auf die

Verbreitungsgebiete der Rosen allerdings überraschend und interessant: *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) schneiden in fast allen Untersuchungen mit am schlechtesten ab. Selbst der Ökotyp Inland von *R. spinosissima* zeigt oft bessere Werte als der Ökotyp Küste. Die Vermutungen im Vorfeld der Arbeit gingen eigentlich in eine andere Richtung. Konnte doch davon ausgegangen werden, dass die küstennahen Pflanzen schon eine gewisse Adaptation in Bezug auf Salz erfahren haben sollten. Diese Vermutungen haben sich nicht bewahrheitet.

Das schlechte Abschneiden der beiden heimischen Küstenarten ist in einer Kausalkette in etwa so nachzuvollziehen: *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) nehmen im Vergleich zu den anderen Rosen deutlich mehr Ionen auf, hier vor allem Chlorid und Natrium, die toxische Konzentrationsbereiche schon im 70-100 mM-Ansatz in der Blattmasse erreichen. Als nächste Art erscheint in diesem Bereich *R. canina*, die auch im 100 mM-Ansatz in toxische Bereiche kommt. *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) nehmen die Ionen vermutlich aber nicht auf, um ihren osmotischen Haushalt anzupassen, reicht doch das Wasserpotential noch aus, um Wasser aufnehmen zu können. Vielmehr scheinen sie keine Mechanismen zu haben, die die Ionen aus den Blättern heraushalten und in Wurzel und Spross einlagern können (WAHOME et al. 2001a; KHATTAB 2005; MUNNS und TESTER 2008). *R. canina* scheint hier noch etwas im Vorteil zu sein und bricht erst im 100 mM-Ansatz ein, während die anderen Arten/Ökotyp erst im 150 mM-Ansatz eine starke Zunahme zeigen. Nachfolgende Studien sollten auf jeden Fall auch die Wurzel und den Spross in ihre Untersuchungen mit einbeziehen, um diese Vermutung überprüfen zu können. Ein Hauptaugenmerk sollte dabei auch auf der Aufnahme von Natrium und Chlorid durch die Wurzel liegen. Hier scheint *R. rugosa* möglicherweise ein Mechanismus zu Eigen zu sein, der eine übermäßige Aufnahme direkt verhindert oder die Ionen direkt wieder exkludiert.

Durch die Toxizität der aufgenommenen Ionen folgt eine Schädigung der gesamten Pflanze, was sich zuerst in Form von Chlorosen und Nekrosen auf den Blättern zeigt. Auch eine Schädigung des Photosyntheseapparates kann durch Messwerte festgestellt werden. Wieder zeigen *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) den stärksten Rückgang der Werte im Gaswechsel und auch bei den Vorgängen am Photosystem II. Die Pflanzen geraten mehr und mehr unter oxidativen Stress, ausgelöst durch die Schäden am Photosyntheseapparat durch Ionenakkumulation in toxische Bereiche (MUNNS und TESTER 2008), und geraten so in eine Abwärtsspirale. Wenn immer weniger Energie von den Lichtsammelkomplexen, deren Schwund durch den salzbedingten Abbau von Chlorophyll stattfindet (KRAUSE und WEIS 1991; STĘPIEŃ und KŁBUS 2006), für den Aufbau von Assimilaten durch Photosynthese weitergegeben werden kann, werden zwangsläufig reaktive Sauerstoffspezies (ROS) gebildet. Diese schädigen die Pflanzen zusätzlich zu den akkumulierten Salzen (NISHIYAMA et al. 2006; MURATA et al. 2007; SCHOPFER et al. 2010). Durch diese Vorgänge zeigen alle Rosen eine steigende Photoinhibition mit steigender Meerwasserkonzentration. *R. mollis* und *R. spinosissima* (Küste) zeigen das aber schon bei niedrigeren Ansätzen als die anderen. Die Kombination aus direkter toxischer Wirkung von Natrium und Chlorid und der

Lichteinstrahlung verursacht am Ende das Absterben der Pflanze (NISHIYAMA et al. 2006). *R. rugosa*, *R. corymbifera* und *R. spinosissima* (Inland) reichern in den Blättern erst ab dem 150 mM-Ansatz Natrium und Chlorid an, haben trotzdem noch ein ausreichendes Wasserpotential, um Wasser aus dem Boden aufnehmen zu können, und erfahren dadurch eine geringere Schädigung. Zwar nimmt die Photosynthese auch bei *R. rugosa* und *R. corymbifera* ab, wird aber aufrechterhalten. *R. spinosissima* (Inland) bricht auch erst im 150 mM-Ansatz völlig ein. Insgesamt müssen hier also Mechanismen zum Tragen kommen, die das Salz aus den Blättern heraushalten können und so einen Umgang mit Salz tolerierbar machen.

Für die einheimischen Rosen und die nichtheimische *R. rugosa* an den Küstenstandorten werden diese Ergebnisse für den Umgang mit Salzspray vermutlich aber nur eine untergeordnete Stelle einnehmen. Das Salzspray schädigt die Rosen zwar über das ganze Jahr hinweg, der Grad der Schädigung scheint aber geringer zu sein, als jener in den höheren Meerwasserkonzentrationen des Versuchsaufbaus. Vielmehr bedroht *R. rugosa* als invasive Rosenart die heimischen Arten mit einer Vielzahl anderer Eigenschaften, die invasionsbiologisch relevant sind, sodass ihr besserer Umgang mit Salzspray wohl nur eine untergeordnete Rolle im Gesamtbild der Invasivität spielt.

Die artspezifischen Eigenschaften, die *R. rugosa* besitzt, spielen bei der Verdrängung von *R. mollis* und *R. spinosissima* eine viel entscheidendere Rolle. Genannt seien hier: Ausbreitung durch Ausläuferbildung über Wurzelsprosse zur Ausbildung dichtester, klonaler Bestände (HENKER 2003; HAHN 2006; JØRGENSEN und KOLLMANN 2009; HILL et al. 2010; KOLLMANN et al. 2011; NATTER 2011), hohe Regenerationsfähigkeit bei Übersandung, Frost- und Windschäden (BELCHER 1977; HAHN 2006; KOLLMANN et al. 2011), Schwimmausbreitung von Wurzelausläufern, z.B. aus vom Strand entsorgten Gartenschnitt stammend (HENKER 2003), schwimmfähige Früchte zur Besiedelung neuer Gebiete, die trotz des Salzwassers keimfähige Samen verbreiten (HAHN 2006), höhere Anzahl an Blüten über die ganze Vegetationszeit, im Gegensatz zu den heimischen Rosen mit einem kurzen Blühzeitraum, dadurch entstehender Pollendruck und Bedrohung durch Hybridisierung und Aufbastardierung mit den heimischen Rosenarten (EIGNER und WISSEMAN 1999; WISSEMAN 2002; FÖLLER et al. 2012; KELLNER et al. 2012, 2014).

Für *R. mollis* und *R. spinosissima* mit ihrer sehr kleinen Verbreitung in Deutschland wird es also eng werden. Greift der Mensch hier nicht ein, werden die Bestände über die Jahre von *R. rugosa* ebenso überrannt werden, wie es anderen Pflanzen an heimischen Küsten bereits ergangen ist. Der Erhalt der beiden heimischen Arten ist auch ein Bekenntnis zu heimischer Biodiversität, die in diesem Maße für nachfolgende Generationen erhalten werden sollte. Oder, wie WISSEMAN (2002) es ausdrückte:

„Niemand fährt nach Sylt um dort in den Dünen Palmen und Drachenbäume zu sehen[...]. Die Leute fahren nach Sylt, um zumindest zu einem Teil das Flair einer Landschaft zu erleben, die anders ist sowohl von der Tier- als auch der Pflanzenwelt.“ (WISSEMAN 2002)

5 Zusammenfassung

Unter Verwendungen einer Vielzahl von Untersuchungsmethoden und -richtungen konnten neue Erkenntnisse über den Umgang von Rosen mit hohen Salzkonzentrationen gewonnen werden. Daneben konnte in der vorliegenden Arbeit gezeigt werden, dass Salz als Selektionsfaktor für die Besiedelung von Rosen in Küstenhabitaten wahrscheinlich nur eine untergeordnete Rolle spielt. Einzig die an den Küsten auftretende Salzspray lagert kontinuierlich Salz auf den Blättern der Rosen ab, welches über die Stomata aufgenommen wird. In Bezug auf die Invasivität und den Konkurrenzdruck auf andere heimische Rosen durch und von *R. rugosa* spielt Salz mit großer Wahrscheinlichkeit vermutlich aber keine große Rolle. Vielmehr sind es andere typische Eigenschaften von *R. rugosa*, die einen Erfolg bei der Besiedelung garantieren.

Die Ergebnisse der Untersuchungen zeigen, dass vor allem die beiden an der Küste in ihren natürlichen Habitaten vorkommenden Rosen, *R. mollis* und *R. spinosissima*, überwiegend Chlorid und Natrium in großen Mengen in ihren Blättern aufkonzentrieren und so toxische Werte erreichen, die zum Absterben der Pflanzen führen. Dies zeigte sich insbesondere durch die massiven Schäden an Blättern und dem finalen Absterben der gesamten Pflanze. *R. rugosa* scheint hingegen Ionen in schädlichen Maße, bis zu einer gewissen äußeren Konzentration, überhaupt nicht erst aufzunehmen, gibt diese direkt wieder ab oder lagert vermehrt in Wurzel und Spross ein. Durch die Salzaufnahme zeigten alle Versuchspflanzen eine Reduktion der Biomasse. Das Absterben durch hohe Salzkonzentrationen kann durch physiologische Untersuchungen nachvollzogen werden. So nehmen die Photosyntheseraten ab oder können überhaupt nicht mehr erfasst werden, die Vorgänge der Energieübertragung am Photosystem II kommen nahezu oder völlig zum Erliegen und aufgenommene Energie wird als Wärmestrahlung, Fluoreszenz oder auf unkontrollierte Art und Weise wieder abgegeben. Mit steigender Meerwasserkonzentration nimmt durch die Schädigungen am Photosyntheseapparat die Photoinhibition kontinuierlich zu. Einzig *R. rugosa* scheint Mechanismen zu besitzen, die aufgenommenes Salz aus den photosynthetischen Zentren heraushalten.

Kompatible Solute in Form von Zuckern für den Ausgleich des osmotischen Gleichgewichts und der Aufrechterhaltung des Wasserpotentials, um Wasser aus dem Boden aufnehmen zu können, spielen eher eine untergeordnete Rolle. Für das osmotische Gleichgewicht wird eher energetisch „günstiges“ Natrium und Chlorid aufgenommen, was aber wie bereits genannt, zu toxischen Konzentrationen führen kann.

Untersuchungen zu weiteren Möglichkeiten, die den Rosen Vorteil im Umgang mit Salz bringen könnten, brachten keine weiteren Erkenntnisse. Silicium als stresstoleranzförderndes Element ist an den natürlichen Standorten nicht in ausreichender Menge frei verfügbar, um eine Wirkung haben zu können. „Plant growth promoting bacteria“ der ACC-Deaminase-Bakterien konnten zwar an Wurzeln von *R. rugosa* im natürlichen Habitat und an Wurzeln

von Versuchspflanzen gefunden werden, ihre Auswirkungen auf die Salzverträglichkeit von Rosen konnte in einer anderen Arbeit aber als bisher nicht feststellbar eingeordnet werden.

6 Literaturverzeichnis

DIN ISO 11277, 2002-08: Bodenbeschaffenheit - Bestimmung der Partikelgrößenverteilung in Mineralböden - Verfahren mittels Siebung und Sedimentation.

EN ISO 10253, 2006-08: Wasserbeschaffenheit - Wachstumshemmtest mit marinen Algen *Skeletonema costatum* und *Phaeodactylum tricornutum*.

ALVAREZ, I.; TOMARO, M. L.; BENAVIDES, M. P. (2003): Changes in polyamines, proline and ethylene in sunflower calluses treated with NaCl. In: *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 74 (1), S. 51–59. DOI: 10.1023/A:1023302012208.

ÁLVAREZ, S.; SÁNCHEZ-BLANCO, M. J. (2014): Long-term effect of salinity on plant quality, water relations, photosynthetic parameters and ion distribution in *Callistemon citrinus*. In: *Plant Biol (Stuttg)* 16 (4), S. 757–764. DOI: 10.1111/plb.12106.

ANGUELOVA, M. D. (2002): Whitecaps, sea-salt aerosols, and climate. Dissertation. University of Delaware, Delaware.

BAKER, N. R.; ROSENQVIST, E. (2004): Applications of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. In: *J. Exp. Bot.* 55 (403), S. 1607–1621. DOI: 10.1093/jxb/erh196.

BARBOUR, M. G. (1978): Salt spray as a microenvironmental factor in the distribution of beach plants at Point Reyes, California. In: *Oecologia* 32 (2), S. 213–224. DOI: 10.1007/BF00366073.

BELCHER, C. R. (1977): Effect of sand cover on the survival and vigor of *Rosa rugosa* Thunb. In: *Int J Biometeorol* 21 (3), S. 276–280. DOI: 10.1007/BF01552881.

BERGMANN, W. (1993): Ernährungsstörungen bei Kulturpflanzen. Entstehung, visuelle und analytische Diagnose. 3., erw. Aufl. Jena: Fischer Verlag.

BOLHAR-NORDENKAMPF, H. R.; LONG, S. P.; LECHNER, E. G. (1989): Die Bestimmung der Photosynthesekapazität über die Chlorophyllfluoreszenz als Maß für die Streßbelastung von Bäumen. In: *Phyton (Austria)* 29, S. 119–135.

BOYD, P. D. A. (2008): Scots Roses - past and present. In: *The OGR and Shrub Journal* 4 (4).

BRESINSKY, A.; JAROSCH, B.; KÖRNER, C.; KADEREIT, J. W.; NEUHAUS, G.; SONNEWALD, U. (2008): Strasburger - Lehrbuch der Botanik. 36. Aufl. Heidelberg [u.a.]: Spektrum, Akad. Verl.

BRUUN, H. H. (2005): *Rosa rugosa* Thunb. ex Murray. In: *J Ecology* 93 (2), S. 441–470. DOI: 10.1111/j.1365-2745.2005.01002.x.

BRUUN, H. H. (2006): Prospects for biocontrol of invasive *Rosa rugosa*. In: *Biocontrol* 51 (2), S. 141–181. DOI: 10.1007/s10526-005-6757-6.

BURKHARDT, J. (2010): Hygroscopic particles on leaves: nutrients or desiccants? In: *Ecological Monographs* 80 (3), S. 369–399. DOI: 10.1890/09-1988.1.

CABRERA, R. I. (2003): Are rootstocks involved in rose salinity tolerance? In: *Hortscience* 38 (5), S. 747.

CABRERA, R. I.; PERDOMO, P. (2003): Reassessing the salinity tolerance of greenhouse roses under soilless production conditions. In: *Hortscience* 38 (4), S. 533–536.

CATDS SALINITY EXPERT CENTER: Sea surface salinity. Definitions and units. Online verfügbar unter <http://www.salinityremotesensing.ifremer.fr/sea-surface-salinity/definition-and-units>, zuletzt geprüft am 01.08.2015.

CHAMISSO, A. V.; SCHNEEBELI-GRAF, R. (1983): Adelbert von Chamisso ... und lassen gelten, was ich beobachtet habe. Naturwissenschaftlich Schriften mit Zeichnungen des Autors. Berlin, Germany: Dietrich Reimer.

CHRISTENSEN, S. N.; JOHNSEN, I. (2001): The lichen-rich coastal heath vegetation on the isle of Anholt, Denmark — conservation and management. In: *J Coast Conserv* 7 (1), S. 13–22. DOI: 10.1007/BF02742463.

CURTIS, J. D.; LERSTEN, N. R. (1986): Hydathode anatomy in *Potentilla palustris* (Rosaceae). In: *Nordic Journal of Botany* 6 (6), S. 793–796. DOI: 10.1111/j.1756-1051.1986.tb00482.x.

DARLINGTON, C. D.; JANAKI AMMAL, E. K. (1945): Chromosome atlas of cultivated plants. Aberdeen: Georg Allen & Unwin Ltd.

DARWIN, C. (1859): On the Origin of Species by Means of Natural Selection, Or The Preservation of Favoured Races in the Struggle for Life: J. Murray. Online verfügbar unter <http://books.google.de/books?id=jTZbAAAAQAAJ>.

DEHN, P. (2014a): Effekte salzhaltiger Aerosole auf die Morphologie und Physiologie von Wildrosen. Masterarbeit. Justus-Liebig-Universität, Gießen. Botanik, Spezielle Botanik.

DEHN, P. (2014b): Untersuchung von Guttation an Arten der Gattung *Rosa*. Praktikumsbericht. Justus-Liebig-Universität, Gießen. Botanik, Spezielle Botanik.

DICKINSON, M.; HEARD, P. J.; BARKER, J.; LEWIS, A. C.; MALLARD, D.; ALLEN, G. C. (2006): Dynamic SIMS analysis of cryo-prepared biological and geological specimens. In: *Applied Surface Science* 252 (19), S. 6793–6796. DOI: 10.1016/j.apsusc.2006.02.236.

DIMPKA, C.; WEINAND, T.; ASCH, F. (2009): Plant-rhizobacteria interactions alleviate abiotic stress conditions. In: *Plant, Cell & Environment* 32 (12), S. 1682–1694. DOI: 10.1111/j.1365-3040.2009.02028.x.

DIRR, M. A. (1976): Selection of trees for tolerance to salt injury. In: *Journal of Arboriculture*, S. 209–216.

DIRR, M. A. (1978): Tolerance of seven woody ornamentals to soil-applied sodium chloride. In: *Journal of Arboriculture* 4 (7), S. 162–165.

DODD, I. C.; CRITCHLEY, C.; WOODALL, G. S.; STEWART, G. R. (1998): Photoinhibition in differently coloured juvenile leaves of *Syzygium* species. In: *Journal of Experimental Botany* 49 (325), S. 1437–1445. DOI: 10.1093/jxb/49.325.1437.

DONNELLY, D. J.; SKELTON, F. E. (1989): Comparison of hydathode structure in micropropagated plantlets and greenhouse-grown 'Queen Elizabeth' rose plants. In: *Journal of the American Society for Horticultural Science* 114 (5), S. 841–846.

DRENNAN, P. M.; GOLDSWORTHY, D.; BUSWELL, A. (2009): Marginal and laminar hydathode-like structures in the leaves of the desiccation-tolerant angiosperm *Myrothamnus flabellifolius* Welw. In: *Flora - Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants* 204 (3), S. 210–219. DOI: 10.1016/j.flora.2008.01.013.

EICHERT, T.; BURKHARDT, J. (2001): Quantification of stomatal uptake of ionic solutes using a new model system. In: *Journal of Experimental Botany* 52 (357), S. 771–781.

- EIGNER, A.** (1993): Große Sorge um *Rosa mollis* auf der Geltinger Birk. In: *Kieler Notizen zur Pflanzenkunde in Schleswig-Holstein und Hamburg* 22, S. 30–31.
- EIGNER, A.; WISSEMAN, V.** (1999): *Rosa x mangii*, eine neue intersektionelle Hybride charakterisiert durch morphologisch und genetische Untersuchungen. In: *Hausknechtia* 7, S. 35–40.
- ESAU, K.** (1969): Pflanzenanatomie. Stuttgart: Gustav Fischer Verlag.
- ESCHRICH, W.** (1995): Funktionelle Pflanzenanatomie. Berlin, New York: Springer.
- FAHN, A.** (1974): Plant anatomy. 2nd edition. Oxford, New York, Toronto, Sydney, Paris, Frankfurt: Pergamon Press.
- FERNÁNDEZ, V.; SOTIROPOULOS, T.; BROWN, P. H.** (2013): Foliar fertilization. Scientific principles and field practices. Paris: International fertilizer industry association.
- FLETCHER, J. S.; HENDERSON, A.; BIDDULPH, G. X.; VAIDYANATHAN, S.; LOCKYER, N. P.; VICKERMAN, J. C.** (2008): Uncovering new challenges in bio-analysis with ToF-SIMS. In: *Applied Surface Science* 255 (4), S. 1264–1270. DOI: 10.1016/j.apsusc.2008.05.253.
- FÖLLER, J.; KELLNER, A.; WISSEMAN, V.** (2012): Die Schöne und das Biest – Differentielle Salztoleranz als eine mögliche Ursache evolutionären Erfolgs der sympatrischen *Rosa rugosa* Thunb. und *Rosa mollis* Sm. In: *Kieler Notizen zur Pflanzenkunde in Schleswig-Holstein und Hamburg* 38, S. 68–77.
- FRESENIUS MEDICAL CARE NORTH AMERICA** (2012): Osmolarity and osmolality.
- GARG, A. K.; KIM, J.-K.; OWENS, T. G.; RANWALA, A. P.; CHOI, Y. D.; KOCHIAN, L. V.; WU, R. J.** (2002): Trehalose accumulation in rice plants confers high tolerance levels to different abiotic stresses. In: *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 99 (25), S. 15898–15903. DOI: 10.1073/pnas.252637799.
- GENTY, B.; BRIANTAIS, J.-M.; BAKER, N. R.** (1989): The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. In: *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - General Subjects* 990 (1), S. 87–92. DOI: 10.1016/S0304-4165(89)80016-9.
- GENTY, B.; HARBINSON, J.; CAILLY, A. L.; RIZZA, F.** (1996): Fate of excitation at PS II in leaves: the non-photochemical side. Abstract no. P28. The Third BBSRC Robert Hill Symposium. University of Sheffield, Department of Molecular Biology and Biotechnology. Sheffield, UK, 1996.
- GERDES, T.** (2004): Die ökologische Charakteristik der Ostsee. Geographisches Institut Kiel. Kiel.
- GIL, R.; BOSCAIU, M.; LULL, C.; BAUTISTA, I.; LIDÓN, A.; VICENTE, O.** (2013): Are soluble carbohydrates ecologically relevant for salt tolerance in halophytes? In: *Functional Plant Biol.* DOI: 10.1071/FP12359.
- GIL, R.; LULL, C.; BOSCAIU, M.; BAUTISTA, I.; LIDÓN, A.; VICENTE, O.** (2011): Soluble carbohydrates as osmolytes in several halophytes from a mediterranean salt marsh. In: *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca* 39 (2), S. 9–17.
- GILLMAN, J. H.; ZLESKA, D. C.** (2000): Mist applications of sodium silicate to *Rose* (*Rosa* L. x 'Nearly Wild') cuttings decrease leaflet drop and increase rooting. In: *Hortscience* 35 (4), S. 773.

- GILLMAN, J. H.; ZLESKA, D. C.; SMITH, J. A.** (2003): Application of potassium silicate decrease black spot infection in *Rosa hybrida* 'Meipelta' (Fuschia Meidiland™). In: *Hortscience* 38 (6), S. 1144–1147.
- GLENN, E.; TANNER, R.; MIYAMOTO, S.; FITZSIMMONS, K.; BOYER, J.** (1998): Water use, productivity and forage quality of the halophyte *Atriplex nummularia* grown on saline waste water in a desert environment. In: *Journal of Arid Environments* 38 (1), S. 45–62. DOI: 10.1006/jare.1997.0320.
- GLICK, B. R.** (2014): Bacteria with ACC deaminase can promote plant growth and help to feed the world. In: *Microbiological research* 169 (1), S. 30–39. DOI: 10.1016/j.micres.2013.09.009.
- GOH, C.-H.; KO, S.-M.; KOH, S.; KIM, Y.-J.; BAE, H.-J.** (2012): Photosynthesis and Environments: Photoinhibition and repair mechanisms in plants. In: *J. Plant Biol.* 55 (2), S. 93–101. DOI: 10.1007/s12374-011-9195-2.
- GRATTAN, S. R.; MAAS, E. V.; OGATA, G.** (1981): Foliar uptake and injury from saline aerosol. In: *Journal of Environment Quality* 10 (3), S. 406. DOI: 10.2134/jeq1981.00472425001000030033x.
- GREAVER, T. L.; STERNBERG, L. S. L.** (2007): Fluctuating deposition of ocean water drives plant function on coastal sand dunes. In: *Global Change Biol* 13 (1), S. 216–223. DOI: 10.1111/j.1365-2486.2006.01287.x.
- GROSSWALD, M. G.** (1980): Late Weichselian ice sheet of Northern Eurasia. In: *Quaternary Research* 13 (1), S. 1–32. DOI: 10.1016/0033-5894(80)90080-0.
- GRUBER, A.** (2014): Untersuchungen zum Einfluss von ACC-Bakterien auf die Stresstoleranz von Wildrosen. Masterarbeit. Justus-Liebig-Universität, Gießen. Botanik, Spezielle Botanik.
- GUIDI, L.; LORENZINI, G.; SOLDATINI, G. F.** (1988): Phytotoxicity of sea-water aerosols on forest plants with special reference to the role of surfactants. In: *Environmental and Experimental Botany* 28 (2), S. 85–94. DOI: 10.1016/0098-8472(88)90002-0.
- HABERLANDT, G.** (1904): Physiologische Pflanzenanatomie. Leipzig: W. Engelmann.
- HAHN, D.** (2006): Neophyten der Ostfriesischen Inseln. Verbreitung, Ökologie und Vergesellschaftung. 1. Aufl. Hg. v. Nationalparkverwaltung "Niedersächsisches Wattenmeer" (Schriftenreihe Nationalpark Niedersächsisches Wattenmeer, Band 9).
- HAN, W.; XU, X. W.; LI, L.; LEI, J. Q.; LI, S. Y.** (2010): Chlorophyll a fluorescence responses of *Haloxylon ammodendron* seedlings subjected to progressive saline stress in the Tarim desert highway ecological shelterbelt. In: *Photosynthetica* 48 (4), S. 635–640. DOI: 10.1007/s11099-010-0082-8.
- HEGER, T.** (2004): Zur Vorhersagbarkeit biologischer Invasionen: Entwicklung und Anwendung eines Modells zur Analyse der Invasion gebietsfremder Pflanzen: Institut für Ökologie der TU München.
- HENKER, H.** (2003): *Rosa*. In: Hans J. Conert, Eckehart J. Jäger, Joachim W. Kadereit, Wolfram Schultze-Motel, Gerhard Wagenitz und Heinrich E. Weber (Hg.): Illustrierte Flora von Mitteleuropa, IV Teil 2c. Berlin: Parey Buchverlag.
- HILL, N.; BEVERIDGE, L.; FLYNN, A.; GARBARY, D. J.** (2010): *Rosa rugosa* as an Invader of Coastal Sand Dunes of Cape Breton Island and Mainland of Nova Scotia. In: *Canadian Field-Naturalist* 124 (2), S. 151–158.

- HU, Y.; SCHMIDHALTER, U.** (2005): Drought and salinity: A comparison of their effects on mineral nutrition of plants. In: *Z. Pflanzenernähr. Bodenk.* 168 (4), S. 541–549. DOI: 10.1002/jpln.200420516.
- IPCC - INTERGOVERNMENTAL PANEL ON CLIMATE CHANGE:** Climate Change 2014 Synthesis Report Summary for Policymakers. Fifth Assessment Report.
- ISERMANN, M.** (2007): Impact of *Rosa rugosa* on dune ecosystems at the German North Sea coast in comparison with *Hippophae rhamnoides*. In: Rynket rose (*Rosa rugosa*) i Danmark. Rapport fra workshop på Biologisk Institut, Københavns Universitet 5.-6. September 2006. Biologisk Institut, Københavns Universitet.
- ISERMANN, M.** (2008a): Classification and habitat characteristics of plant communities invaded by the non-native *Rosa rugosa* Thunb. in NW Europe. In: *Phytocoenologia* 38 (1-2), S. 133–150.
- ISERMANN, M.** (2008b): Expansion of *Rosa rugosa* and *Hippophaë rhamnoides* in coastal grey dunes: Effects at different spatial scales. In: *Flora - Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants* 203 (4), S. 273–280. DOI: 10.1016/j.flora.2007.03.009.
- ISERMANN, M.; JÜRGENS, A.; DIEKMANN, M.; KOWARIK, I.** (2012): Biologische Invasionen im Spannungsfeld zwischen regionaler Identität und Gefährdung der biologischen Vielfalt am Beispiel der Kartoffelrose (*Rosa rugosa*). Abschlußbericht für die Rudolf und Helene Glaser-Stiftung.
- JACOBSEN, S. B.** (2003): How old is planet Earth? In: *Science (New York, N.Y.)* 300 (5625), S. 1513–1514. DOI: 10.1126/science.1080682.
- JEFFERIES, R. L.; RUDMIK, T.** (1984): The responses of halophytes to salinity: an ecological perspective. In: R. C. Staples und G. H. Toenniessen (Hg.): *Salinity tolerance in plants: Strategies for crop improvement*. New York: John Wiley and Sons, S. 213–227.
- JIMENEZ, M.; GONZALEZ-RODRIGUEZ, A.; MORALES, D.; CID, M.; SOCORRO, A.; CABALLERO, M.** (1997): Evaluation of chlorophyll fluorescence as a tool for salt stress detection in roses. In: *Photosynthetica* 33 (2), S. 291–301. DOI: 10.1023/A:1022176700857.
- JOHNSON, R.; STRITCH, L.; OLWELL, P.; LAMBERT, S.; HORNING, M. E.; CRONN, R.** (2010): What are the best seed sources for ecosystem restoration on BLM and USFS lands? In: *Native Plants Journal* 11 (2), S. 117–131.
- JONES, E. A.; FLETCHER, J. S.; THOMPSON, C. E.; JACKSON, D. A.; LOCKYER, N. P.; VICKERMAN, J. C.** (2006): ToF-SIMS analysis of bio-systems: Are polyatomic primary ions the solution? In: *Applied Surface Science* 252 (19), S. 6844–6854. DOI: 10.1016/j.apsusc.2006.02.145.
- JONES, T. A.** (2013): When local isn't best. In: *Evolutionary applications* 6 (7), S. 1109–1118. DOI: 10.1111/eva.12090.
- JØRGENSEN, R. H.; KOLLMANN, J.** (2009): Invasion of coastal dunes by the alien shrub *Rosa rugosa* is associated with roads, tracks and houses. In: *Flora - Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants* 204 (4), S. 289–297. DOI: 10.1016/j.flora.2008.03.002.
- JUNG, S. J.** (2015): Salztoleranz und genetische Variabilität von *Prunus serotina* Ehrh. Masterarbeit. Justus-Liebig-Universität, Gießen. Botanik, Spezielle Botanik.

- KAGAMI, T.; SUZUKI, M.** (2005): Molecular and functional analysis of a vacuolar Na⁺/H⁺ antiporter gene of *Rosa hybrida*. In: *Genes Genet. Syst.* 80 (2), S. 121–128. DOI: 10.1266/ggs.80.121.
- KAMIJO, M.; KANAZAWA, T.; FUNAKI, M.; NISHIZAWA, M.; YAMAGISHI, T.** (2008): Effects of *Rosa rugosa* petals on intestinal bacteria. In: *Biosci. Biotechnol. Biochem.* 72 (3), S. 773–777. DOI: 10.1271/bbb.70645.
- KANT, S.; KANT, P.; RAVEH, E.; BARAK, S.** (2006): Evidence that differential gene expression between the halophyte, *Thellungiella halophila*, and *Arabidopsis thaliana* is responsible for higher levels of the compatible osmolyte proline and tight control of Na⁺ uptake in *T. halophila*. In: *Plant Cell Environ* 29 (7), S. 1220–1234. DOI: 10.1111/j.1365-3040.2006.01502.x.
- KELLNER, A.; RITZ, C. M.; WISSEMANN, V.** (2012): Hybridization with invasive *Rosa rugosa* threatens the genetic integrity of native *Rosa mollis*. In: *Bot J Linn Soc* 170, S. 472–484.
- KELLNER, A.; RITZ, C. M.; WISSEMANN, V.** (2014): Low genetic and morphological differentiation in the European species complex of *Rosa sherardii*, *R. mollis* and *R. villosa* (*Rosa* section *Caninae* subsection *Vestitae*). In: *Bot J Linn Soc* 174 (2), S. 240–256. DOI: 10.1111/boj.12124.
- KHATTAB, S. E.-D. H.** (2005): Untersuchungen zur Salztoleranz selektiver Rose-Genotypen aus Sämlingspopulationen nach NaCl-Applikation. Dissertation. Universität Hannover, Hannover. Naturwissenschaftliche Fakultät.
- KITAJIMA, M.; BUTLER, W. L.** (1975): Quenching of chlorophyll fluorescence and primary photochemistry in chloroplasts by dibromothymoquinone. In: *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Bioenergetics* 376 (1), S. 105–115. DOI: 10.1016/0005-2728(75)90209-1.
- KLOSTERMANN, J.** (2009): Das Klima im Eiszeitalter. Mit 7 Tabellen. 2., völlig neu bearb. Aufl. Stuttgart: Schweizerbart.
- KLUGHAMMER, C.; SCHREIBER, U.** (2008): Complementary PS II quantum yields calculated from simple fluorescence parameters measured by PAM fluorometry and the Saturation Pulse method. In: *PAM Application Notes* 1, S. 27–35.
- KOLLMANN, J.; BRINK-JENSEN, K.; FRANDBEN, S. I.; HANSEN, M. K.** (2011): Uprooting and burial of invasive alien plants: A new tool in coastal restoration? In: *Restoration Ecology* 19 (3), S. 371–378. DOI: 10.1111/j.1526-100X.2009.00569.x.
- KOWARIK, I.** (1995): Time lags in biological invasions with regard to the success and failure of alien species. In: Petr Pyšek, K. Prach, Marcel Rejmánek und M. Wade (Hg.): *Plant invasions. General aspects and special problems.* Amsterdam: SPB Academic Pub., S. 15–38.
- KOWARIK, I.** (2002): Biologische Invasionen in Deutschland: Zur Rolle nichteinheimischer Pflanzen. In: Ingo Kowarik und Uwe Starfinger (Hg.): *NEOBIOTA Biologische Invasionen: Herausforderung zum Handeln?* 1 Band: Institut für Ökologie der TU Berlin, S. 5–24.
- KOWARIK, I.** (2010): *Biologische Invasionen - Neophyten und Neozoen in Mitteleuropa.* 2., wesentlich erw. Aufl. Stuttgart (Hohenheim): Ulmer.
- KOWARIK, I.; SCHEPKER, H.** (1997): Risiken der Ausbreitung nichteinheimischer Pflanzenarten in Niedersachsen. Institut für Naturschutz und Landschaftspflege der Universität Hannover.

- KOYRO, H.-W.** (1999): Untersuchungen zur Anpassung der Wildrübe (*Beta vulgaris* ssp. *maritima*) an Trockenstreß oder NaCl-Salinität. Habilitation. Justus-Liebig-Universität, Gießen.
- KRAATZ, S.** (2004): Hydrographie und Wasseraustausch der Ostsee. Geographisches Institut. Kiel.
- KRALL, J. P.; EDWARDS, G. E.** (1992): Relationship between photosystem II activity and CO₂ fixation in leaves. In: *Physiol Plant* 86 (1), S. 180–187. DOI: 10.1111/j.1399-3054.1992.tb01328.x.
- KRAUSE, G. H.; WEIS, E.** (1991): Chlorophyll Fluorescence and Photosynthesis: The Basics. In: *Annu. Rev. Plant. Physiol. Plant. Mol. Biol.* 42 (1), S. 313–349. DOI: 10.1146/annurev.pp.42.060191.001525.
- LERNER, R. B.** (2001): Roadside de-icing salts and ornamental plants. In: *Landscape Horticulture* (HO-142-W).
- LERSTEN, N. R.; CURTIS, J. D.** (1982): Hydathodes in *Physocarpus* (Rosaceae: Spiraeoideae). In: *Can. J. Bot.* 60 (6), S. 850–855. DOI: 10.1139/b82-109.
- LERSTEN, N. R.; CURTIS, J. D.** (1985): Distribution and anatomy of hydathodes in Asteraceae. In: *Botanical Gazette* 146 (1), S. 106. DOI: 10.1086/337504.
- LERSTEN, N. R.; CURTIS, J. D.** (1991): Laminar hydathodes in Urticaceae: Survey of tribes and anatomical observations on *Pilea pumila* and *Urtica dioica*. In: *Pl Syst Evol* 176 (3-4), S. 179–203. DOI: 10.1007/BF00937906.
- LERSTEN, N. R.; PETERSON, W. H.** (1974): Anatomy of hydathodes and pigment disks in leaves of *Ficus diversifolia* (Moraceae). In: *Botanical Journal of the Linnean Society* 68 (2), S. 109–113. DOI: 10.1111/j.1095-8339.1974.tb01751.x.
- LEWIN, J.; REIMANN, B. E. F.** (1969): Silicon and plant growth. In: *Annu. Rev. Plant. Physiol.* 20, S. 289–304.
- LIBBERT, E.** (1993): Lehrbuch der Pflanzenphysiologie. 5. Auflage. Jena, Stuttgart: Gustav Fischer Verlag.
- LORETO, F.; DELFINE, S.** (2000): Emission of isoprene from salt-stressed *Eucalyptus globulus* leaves. In: *Plant Physiology* 123 (4), S. 1605–1610.
- MA, J. F.; YAMAJI, N.** (2006): Silicon uptake and accumulation in higher plants. In: *Trends in Plant Science* 11 (8), S. 392–397. DOI: 10.1016/j.tplants.2006.06.007.
- MARTIN, C. E.; VON WILLERT, D. J.** (2000): Leaf epidermal hydathodes and the ecophysiological consequences of foliar water uptake in species of *Crassula* from the Namib Desert in Southern Africa. In: *Plant Biol* 2 (2), S. 229–242. DOI: 10.1055/s-2000-9163.
- MAXWELL, K.; JOHNSON, G. N.** (2000): Chlorophyll fluorescence - a practical guide. In: *Journal of Experimental Botany* 51 (345), S. 659–668. DOI: 10.1093/jexbot/51.345.659.
- MAYAK, S.; TIROSH, T.; GLICK, B. R.** (2004): Plant growth-promoting bacteria confer resistance in tomato plants to salt stress. In: *Plant Physiol. Biochem.* 42 (6), S. 565–572. DOI: 10.1016/j.plaphy.2004.05.009.

- MAYLAND-QUELLHORST, E.; FÖLLER, J.; WISSEMANN, V.** (2012): Biological Flora of the British Isles: *Rosa spinosissima* L. In: *Journal of Ecology* 100 (2), S. 561–576. DOI: 10.1111/j.1365-2745.2011.01950.x.
- McMILLAN BROWSE, P.** (1979): Hardy, woody plants from seed. London: Grower Books.
- MENKIS, A.; IHRMARK, K.; STENLID, J.; VASAITIS, R.** (2014): Root-associated fungi of *Rosa rugosa* grown on the frontal dunes of the Baltic Sea Coast in Lithuania. In: *Microb. Ecol.* 67 (4), S. 769–774. DOI: 10.1007/s00248-013-0351-8.
- METCALFE, C. R.; CHALK, L.** (1979): Anatomy of the dicotyledons. 2nd ed. Oxford: Clarendon Press.
- METZNER, R.; SCHNEIDER, H. U.; BREUER, U.; SCHROEDER, W. H.** (2008): Imaging nutrient distributions in plant tissue using time-of-flight secondary ion mass spectrometry and scanning electron microscopy. In: *Plant Physiology* 147 (4), S. 1774–1787. DOI: 10.1104/pp.107.109215.
- METZNER, R.; SCHNEIDER, H. U.; BREUER, U.; THORPE, M. R.; SCHURR, U.; SCHROEDER, W. H.** (2010a): Tracing cationic nutrients from xylem into stem tissue of french bean by stable isotope tracers and cryo-secondary ion mass spectrometry. In: *Plant Physiology* 152 (2), S. 1030–1043.
- METZNER, R.; THORPE, M. R.; BREUER, U. W.; BLÜMLER, P.; SCHURR, U.; SCHNEIDER, H. U.; SCHROEDER, W. H.** (2010b): Contrasting dynamics of water and mineral nutrients in stems shown by stable isotope tracers and cryo-SIMS. In: *Plant, Cell & Environment* (33), S. 1393–1407. DOI: 10.1111/j.1365-3040.2010.02157.x.
- MORTLOCK, C.** (1952): The structure and development of the hydathodes of *Ranunculus fluitans* Lam. In: *New Phytol.* 51 (2), S. 129–138.
- MUHAMMAD, A.; AMPONSAH, W.; DENNIS, J. H.** (2010): The impact of preferential trade arrangements on EU imports from developing countries: The Case of fresh cut flowers. In: *Applied Economic Perspectives and Policy* 32 (2), S. 254–274. DOI: 10.1093/aep/PPP008.
- MUHAMMAD, A.; D’SOUZA, A.; AMPONSAH, W.** (2013): Violence, instability, and trade: Evidence from Kenya’s cut flower sector. In: *World Development* 51, S. 20–31. DOI: 10.1016/j.worlddev.2013.05.004.
- MUNNS, R.** (1993): Physiological processes limiting plant growth in saline soils: some dogmas and hypotheses. In: *Plant Cell Environ* 16 (1), S. 15–24. DOI: 10.1111/j.1365-3040.1993.tb00840.x.
- MUNNS, R.; BYRT, C. S.** (2008): Living with salt. In: *New Phytol.* (179), S. 903–905.
- MUNNS, R.; TESTER, M.** (2008): Mechanisms of salinity tolerance. In: *Annu Rev Plant Biol* 59, S. 651–681. DOI: 10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911.
- MURATA, N.; TAKAHASHI, S.; NISHIYAMA, Y.; ALLAKHVERDIEV, S. I.** (2007): Photoinhibition of photosystem II under environmental stress. In: *Biochimica et biophysica acta* 1767 (6), S. 414–421. DOI: 10.1016/j.bbabi.2006.11.019.
- NATTER, L.-S.** (2011): Neophyten auf der Nordseeinsel Spiekeroog. Lokale Ausbreitungsmuster und Invasionserfolg der Neophyten *Rosa rugosa*, *Pinus nigra* und *Prunus serotina*. Bachelorarbeit. Universität Koblenz-Landau, Koblenz.

- NEHRING, S.; KOWARIK, I.; RABITSCH, W.; ESSEL, F.** (2013): Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde Gefäßpflanzen BfN-Skripten 352 2013. Hg. v. Franz Essel. Bundesamt für Naturschutz (BfN-Skripten, 352).
- NEOCLEOUS, D.; VASILAKAKIS, M.** (2008): Effects of Boron and salinity on Red Raspberry in vitro. In: *International Journal of Fruit Science* 8 (3), S. 216–225. DOI: 10.1080/15538360802529807.
- NETOLITZKY, F.** (1932): Handbuch der Pflanzenanatomie. Band IV - Die Pflanzenhaare. 1. Absteilung 2. Teil. Berlin: Gebrüder Bontraeger.
- NISHIYAMA, Y.; ALLAKHVERDIEV, S. I.; MURATA, N.** (2006): A new paradigm for the action of reactive oxygen species in the photoinhibition of photosystem II. In: *Biochimica et biophysica acta* 1757 (7), S. 742–749. DOI: 10.1016/j.bbabi.2006.05.013.
- NIU, G.; RODRIGUEZ, D. S.** (2008): Responses of growth and ion uptake of four rose rootstocks to chloride- or sulfate-dominated salinity. In: *Journal of the American Society for Horticultural Science* 133 (6), S. 868.
- NIU, G.; RODRIGUEZ, D. S.; AGUINIGA, L.** (2008): Effect of saline water irrigation on growth and physiological responses of three rose rootstocks. In: *Hortscience* 43 (5), S. 1479–1484.
- PARIDA, A. K.; DAS, A. B.** (2005): Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. In: *Ecotoxicology and Environmental Safety* 60 (3), S. 324–349. DOI: 10.1016/j.ecoenv.2004.06.010.
- PATTERSON, C.** (1956): Age of meteorites and the earth. In: *Geochimica et Cosmochimica Acta* 10 (4), S. 230–237. DOI: 10.1016/0016-7037(56)90036-9.
- PINIOR, A.; GRUNEWALDT-STÖCKER, G.; ALTEN, H.; STRASSER, R. J.** (2005): Mycorrhizal impact on drought stress tolerance of rose plants probed by chlorophyll a fluorescence, proline content and visual scoring. In: *Mycorrhiza* 15 (8), S. 596–605. DOI: 10.1007/s00572-005-0001-1.
- PITMAN, M. G.** (1971): Uptake and transport of ions in barley seedlings 1. Estimation of chloride fluxes in cells of excised roots. In: *Australian Journal of Biological Sciences* 24 (3), S. 407–422.
- PITMAN, M. G.; LÄUCHLI, A.** (2004): Global Impact of Salinity and Agricultural Ecosystems. In: André Läuchli und Ulrich Lüttge (Hg.): *Salinity: Environment - Plants - Molecules*. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, S. 3–20.
- POPPEI, M.** (2013): Auswirkungen von Salzwasser auf die Keimung der Samen von Frischwasser-Grünlandarten der Nord- und Ostseeküste. Bachelorarbeit. Universität Potsdam, Potsdam. Vegetationsökologie und Naturschutz.
- PYSEK, P.; RICHARDSON, D. M.; JAROSIK, V.** (2006): Who cites who in the invasion zoo: insights from an analysis of the most highly cited papers in invasion ecology. In: *Preslia* 78 (4), S. 437–468.
- PYŠEK, P.; LAMBON, P. W.; ARIANOUTSOU, M.; KÜHN, I.; PINO, J.; WINTER, M.** (2009): Alien Vascular Plants of Europe. In: *Handbook of Alien Species in Europe*, Bd. 3. Dordrecht: Springer Netherlands, S. 43–61.
- RAUFUB, R.** (2008): Die Rose ist nicht namenlos. Rosenkunde in Porträts. Norderstedt: Books on Demand.

- REEZI, S.; BABALAR, M.; KALANTARI, S.** (2009): Silicon alleviates salt stress, decreases malondialdehyde content and affects petal color of salt-stressed cut rose (*Rosa x hybrida* L.) 'Hot Lady'. In: *African Journal of Biotechnology* 8 (8), S. 1502–1508.
- RICHARDSON, D. M.; PYSEK, P.; REJMÁNEK, M.; BARBOUR, M. G.; PANETTA, F. D.; WEST, C. J.** (2000): Naturalization and invasion of alien plants: concepts and definitions. In: *Divers Distrib* 6 (2), S. 93–107. DOI: 10.1046/j.1472-4642.2000.00083.x.
- RITZ, C. M.; SCHMUTHS, H.; WISSEMANN, V.** (2005): Evolution by reticulation: European dogroses originated by multiple hybridization across the genus *Rosa*. In: *The Journal of heredity* 96 (1), S. 4–14. DOI: 10.1093/jhered/esi011.
- RITZ, C. M.; WISSEMANN, V.** (2003): Male correlated non-matrocinal character inheritance in reciprocal hybrids of *Rosa* section *Caninae* (DC.) Ser. (Rosaceae). In: *Plant Systematics and Evolution* 241 (3-4), S. 213–221. DOI: 10.1007/s00606-003-0058-2.
- RITZ, C. M.; WISSEMANN, V.** (2011): Microsatellite analyses of artificial and spontaneous dogrose hybrids reveal the hybridogenic origin of *Rosa micrantha* by the contribution of unreduced gametes. In: *The Journal of heredity* 102 (2), S. 217–227. DOI: 10.1093/jhered/esq124.
- RÜCKER, A.** (2010): Populationsbiologie des Neophyten *Campylopus introflexus* (Hedw.) Brid. (Bryophyta, Dicranaceae). Bachelorthesis. Justus-Liebig-Universität, Gießen. Botanik, Spezielle Botanik.
- RUPPRECHT, H.** (1970): Rosen unter Glas. 1. Auflage. Melsungen, Basel, Wien: J. Neumann-Neudamm.
- SAGERT, S.; PORSCH, C.; SELIG, U.** (2008): Die Typologie im Kontext der Bewertungsverfahren für die deutsche Ostseeküste. In: *Rostocker Meeresbiologische Beiträge* (20), S. 7–24.
- SALAZAR-PARRA, C.; AGUIRREOLEA, J.; SÁNCHEZ-DÍAZ, M.; IRIGOYEN, J. J.; MORALES, F.** (2012): Climate change (elevated CO₂, elevated temperature and moderate drought) triggers the antioxidant enzymes' response of grapevine cv. Tempranillo, avoiding oxidative damage. In: *Physiol Plant* 144 (2), S. 99–110. DOI: 10.1111/j.1399-3054.2011.01524.x.
- SAMUELS, A. L.; GLASS, A. D. M.; EHRET, D. L.; MENZIES, J. G.** (1991): Mobility and deposition of silicon in cucumber plants. In: *Plant Cell Environ* 14 (5), S. 485–492. DOI: 10.1111/j.1365-3040.1991.tb01518.x.
- SAVVAS, D.; GIZAS, G.; KARRAS, G.; LYDAKIS-SIMANTIRIS, N.; SALAHAS, G.; PAPADIMITRIOU, M.; TSOUKA, N.** (2007): Interactions between silicon and NaCl-salinity in a soilless culture of roses in greenhouse. In: *European Journal of Horticultural Science* 72 (2), S. 73–79.
- SCHEFFER, F.; SCHACHTSCHABEL, P.; BLUME, H.-P.** (2010): Lehrbuch der Bodenkunde. 16. Auflage. Heidelberg, Berlin: Spektrum, Akad. Verl. (Spektrum Lehrbuch).
- SCHLICHTING, E.; BLUME, H.-P.; STAHR, K.** (1995): Bodenkundliches Praktikum. Eine Einführung in pedologisches Arbeiten für Ökologen, insbesondere Land- und Forstwirte, und für Geowissenschaftler. 2. neubearb. Auflage. Berlin, Oxford [etc.]: Blackwell Wissenschafts (Blackwell-Wissenschaft, 81).
- SCHNETTER, M.-L.; OPITZ, A.; SCHNETTER, R.** (2009): Estructura y función de las glándulas submarginales del mangle *Laguncularia racemosa* (Combretaceae). In: Beltrán Tejera, E. J. Afonso-Carrillo, A. García Gallo und O. Rodríguez Delgado (Hg.): Homenaje al Prof. Dr.

Wolfredo Wildpret de la Torre. La Laguna (Tenerife. Islas Canarias): Instituto de Estudios Canarios.

SCHOPFER, P.; BRENNICKE, A.; MOHR, H. (2010): Pflanzenphysiologie. 7. Aufl. München: Elsevier, Spektrum Akad. Verl.

SCHUBERT, S. (2011): Pflanzenernährung. Grundwissen Bachelor ; 55 Tabellen. 2., korr. Auflage. Stuttgart (Hohenheim): Ulmer (UTB, 2802 : Agrarwissenschaften).

SCHULTE, M.; OFFER, C.; HANSEN, U. (2003): Induction of CO₂-gas exchange and electron transport: comparison of dynamic and steady-state responses in *Fagus sylvatica* leaves. In: *Trees - Structure and function* 17 (2), S. 153–163. DOI: 10.1007/s00468-002-0219-x.

SCHULTEN, C. (2006): Aufreinigung und Charakterisierung des D1-Proteins aus dem Photosystem II höherer Pflanzen: Entwicklung eines Biosensors auf der Basis der Oberflächen-Plasmon-Resonanz-Technologie. Dissertation. Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität, Bonn.

SHAHZAD, M.; ZÖRB, C.; GEILFUS, C.-M.; MÜHLING, K. H. (2013): Apoplastic Na⁺ in *Vicia faba* leaves rises after short-term salt stress and is remedied by silicon. In: *J Agro Crop Sci* 199 (3), S. 161–170. DOI: 10.1111/jac.12003.

SICKLER, C. M.; EDWARDS, G. E.; KIIRATS, O.; GAO, Z.; LOESCHER, W. (2007): Response of mannitol-producing *Arabidopsis thaliana* to abiotic stress. In: *Functional Plant Biol.* 34 (4), S. 382. DOI: 10.1071/FP06274.

STADIE, W. C.; SUNDERMAN, F. W. (1931): The osmotic coefficient of sodium in sodium hemoglobinate and of sodium chloride in hemoglobin solution. In: *Journal of Biological Chemistry* 91, S. 227–241.

STARFINGER, U.; KOWARIK, I. (2003): *Rosa rugosa* Thunb. (Rosaceae), Kartoffel-Rose. Hg. v. Bundesamt für Naturschutz. Online verfügbar unter <http://www.neobiota.de/12626.html>.

STĘPIEŃ, P.; KŁBUS, G. (2006): Water relations and photosynthesis in *Cucumis sativus* L. leaves under salt stress. In: *Biol Plant* 50 (4), S. 610–616. DOI: 10.1007/s10535-006-0096-z.

STEWART, G. R.; LEE, J. A. (1974): The role of proline accumulation in halophytes. In: *Planta* 120 (3), S. 279–289. DOI: 10.1007/BF00390296.

STOOP, J. M. H.; WILLIAMSON, J. D.; PHARR, D. M. (1996): Mannitol metabolism in plants: a method for coping with stress. In: *Trends in Plant Science* 1 (5), S. 139–144. DOI: 10.1016/S1360-1385(96)80048-3.

SUCHROW, S.; JENSEN, K. (2010): Plant species responses to an elevational gradient in German North Sea salt marshes. In: *Wetlands* 30 (4), S. 735–746. DOI: 10.1007/s13157-010-0073-3.

SZABOLCS, I. (1994): Soils and salinization. In: M. Pessaraki (Hg.): Handbook of plant and crop stress. New York: Marcel Dekker Inc., S. 3–11.

TÄCKHOLM, G. (1922): Zytologische Studien über die Gattung *Rosa*. In: *Acta Horti Bergiani* 7, S. 97–381.

TAKAHASHI, S.; MURATA, N. (2008): How do environmental stresses accelerate photoinhibition? In: *Trends in Plant Science* 13 (4), S. 178–182. DOI: 10.1016/j.tplants.2008.01.005.

TANJI, K. K. (2004): Salinity in the soil environment. In: André Läuchli und Ulrich Lüttge (Hg.): Salinity: Environment - Plants - Molecules. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, S. 21–51.

- TASCON GMBH:** ToF-SIMS. Detaillierte Beschreibung des ToF-SIMS Prinzips. Online verfügbar unter <http://www.tascon.eu/de/analytischer-service/analysemethoden/tof-sims.php>, zuletzt geprüft am 25.06.2015.
- TILLBERG, E.** (1983): Levels of endogenous abscisic acid in achenes of *Rosa rugosa* during dormancy release and germination. In: *Physiol Plant* 58 (3), S. 243–248. DOI: 10.1111/j.1399-3054.1983.tb04176.x.
- TIMMERMANN, G.; MÜLLER, T.** (1994): Wildrosen und Weißdorne Mitteleuropas. Landschaftsgerechte Sträucher und Bäume. 2. Auflage. Stuttgart: Verlag des Städtischen Alpenvereins e.V.
- WAHOME, P. K.** (1999): Untersuchungen zur Reaktion von *Rosa spec.* auf Salzstreß *in vitro* und *in vivo*. Dissertation. Humboldt-Universität, Berlin. Landwirtschaftlich-Gärtnerische Fakultät.
- WAHOME, P. K.; JESCH, H. H.; GRITNER, I.** (2000): Effect of NaCl on the vegetative growth and flower quality of roses. In: *Journal of Applied Botany* 74 (1-2), S. 38–41.
- WAHOME, P. K.; JESCH, H. H.; GRITNER, I.** (2001a): Mechanisms of salt stress tolerance in two rose rootstocks: *Rosa chinensis* 'Major' and *R. rubiginosa*. In: *Scientia Horticulturae* 87 (3), S. 207–216. DOI: 10.1016/S0304-4238(00)00168-0.
- WAHOME, P. K.; JESCH, H. H.; PINKER, I.** (2001b): Effect of sodium chloride stress on *Rosa* plants growing *in vitro*. In: *Scientia Horticulturae* 90 (1-2), S. 187–191. DOI: 10.1016/S0304-4238(00)00231-4.
- WEBB, W. L.; NEWTON, M.; STARR, D.** (1974): Carbon dioxide exchange of *Alnus rubra*. In: *Oecologia* 17 (4), S. 281–291. DOI: 10.1007/BF00345747.
- WIKIPEDIA** (2015): Salinität. Online verfügbar unter <https://de.wikipedia.org/wiki/Salinit%C3%A4t>, zuletzt geprüft am 06.08.2015.
- WISSEMANN, V.** (2002): *Rosa spinosissima* auf der Insel Sylt. In: *Rosenjahrbuch*, S. 82–84.
- WISSEMANN, V.** (2003): Conventional taxonomy of wild roses. In: Andrew V. Roberts, Thomas Debener und Serge Gudin (Hg.): *Encyclopedia of Rose Science*. Amsterdam, Boston: Elsevier, S. 111–117.
- WISSEMANN, V.; RITZ, C. M.** (2005): The genus *Rosa* (Rosoideae, Rosaceae) revisited: molecular analysis of nrITS-1 and atpB-rbcL intergenic spacer (IGS) versus conventional taxonomy. In: *Botan J Linn Soc* 147 (3), S. 275–290. DOI: 10.1111/j.1095-8339.2005.00368.x.
- WISSEMANN, V.; RITZ, C. M.** (2007): Evolutionary patterns and processes in the genus *Rosa* (Rosaceae) and their implications for host-parasite co-evolution. In: *Plant Syst. Evol.* 266 (1-2), S. 79–89. DOI: 10.1007/s00606-007-0542-1.
- WOOD, D.** (1970): The role of marginal hydathodes in foliar water absorption. In: *Transactions of the Botanical Society of Edinburgh* 41 (1), S. 61–64. DOI: 10.1080/03746607008685202.
- WOODRILL, S. R. J.** (1985): Salinity and seed germination patterns in coastal plants. In: *Vegetatio* 61 (1-3), S. 223–229. DOI: 10.1007/BF00039828.
- WROCHNA, M.; MALECKA-PRZYBYSZ, M.; GAWRONSKA, H.** (2010): Effect of road de-icing salts with anti corrosion agents on selected plant species. In: *Acta Scientiarum Polonorum, Hortorum Cultus* 9 (4), S. 171–182.

WULFF, H. D. (1951): *Rosa kordesii*, eine neue amphidiploide Rose. In: *Der Züchter* 21 (4-5), S. 123–132. DOI: 10.1007/BF00709566.

YANG, J.-H.; ZHANG, S.-P.; LIU, J.; ZHAI, W.; WANG, R.-Q. (2009): Genetic diversity of the endangered species *Rosa rugosa* Thunb. in China and implications for conservation strategies. In: *Journal of Systematics and Evolution* 47 (6), S. 515–524. DOI: 10.1111/j.1759-6831.2009.00049.x.

ZIEGENSPECK, H. (1949): Zur Phylogenie der Hydathoden. In: *Phyton Annales rei botanicae* 1, S. 302–318.

7 Danksagung

Keine Schuld ist dringender als die, Danke zu sagen.

MARCUS TULLIUS CICERO

Lieber Volker! Für all das, was du in den letzten Jahren für mich getan hast, möchte ich hiermit danke sagen. Angefangen von der ersten Stelle in deiner Arbeitsgruppe, über die Überlassung des Doktorarbeitsthemas, endend mit der letzten Unterstützung zum Fertigstellen dieser Arbeit, hast du mir stets helfend deine Hand gereicht. Vor allem danke ich dir für deine unendliche Geduld, bis du diese Arbeit nun gedruckt in den Händen halten kannst. Hast du wirklich nie gezweifelt? Ich tat es des Öfteren.

Neben dieser beruflichen Seite bin ich dir ebenfalls sehr dankbar für die zwischenmenschliche, eher persönliche Seite, die Gespräche über die Geschichte der Biologie, andere Fachgebiete, was mir immer einen Blick über den Tellerrand ermöglichte, sowie Gespräche über Oldtimer, Bücher und das Leben an sich. Rückblickend würde ich immer wieder deiner Einladung in die Arbeitsgruppe folgen und mit dir als Chauffeur vor den Tralalter treten. Vielen Dank für alles!

Lieber Herr Koyro! Unzählige Stunden haben wir mit der Versuchsplanung und vor allem der Auswertung der Unmengen an Daten verbracht. Habe ich am Anfang nicht viel vom Fachchinesisch verstanden, haben sie mir inzwischen ein recht gutes Basiswissen in „Ökophysiologie der Pflanze“ vermittelt können. Lückenhaft wird es wohl immer bleiben. Für die Unterstützung über die Jahre sage ich ihnen hiermit danke. Des Weiteren möchte ich mich vorab für die Begutachtung der Arbeit bedanken.

Ein weiteres Dankeschön geht an dieser Stelle an Frau Schnell, die mir den Aufenthalt in der Angewandten Mikrobiologie und damit verbunden die Bearbeitung eines weiteren Teilaspektes dieser Arbeit ermöglicht hat. Ebenso danke ich ihnen für die Bereitschaft als Prüferin meiner Disputation beizuwohnen.

Endlich ist es soweit: Lieber Herr Dorresteijs, sie werden erfahren, wie es mit der Geschichte um die Salztoleranz von Wildrosen weiter geht. Seit der Disputation von Alexandra Kellner musste ich sie ein ums andere Mal trösten. Vielen Dank für die Bereitschaft ebenfalls als Prüfer meiner Disputation beizuwohnen.

Dem Institut von Herrn Felix-Henningsen, Bodenkunde und Bodenerhaltung, gilt ebenfalls mein Dank. Hier seien vor allem Elke Schneidenwind und Marianne Grünhäuser genannt, die ihren „Rosenkavalier“ in die unbekannte Welt der Bodenanalysen eingeweiht und dabei unterstützt haben.

Ein freundlicher Dank soll an dieser Stelle auch gen Norden an das Institut für Pflanzenernährung und Bodenkunde in Kiel gehen. Vielen Dank an Herrn Mühling, der mir den Aufenthalt in seiner Arbeitsgruppe ermöglichte, Stephanie thor Straten für die Analyse meiner Proben und der Unterstützung bei der nachfolgenden Auswertung und meinem Freund aus Kindertagen Christoph-Martin Geilfus. Dir sage ich hiermit gesondert danke für

die schönen Tage in Kiel und Schleswig-Holstein und die Unterstützung bei der Datenerfassung und deren Interpretation, sowie anregenden Diskussion zum Thema Salz.

Burkhard Lather danke ich für die Unterstützung im Gewächshaus und Jutta für einen sauberen Arbeitsplatz und lustige Unterhaltungen morgens um 6.30 Uhr, wenn alle anderen noch schliefen oder griesgrämig waren.

Jeden Tag an die Arbeit gehen und Spaß dabei haben ist nur möglich, wenn die Atmosphäre am Arbeitsplatz stimmt. Damit bin ich bei meiner Arbeitsgruppe angelangt und möchte mich an dieser Stelle bei meinen Kolleginnen und Kollegen in alphabetischer Reihenfolge und ohne Wertung bedanken, die mich während der Jahre in der AG begleitet haben: Stefan Balser, Philipp Dehn, Reiner Dern, Ghalia Esklual, Stefanie Eschenbrenner, Bettina Fischer, Helene Frisch, Birgit Gemeinholzer, Andreas Gruber, Dietmar Haffer, Angelika Hofmann, Stephanie Holzhauer, Stefanie Jung, Alexandra Kellner, Helene Krufczik, Elke Magel, Eike Mayland-Quellhorst, Annalena Mehl, Christina Müller, Sabine Mutz, Andreas Opitz, Andreas Reh, Christiane Ritz, Jutta Reiker, Sebastian Stille, Hildegard Wack, Thomas Wagner. So viele...ich hoffe, mir ist niemand durch die Lappen gegangen. Falls doch, geschah dies nicht mit Absicht.

Ihr alle habt dazu beigetragen, dass meine Pflanzen gut versorgt waren, ich bei meinen Arbeiten unterstützt wurde, meine Versuchsanlage und sonstige Apparaturen in Schuss gehalten wurden, Transporte unfallfrei abliefen, Spiel, Spaß und Spannung im Büro herrschten, ich während den Mittagspausen abschalten konnte und wir einige schöne Feiern, Ausflüge und Kinoabende verbringen konnten.

Ich gehe arbeiten, um zu leben, und mein Leben kann nur gut mit Freunden und Familie funktionieren, die mir einen Ausgleich zum Alltag garantieren. Hiermit sei meiner Familie, allen Freunden und Vereinskollegen gedankt, die mir diesen Ausgleich während der Doktorarbeit durch andere Aufgaben und Arbeiten, vor allem aber schöne Stunden des Beisammenseins und der gemeinsamen Erholung ermöglichten.

Meiner Familie habe ich am meisten zu verdanken. Ihr habt mich die letzten Jahr immer mal wieder entnervt, grummelig und missmutig ertragen müssen. Es war sicher nicht immer einfach für alle, diese Doktorarbeit hat von uns allen viel Geduld erfordert. Vielmals danke, dass ihr diese bis zum Schluss aufgebracht habt und mir in vielen Lebenslagen den Rücken frei gehalten habt.

Liebe Gabi, lieber Holger! Ihr seid im Laufe der Doktorarbeit meine Schwiegereltern geworden. Die Heirat hat aber nur eine offizielle, ordentliche Bezeichnung hervorgebracht, geändert hat sich nichts. Ihr seid und wart mir immer wie ein weiteres Elternpaar, was bei all meinen Besuchen im Osten und Gegenbesuchen im Westen keinen Unterschied zwischen ihrem eigenen Kind und mir machte. Mit euch habe ich im Osten und in Urlauben ruhige Stunden verbracht, gemeinsam sind wir durch Höhen aber auch schwere Tiefen gegangen. Vielen Dank für alles!

Lieber Mama, lieber Papa! Lieber Martin! Die eigene Familie ist die eigene Familie. Ihr habt mich all die Jahre immer unterstützt, mir in jeder Lebenslage beigestanden und seid mit mir ebenfalls durch Höhen und Tiefen gegangen. Ihr habt mir aus diesen Tiefen herausgeholfen und mir viel Arbeit im Hintergrund abgenommen, ohne dass ich immer Bescheid wusste. Ich habe euch zu verdanken, dass ich bin, wer ich heute bin. Ihr habt mich immer wieder aufgebaut, wenn ich alles hinwerfen wollte. Ich danke euch von ganzem Herzen für die vielseitige Unterstützung, ohne die es im Leben nicht geht. Danke!

Liebe Kirstin! Wo soll ich anfangen, wo soll ich aufhören? Mit der Doktorarbeit begann auch unser gemeinsames Leben in der gemeinsamen Wohnung. Seitdem bist du morgens das Erste und abends das Letzte, das ich wahrnehme. Du bist immer um mich, für mich da, teilst mit mir Sorgen, Nöte, Gedanken aber auch alles Gute im Leben. Du hast immer an mich geglaubt und mich immer wieder aufgerichtet. Vielen Dank für alles, alles!

*Nähme ich Flügel der Morgenröte und flöge ans äußerste Meer,
so würde auch dort deine Hand mich führen und deine Rechte mich halten.*

Psalm 139:9-10

8 Versicherung

Ich erkläre: Ich habe die vorgelegte Dissertation selbständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der „Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis“ niedergelegt sind, eingehalten.

Ort, Datum

Unterschrift