

**Untersuchungen zur Salztoleranz selektierter Rosen-Genotypen
aus Sämlingspopulationen nach NaCl-Applikation**

**Von der Naturwissenschaftlichen Fakultät
der Universität Hannover
zur Erlangung des Grades eines**

**Doktors der Gartenbauwissenschaften
- Dr. rer. hort. -**

genehmigte Dissertation

Von

**Master of Science Salah El-Din Hassan Khattab
Geboren am 04.10.1968 in Ismailia -Ägypten**

2005

Referent	PD Dr. Wolf-Dieter Ibenthal
Korreferent	Prof. Dr. Wolfgang Spethmann
Tag der Promotion	15. Juni 2005

Zusammenfassung (1)

Rosen zählen zu den bedeutendsten Zierpflanzen der Welt. Sie gelangen als Schnittrosen, Topfpflanzen bzw. zur Garten- und Landschaftsgestaltung in den Handel. *Rosa*-Arten kommen in der Natur auf lehmigen Böden vor und können salzhaltige Standorte bzw. die Bewässerung mit salzhaltigem Wasser auf längere Sicht nicht überstehen. Deshalb fordern kommerzielle Rosenanbauer seit geraumer Zeit Genotypen, die sich als salztolerante Unterlagen eignen.

Die vorliegende Arbeit bestand in der Charakterisierung der Salztoleranz aus Sämlingspopulationen selektierter Genotypen, die nach freier Abblüte verwandtschaftlich divergierender Rosenarten- und -hybriden gewonnen wurden. Nach der Aufteilung der geernteten Samen der jeweiligen Mutterpflanzen in vier gleiche Teilmengen sollte zunächst die relative Salztoleranz der untersuchten Populationen durch Applikation unterschiedlicher NaCl-Konzentrationen (0, 100, 150 und 200 mmol NaCl l⁻¹) bestimmt werden.

Es wurden 61 Rosenarten und Sorten vom Institut für Zierpflanzenzüchtung unter Salzstress (NaCl) geprüft.

Für die Selektion auf Toleranz gegen Salzstress wurden in der vorliegenden Arbeit zunächst Keimungs- und Wachstumsverhalten ausgewählter Arten getestet, nachdem sie mit Substraten bzw. Gießwasser unterschiedlicher NaCl-Gehalte behandelt worden waren. Bei der Keimung wurde die Keimungsrate durch alle NaCl-Behandlungen reduziert.

Nach der Selektion wurden in den Jahren 2000 und 2001 gesunde kräftige Sämlinge von jeder Spezies weiter verwendet, die bei den unterschiedlichen NaCl-Behandlungen überlebt hatten. Hierzu zählten 26 Genotypen von Aussaat 2000 und 27 von Aussaat 2001. Die Behandlung der Sämlinge mit NaCl entsprach den Bedingungen, unter denen die Samen vorher gekeimt waren: 0, 100, 150 und 200 mmol NaCl l⁻¹ bis zu 31 Wochen im Gewächshaus. Die Überlebensraten der Sämlinge waren nach 31 Wochen 25,3 % bei 100 mmol NaCl l⁻¹, 22,1 % bei 150 mmol NaCl l⁻¹ und 0,0 % bei 200 mmol NaCl l⁻¹ (Aussaat 2000). Die Überlebensrate der Sämlinge bei der Aussaat 2001 war nach 31 Wochen 17,1 % bei 100 mmol NaCl l⁻¹, 0,0 % bei 150 mmol NaCl l⁻¹ und 0,0 % bei 200 mmol NaCl l⁻¹. Ausgelesene, den Salzstress überlebende Sämlinge waren danach zur weiteren Charakterisierung *in vitro* zu verklonen und erneut einem Salzstress sowohl unter *in vitro*-Bedingungen als auch im Gewächshaus auszusetzen. Nach dem Ende der Selektionsphase der Sämlinge wurden die überlebenden Individuen von 13 Rosengentypen mit der höchsten durchschnittlichen Salztoleranz ausgesucht. Dann wurden die beiden Rosen-Arten *R. canina* und *R. multiflora* und auch die Sorten 'I. Bergmann' und 'Elveshörn' in der Untersuchungen aufgenommen. Die vier letzteren Arten sollten als unselektierte Kontrollen in den weiteren Versuchen mitgeführt werden. Zur

Zusammenfassung (2)

Vermehrung *in vitro* und in Abhängigkeit vom Genotyp wurden zwei verschiedene Medien verwendet. MS-Medium ergänzt mit 2,0 mg BAP l⁻¹ + 0,1 mg GA₃ l⁻¹ + 0,04 mg NES l⁻¹ + 30 g Saccharose l⁻¹ und mit 7,0 Agar l⁻¹ war am besten für die Vermehrung von *Rosa virginiana*, *R. rubiginosa* und *R. cv. 'Perle d'Or'* geeignet. Ein weiteres MS-modifiziertes-Medium mit 1,0 BAP l⁻¹ + 0,1 mg GA₃ l⁻¹ + 0,04 mg NES l⁻¹ + 100 mg Fe EDDHA l⁻¹ + 7,0 g Agar l⁻¹ war am besten für die Vermehrung von *Rosa rugosa*, *R. rugosa`Alba`*, *R. regeliana* und *R. rugosa x R. rugosa`Alba`* geeignet. Die Selektion der Rosen-Klone unter Salzstress (0, 50, 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹) wurde *in vitro* auf einem optimierten Bewurzelungsmedium durchgeführt.

Die *in vitro*-Sprossen zeigten nach 2 Wochen Behandlungsdauer die ersten Blattschädigungen. Die Blattsalzschäden traten bei den *in vitro*-Sprossen früher auf als unter *ex vitro*-Bedingungen. Die Zugabe von NaCl führte zur Reduzierung der Sprosslängen und des Frischgewichts aller Klone *in vitro*. Die Konzentrationen 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ reduzierten die Anzahl der Wurzeln und die Wurzellänge bei den Genotypen *R. rubiginosa*, 'I. Bergmann' und 'Elveshörn'. Im Gegensatz dazu zeigten die Genotypen *R. rugosa`Alba`*, *R. regeliana* und *R. cv. 'Perle d'Or'* bei der Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ bei der Bewurzelung kaum Salzschäden. In den *in vitro* Untersuchungen zeigten die Klone eine unterschiedliche Verträglichkeit in Bezug auf die Salzbelastung. Die Toleranzgrenze wurde in *in vitro* Versuchen bei den Genotypen *R. rugosa`Alba`*, *R. regeliana* und *R. cv. 'Perle d'Or'* bei einer Behandlung von 100 bis 150 mmol NaCl l⁻¹ ermittelt. In den *in vitro*-Untersuchungen bei allen Genotypen war der Chloridgehalt in den Sprossen höher als der Natriumgehalt. Bei der Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ *in vitro* war der Kaliumgehalt in den Sprossen bei allen Genotypen gering. Es gab zwischen den Klonen in den *in vitro*-Versuchen eine sehr große Variation bis zum Erreichen der Letalitätsgrenze. Im Gewächshaus erfolgte die NaCl-Behandlung zur Untersuchung der Salztoleranz in den Stufen 0, 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹. Die Genotypen *R. cv. 'Perle d'Or'*, *R. rugosa x R. rugosa`Alba`*, *R. regeliana*, *R. rugosa`Alba`* und *R. virginiana* zeigten die höchste Überlebensrate bei 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung nach 4 Wochen. Die Zugabe von NaCl führte zur Reduzierung der Trockenmasse von Blättern, Stängeln und Wurzeln aller Klone nach 4 Wochen NaCl-Stress. Die Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ führte zur Reduzierung der Trieb- und Wurzellänge bei *R. regeliana* und *R. rugosa x R. rugosa`Alba`* nach 12 Wochen NaCl Stress. Die Genotypen *R. cv. 'Perle d'Or'* und *R. rugosa* zeigten die höchste Verträglichkeit für Salzstress nach 30 Wochen. Sie zeigten die größten Triebhöhen, neue Austriebe und maximale Wurzellängen in *ex vitro* nach 30 Wochen mit 100 mmol NaCl l⁻¹.

Zusammenfassung (3)

In allen Untersuchungen war der Chloridgehalt in den Pflanzenteilen höher als der Natriumgehalt. Es gab zwischen den Klonen in den eigenen Versuchen große Unterschiede. Die Zunahme der NaCl- Konzentration im Gießwasser führte zu einem erhöhten Chloridgehalt in den Blättern, Stängeln und Wurzeln bei allen Rosen-Genotypen nach 4 Wochen. Die NaCl- Behandlung besonders bei 150 mmol NaCl l⁻¹ reduzierte den Kaliumgehalt in allen Pflanzenteilen Blättern, Stängeln und Wurzeln aller Rosen Klone nach 4 Wochen im Gewächshaus. Auch bewirkte der NaCl Stress nach 4 Wochen Phosphat- und Sulfatgehalt-Mangel in den Blättern, Stängeln und Wurzeln aller Rosenklone im Gewächshaus.

Die Konzentrationen 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ führten zu höchstem Chlorid- und Natriumgehalt in allen Pflanzenteilen bei *R. regeliana* und *R. rugosa* x *R. rugosa* `Alba` nach 12 Wochen. Der Chlorid- und Natriumgehalt in den geschädigten Blättern bei allen 4 Rosen-Genotypen (*R. cv.* 'Perle d'Or', *R. rugosa*, *R. rugosa* `Alba` und *R. virginiana*) war deutlich höher als in den gesunden Blättern nach 30 Wochen NaCl-Stress. *R. cv.* 'Perle d'Or' akkumulierte einen niedrigeren Chlorid- und Natriumgehalt in den gesunden Blättern als andere Genotypen nach 30 Wochen NaCl-Stress. Dagegen war der Kaliumgehalt in den gesunden Blättern und Stängeln bei der Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ höher als in den geschädigten Blättern und Stängeln. *R. cv.* `Perle d'Or` akkumulierte einen höheren Chlorid- und Natriumgehalt in den Wurzeln als andere Genotypen nach 30 Wochen NaCl-Stress.

Als Ergebnis der Untersuchungen lässt sich zusammenfassend feststellen, dass bei den Genotypen *R. regeliana*, *R. rugosa*, *R. rugosa* `Alba`, *R. virginiana* und *R. cv.* 'Perle d'Or' die höchste Salztoleranz gefunden wurde. Das bedeutet, diese Rosen-Arten sind für den weiteren Anbau bzw. zur Züchtung unbedingt zu empfehlen.

Schlagworte: Salztoleranz, Selektion, Akkumulation

Summary (1)

Roses are one of the most common ornamental plants of the world. They are sold as cut flowers, potted plants or as horticultural plants. In nature *Rosa*- species are found on loamy soil, they are not able to tolerate salty places or the watering with saltwater on the long term. From that reason commercial rose cultivators call for genotypes that are acceptable for salt tolerant rootstocks. The aim of the present work was the characterisation of salt tolerance from rose seedlings of chosen genotypes that were won after end free of flowering from divergent related *Rosa*- species and -hybrids. The seeds of the mother plants were divided into in four equal parts and the tolerance for salt of the different populations were proved by application of different concentrations of NaCl with 0, 100, 150 and 200 mmol l⁻¹. At the Institute of Ornamental Plant Breeding, Ahrensburg, Germany, 61 genotypes of roses were proven under salt stress (NaCl).

Germination and growing of chosen *Rosa*-species were tested for tolerance against salt stress, after they were grown on salty substrate or watered with saltwater of different NaCl- concentrations. The grade of germination was minimized in all different species by the NaCl- treatment. For selection vital seedlings from each species were chosen in the years 2000 and 2001 that have been survived the different NaCl- treatments. Those were 26 *Rosa*- species seeds from 2000 and 27 genotypes from 2001. The NaCl- treatment of the seedlings was the same as the prior germinating in the greenhouse, i.e. 0, 100, 150, 200 mmol l⁻¹ for a 31 weeks time. The rate of survival for the year 2000 seedlings after 31 weeks was 25.3 % at 100mmol l⁻¹, 22.1% at 150mmol l⁻¹ and 0 % at 200 mmol l⁻¹. The rate of survival for the year 2001 seedlings after 31 weeks was 17.1 % at 100 mmol l⁻¹, 0,0 % at 150 mmol l⁻¹ and 0,0 % at 200 mmol l⁻¹.

The seedlings, that survived the NaCl- treatment, were chosen for *in vitro* cloning to characterize the plants and they were treated again with salt stress, both in *in vitro* conditions and in the greenhouse. At the end of (the phase of) selection, the survived individuals from 13 different genotypes with the highest tolerance for salt stress were chosen. Four other genotypes were added to the study as an unselected control in the further trials, these were *Rosa canina*, *R. multiflora* and the *R. cv. 'I. Bergmann'* and *R. cv. 'Elveshörn'*. For the *in vitro* propagation two different media were used:

- the MS- media with addition of 2,0 mg BAP l⁻¹ + 0,1 mg GA₃ l⁻¹ + 0,04 mg NAA l⁻¹ + 30 g Saccharine l⁻¹ and with 7,0 Agar l⁻¹ for the propagation of *R. virginiana*, *R. rubiginosa* and *R. cv. 'Perle d'Or'*.

Summary (2)

- another MS- modified media with 1,0 BAP l⁻¹ + 0,1 mg GA₃ l⁻¹ + 0,04 mg NAA l⁻¹ +100 mg Fe EDDHA l⁻¹ + 7,0 g Agar l⁻¹ for the propagation of *R. rugosa*, *R. rugosa* `Alba`, *R. regeliana* and *R. rugosa* x *R. rugosa* `Alba`

The selection of the clones *in vitro* was done by using optimized rooting Media; the treatment was with 0, 50, 100 and 150 mmol l⁻¹ NaCl. The *in vitro* sprouts showed the first injured leaves after 2 weeks treatment, the damage was shown earlier than in *ex vitro* conditions.

Addition of NaCl led to reducing length of sprouts and the fresh weight of the *in vitro* clones.

A concentration of 100 and 150 mmol l⁻¹ reduced the amount of roots and the length of roots from the genotypes *R. rubiginosa*, *R. cv.* `I. Bergmann` and *R. cv.* `Elveshörn`.

With a treatment of 150mmol l⁻¹ NaCl the genotypes *R. rugosa* `Alba`, *R. regeliana* and *R. cv.* `Perle d'Or` nearly showed any damage at the roots.

The clones showed a different vitality with a look at the tolerance for NaCl in the *in vitro* trials.

The limit for vitality was achieved with 100 to 150 mmol l⁻¹ NaCl for the genotypes *R. rugosa* `Alba`, *R. regeliana* and *R. cv.* `Perle d'Or`.

There was a great variation between the clones in the *in vitro* trials until the limit of lethality. Salt tolerance was studied in a greenhouse trial with a treatment of 0, 100 und 150 mmol l⁻¹ NaCl. The genotypes *R. cv.* `Perle d'Or`, *R. rugosa* x *R. rugosa* `Alba`, *R. regeliana*, *R. rugosa* `Alba` and *R. virginiana* showed the highest rate of survival at 4 weeks of 100 and 150 mmol l⁻¹ NaCl treatment.

After 4 weeks treatment the dry masses of leaves, stems and roots at all clones were reduced.

The 12 weeks treatment with 150 mmol l⁻¹ NaCl led to a reduced length of sprouts and roots at *R. regeliana* and *R. rugosa* x *R. rugosa* `Alba`. The genotypes *R. cv.* `Perle d'Or` und *R. rugosa* showed the highest tolerance for NaCl after 30 weeks treatment with 100 mmol l⁻¹. *Ex vitro* they showed the longest sprouts, new sprouts and maximal root length of all genotypes. In all trials the content of chloride in all parts of the plants was higher than the content of sodium. An increasing concentration of NaCl in the added water led to a higher content of chloride in all parts of the plant in all genotypes.

The treatment with NaCl led to a reduced content of potassium in the leaves, stems and roots of all rose-clones after 4 weeks in the greenhouse, and the plants in the greenhouse showed a clear shortness of phosphate and sulphate.

After 12 weeks of treatment with 100 and 150 mmol l⁻¹ NaCl *R. regeliana* and *R. rugosa* x *R. rugosa* `Alba` showed the highest content of chloride and sodium in all parts of the plant.

Summary (3)

The content of chloride and sodium in the injured leaves of all 4 genotypes (*R. cv. `Perle d'Or`*, *R. rugosa*, *R. rugosa `Alba`* and *R. virginiana*) was much higher than in the healthy leaves after a 30 weeks treatment.

The amount of potassium in the healthy leaves and stems by treatment with 100 mmol l⁻¹ NaCl was higher than in the ill leaves and stems.

R. cv. `Perle d'Or` accumulated a higher amount of chloride and sodium in the roots than any other genotypes after 30 weeks of NaCl treatment. And it accumulated a lower amount of chloride and sodium in the healthy leaves and stems.

As a final result of this work it is found, that the genotypes *Rosa regaliana*, *R. rugosa*, *R. rugosa `Alba`*, *R. virginiana* and *R. cv. Perle d'Or* have the highest tolerance to NaCl. So these genotypes are highly recommended for further breeding and propagation in Egypt.

Keywords: Salt tolerance, selection, accumulation

Abkürzungsverzeichnis

ABS	Abscisinsäure
Abb.	Abbildung
Beh.	Behandlung
BAP	6-Benzylaminopurin
EC	Elektrische Leitfähigkeit
EDTA	Ethylendiamintetraacetic acid
Fe- EDDHA	Ferric Ethylenediamine (DI- 2-hydroxyphenyl acetate)
GA ₃	Gibberellinsäure 3
ha.	Hektar (10000 m ²)
IES	Indol-3-Essigsäure
IBS	Indol-3-Buttersäure
ICKI	Glycin-abhängiger- Proteinkinase-Inhibitor
ICP-OES	Induktiv gekoppelte Plasma- Atom- Emissionsspektrometrie
L	Liter
LSD	Least significant difference
mmhos	cm ⁻¹ Leitfähigkeit
mS cm ⁻¹	Leitfähigkeit = Salzgehalt
mM	mmol l ⁻¹
MS	Medium Murashige und Skoog (1962)
Mio.	Million
NES	α-Naphthylessigsäure
rF	Relative Feuchte
ppm	Parts per Million
Upm	Umdrehungen pro Minute

Inhaltsverzeichnis (i)

1. Einleitung	1
1.1. Bedeutung und Anbauformen von Rosen.....	1
1.1.1. Systematik der Wildrosenarten	1
1.1.2. Weltweite Verwendung von <i>Rosa spec.</i>	1
1.1.3. Salzempfindlichkeit von Rosen	3
1.2. Problemstellung: Rosenanbau in Ägypten.....	4
1.2.1. Geografische und klimatische Besonderheiten des Landes	4
1.2.1.1. Wassermangel.....	4
1.2.1.2. Versalzung von Grundwasser und Böden.....	4
1.2.2. Wirtschaftliche Bedeutung der Rosenproduktion	5
1.2.2.1. Verwendungszwecke für Rosen in Ägypten.....	5
1.2.2.2. Ausweitung der Anbauflächen für Rosen	6
1.2.2.3. Bedarf an salztoleranten Rosen.....	6
1.3. Zielsetzung.....	7
2. Literaturübersicht: Salzstress bei Pflanzen	8
2.1. Begriffsbestimmungen.....	8
2.2. Glycophyten und Halophyten	8
2.3. Ursachen und Wirkung von Salzstress	9
2.3.1. Allgemeine Schadsymptome (Effekte von Salzstress auf Wachstum und Entwicklung).....	9
2.3.1.1. Wachstumsschäden.....	9
2.3.1.2. Blattschädigungen.....	10
2.3.1.3. Effekte von Salzstress (NaCl) auf die Samenkeimung	12
2.3.2. Physiologische Reaktionen	13
2.3.2.1. Salzverteilung in der Pflanze	14
2.3.2.2. Spezifische Wirkungen von Chlorid- und Natriumionen	16
2.3.2.3. Photosynthese und Transpiration.....	20
2.4. Effekte von Salzstress auf die Reaktion von Pflanzen <i>in vitro</i>	20
2.5. Mechanismen der Salztoleranz in Pflanzen.....	21
2.5.1. Stressvermeidung und Stresstoleranz.....	22
2.5.2. Osmotische Anpassung	22
2.5.3. Isolierung und Entfernung toxischer Ionen.....	22
2.5.4. Selektive Aufnahme von K^+ -Ionen	23
2.5.5. Wirkungen von klimatischen Faktoren auf die Salzresistenz	23
2.6. Artunterschiede gegenüber Salzstress, Selektion und „Screening“-Methoden	24
3. Material und Methoden	26
3.1. Zeitliche und methodische Gliederung.....	26
3.2. Screening von Rosa-Populationen im Gewächshaus.....	28
3.2.1. Samenkeimung auf Substraten mit steigenden NaCl-Konzentrationen.....	28
3.2.1.1. Stratifizierung der Samen	28
3.2.1.2. Aussaat der Samen.....	29
3.2.2. Selektion von Sämlingen unter Salzstress	30
3.3. <i>In vitro</i> -Experimente.....	34
3.3.1. Verklonung.....	34
3.3.1.1. Pflanzenmaterial	34
3.3.1.2. Sterilisation	35
3.3.1.3. Nährmedien.....	35
3.3.1.4. Kulturbedingungen	36
3.3.1.5. <i>In vitro</i> -Bewurzelung.....	36
3.3.1.6. Überführung in Erdkultur	36
3.3.2. <i>In vitro</i> -Testung der Klone auf Salzstress.....	37
3.4. <i>Ex vitro</i> -Testung der Rosenklone auf Salzstress unter Gewächshausbedingungen	37

Inhaltsverzeichnis (ii)

3.4.1. Vier-Wochen-Stress	37
3.4.2. 12-Wochen-Stress	38
3.4.3. 30-Wochen-Stress	38
3.5. Bestimmung von Kationen und Anionen	39
3.5.1. Übersicht	39
3.5.2. Probenvorbereitung	41
3.5.2.1. Gewächshauspflanzen.....	41
3.5.2.2. <i>In vitro</i> -Material.....	42
3.5.3. Analytik.....	42
3.5.3.1. Ionenchromatographie	42
3.5.3.2. Induktiv gekoppelte Plasma-Atom-Emissionsspektrometrie „ICP-OES“	43
3.6. Statistische Auswertung der Daten.....	43
4. Ergebnisse.....	44
4.1. Auswirkungen von Salzstress auf Samen und Sämlinge ausgewählter Rosa- Populationen im Gewächshaus	44
4.1.1. Keimungsraten der Genotypen.....	44
4.1.2. Selektion von salztoleranten Sämlingen unter Salzstress	48
4.1.2.1. Überlebensraten der Sämlinge unter Salzstress	48
4.2. <i>In vitro</i> -Experimente.....	54
4.2.1. Untersuchungen zur <i>in vitro</i> -Reaktion von Rosen-Genotypen unter Salzstress ...	54
4.2.1.1. Optimierung der Vermehrungsverfahren.....	54
4.2.1.2. Bewurzelungsraten <i>in vitro</i>	54
4.2.1.3. Überführung in Erdkultur	56
4.2.2. <i>In vitro</i> -Testung der Rosen-Klone unter Salzstress	57
4.2.2.1. Einfluss von NaCl auf die Blattschädigung <i>in vitro</i>	57
4.2.2.2. Einfluss von NaCl auf das Frischgewicht der Sprosse	58
4.2.2.3. Einfluss von NaCl auf die Anzahl der Wurzeln.....	59
4.2.2.4. Einfluss von NaCl auf die maximale Wurzellänge.....	60
4.2.2.5. Einfluss von NaCl auf die Bewurzelungsrate <i>in vitro</i>	61
4.2.2.6. Einfluss von NaCl auf die Sprosslänge.....	63
4.3. Analyse von Anionen (Chlorid, Phosphat, Sulfat) und Kationen (Kalium, Natrium) in den Sprossen von Rosen-Klonen unter Salzstress <i>in vitro</i>	65
4.3.1. Bestimmung des Chloridgehalts in den Sprossen	65
4.3.2. Bestimmung des Phosphatgehalts in den Sprossen.....	66
4.3.3. Bestimmung des Sulfatgehalts in den Sprossen.....	66
4.3.4. Bestimmung des Natriumgehalts in den Sprossen.....	68
4.3.5. Bestimmung des Kaliumgehalts in den Sprossen	68
4.4. <i>Ex vitro</i> -Testung der Rosen-Klone auf Salzstress unter Gewächshausbedingungen	72
4.4.1. Charakterisierung der auf Salztoleranz selektierten Rosen-Klone nach vier Wochen NaCl-Stress	72
4.4.1.1. Blattschädigungen.....	72
4.4.1.2. Überlebensraten der Pflanzen	74
4.4.1.3. Trockenmassebestimmungen von Blättern, Stängeln und Wurzeln	75
4.4.2. Charakterisierung der auf Salztoleranz selektierten Rosen-Klone nach 12 Wochen NaCl-Stress	78
4.4.2.1. Blattschädigungen.....	78
4.4.2.2. Trockenmassen	78
4.4.2.3. Weitere Wachstumsparameter	80
4.4.3. Entwicklung von Blättern, Stängeln und Wurzeln der auf Salztoleranz selektierten Rosen-Klone nach 30 Wochen NaCl-Stress	81
4.4.3.1. Blattschädigungen.....	81
4.4.3.2. Trockenmassen	82

Inhaltsverzeichnis (iii)

4.4.3.3.	Weitere Wachstumsparameter	83
4.5.	Analyse von Anionen und Kationen in den Pflanzenorganen von Rosen-Klonen unter Salzstress im Gewächshausversuch.....	86
4.5.1.	Bestimmung der Cl ⁻ - und Na ⁺ -Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach vier Wochen Salzstress	86
4.5.1.1.	Chloridgehalte.....	86
4.5.1.2.	Natriumgehalte.....	89
4.5.2.	Bestimmung der Cl ⁻ - und Na ⁺ -Gehalte in Blättern, Stängel und Wurzeln nach 12 Wochen Salzstress.....	92
4.5.2.1.	Chloridgehalte.....	92
4.5.2.2.	Natriumgehalte.....	93
4.5.3.	Bestimmung der Cl ⁻ - und Na ⁺ -Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach 30 Wochen Salzstress.....	94
4.5.3.1.	Bestimmung der Cl ⁻ - und Na ⁺ -Gehalte in den Organen ungeschädigter Pflanzen..	95
4.5.3.2.	Bestimmung der Cl ⁻ - und Na ⁺ -Gehalte in geschädigten Pflanzen	96
4.5.3.3.	Bestimmung der Cl ⁻ - und Na ⁺ -Gehalte in den Wurzelsystemen nach 30 Wochen .	98
4.6.	Analyse von Anionen (Sulfat, Phosphat) und Kationen (Kalium) in den Sprossen von Rosen-Klonen unter Salzstress im Gewächshausversuch.....	100
4.6.1.	Bestimmung der K ⁺ , PO ₄ ³⁻ und SO ₄ ²⁻ -Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach 4 Wochen Salzstress	100
4.6.1.1.	Kaliumgehalte	100
4.6.1.2.	Phosphatgehalte	100
4.6.1.3.	Sulfatgehalte	101
4.6.2.	Bestimmung der K ⁺ -, PO ₄ ³⁻ - und SO ₄ ²⁻ -Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach 12 Wochen Salzstress	105
4.6.2.1.	Kaliumgehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln	105
4.6.2.2.	Phosphatgehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln.....	105
4.6.2.3.	Sulfatgehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln.....	106
4.6.3.	Bestimmung der K ⁺ -, PO ₄ ³⁻ - und SO ₄ ²⁻ -Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach 30 Wochen Salzstress	106
4.6.3.1.	Kaliumgehalte.....	107
4.6.3.2.	Phosphatgehalte	109
4.6.3.3.	Sulfatgehalte	110
5.	Diskussion	113
5.1.	Keimungsraten von Rosengenotypen unter Salzstress	113
5.1.1.	Stratifikation bei Rosen.....	113
5.2.	In vitro-Experimente.....	114
5.2.1.	Charakterisierung der Salztoleranz selektierter Rosengenotypen.....	114
5.2.2.	Chlorid- und Natriumakkumulation in den Sprossen	115
5.3.	Ex vitro-Versuche	116
5.3.1.	Die vegetative Leistung als Merkmal für Salzstress	116
5.3.2.	Chloridverteilung in den Pflanzenorganen	117
5.3.3.	Natriumverteilung in den Pflanzenorganen	120
5.4.	Fazit: Die salztoleranten Genotypen „S_PO_16“ und „S_RU_06“	122
5.4.1.	Selektionsverfahren.....	122
5.4.2.	Merkmale der Salztoleranz	122
5.4.3.	Ausblick	123
6.	Literaturverzeichnis	124
7.	Anhang	146

1. Einleitung

1.1. Bedeutung und Anbauformen von Rosen

1.1.1. Systematik der Wildrosenarten

Wildrosenarten finden sich fast überall auf der Nordhalbkugel – von der Arktis bis hinunter nach Nordafrika, dem Jemen, Südindien, Thailand und Mexiko. Man gliedert die Arten der Gattung *Rosa* nach Untergattungen, Sektionen bzw. Untersektionen, in denen sich zusätzlich bestimmte Arten gruppieren lassen. WISSEMANN (2003) unterscheidet 4 Untergattungen: *HULTHEMIA* (*R. persica*), *HESPERHODOS* (*R. minutifolia*, *R. stellata*), *PLATYRHODON* (*R. roxburghii*) und *ROSA*.

Letztere bildet, wie in Tabelle 1 angegeben, zehn Sektionen.

Folgende Unterlagen werden vornehmlich für Gartenrosen benutzt *R. corymbifera* 'Laxa', *R. multiflora*, *R. canina* 'Pollmer', *R. canina* 'Schmid's 'Ideal', *R. canina* 'Inermis', *R. canina* 'Brög's Stachellose', *R. canina* 'Pfänder', *R. canina* 'Superbe', *R. canina* 'Heinsohn's Record' und *R. rubiginosa* (DE VRIES, 2003 und CHAANIN, 2004).

1.1.2. Weltweite Verwendung von *Rosa spec.*

Rosen zählen zu den bedeutendsten Zierpflanzen der Welt. Sie gelangen als Schnittrosen, Topfpflanzen bzw. zur Garten- und Landschaftsgestaltung in den Handel (LORENZO et al., 2000).

Tabelle 2 gibt eine Übersicht über die beträchtlichen internationalen Produktionsflächen für Schnittrosen der Jahre 2000 bis 2003 (nach PERTWEE, 2003).

Im Jahre 2002 importierten die USA mit einem Wert von 229,705 Mio. US\$ weltweit die meisten Rosen, gefolgt von den Niederlanden mit 220,973 Mio. US\$. Unter den anderen europäischen Ländern importierten Deutschland Rosen für 207,341 Mio. US\$, Frankreich für 98,244 Mio. US\$, Großbritannien für 74,659 Mio. US\$ und die Schweiz für 66,758 Mio. US\$ (PERTWEE, 2003).

1995 belief sich in der Europäischen Union der Export von Schnittblumen auf rund 1.960.869.000 ECU, davon entfielen auf Rosen ca. 377.005.000 ECU, entsprechend 19,2 % (PROTRADE, 1996).

Tabelle 1: Übersicht über die Klassifizierung von Wildrosen (nach WISSEMAN, 2003)

Sektion	Untersektionen	Arten
<i>Pimpinellifoliae</i>	<i>Pimpinellifoliae</i> , <i>Luteae</i> Crep, <i>Sericeae</i> Crep	<i>R. ecae</i> , <i>R. foetida</i> , <i>R. hemisphaerica</i> , <i>R. hugonis</i> , <i>R. koreana</i> , <i>R. myriacantha</i> , <i>R. omeiensis</i> , <i>R. primula</i> , <i>R. sericea</i> , <i>R. spinosissima</i> , <i>R. xanthina</i>
<i>Rosa</i> (= <i>Gallicanae</i>)	-	<i>R. gallica</i> , <i>R. alba</i> , <i>R. centifolia</i> , <i>R. damascena</i> , <i>R. francofurtana</i> , <i>R. polliniana</i>
<i>Caninae</i>	<i>Trachyphyllae</i>	<i>R. jundzillii</i> , <i>R. gallica</i>
	<i>Rubrifoliae</i>	<i>R. galuca</i> , <i>R. rubrifolia</i>
	<i>Vestitae</i>	<i>R. mollis</i> , <i>R. pseudoscabriuscula</i> , <i>R. sherardii</i> , <i>R. tomentosa</i> , <i>R. villosa</i>
	<i>Rubigineae</i>	<i>R. agrestis</i> , <i>R. inodora</i> , <i>R. micrantha</i> , <i>R. rubiginosa</i> , <i>R. abietina</i>
	<i>Tomentellae</i>	<i>R. tomentella</i> , <i>R. abietina</i>
	<i>Caninae</i>	<i>R. caesia</i> , <i>R. canina</i> , <i>R. corymbifera</i> , <i>R. dumalis</i> , <i>R. montana</i> , <i>R. stylosa</i> , <i>R. subcanina</i> , <i>R. subcollina</i>
<i>Carolinae</i>	-	<i>R. carolina</i> , <i>R. foliolosa</i> , <i>R. nitida</i> , <i>R. palustris</i> , <i>R. virginiana</i>
<i>Cinnamomeae</i>	-	<i>R. acicularis</i> , <i>R. amblyotis</i> , <i>R. arkansana</i> , <i>R. banksiopsis</i> , <i>R. beggeriana</i> , <i>R. bella</i> , <i>R. blanda</i> , <i>R. davurica</i> , <i>R. californica</i> , <i>R. corymbulosa</i> , <i>R. davidii</i> , <i>R. fedtschenkoana</i> , <i>R. forrestiana</i> , <i>R. gymnocarpa</i> , <i>R. laxa</i> , <i>R. majalis</i> , <i>R. marretii</i> , <i>R. moyesii</i> , <i>R. multibracteata</i> , <i>R. nanothamnus</i> , <i>R. nutkana</i> , <i>R. pendulina</i> , <i>R. pisocarpa</i> , <i>R. prattii</i> , <i>R. rugosa</i> , <i>R. sertata</i> , <i>R. setipoda</i> , <i>R. suffulta</i> , <i>R. sweginzowii</i> , <i>R. webbiana</i> , <i>R. willmottiae</i> , <i>R. woodsii</i>
<i>Synstylae</i>	-	<i>R. abyssinica</i> , <i>R. anemoniflora</i> , <i>R. arvensis</i> , <i>R. brunonii</i> , <i>R. filipes</i> , <i>R. helenae</i> , <i>R. henryi</i> , <i>R. longicuspis</i> , <i>R. sinowilsonii</i> , <i>R. luciae</i> , <i>R. maximowicziana</i> , <i>R. moschata</i> , <i>R. phoenicia</i> , <i>R. multiflora</i> , <i>R. rubus</i> , <i>R. sempervirens</i> , <i>R. setigera</i> , <i>R. soulieana</i> , <i>R. wichuriana</i>
<i>Indicae</i>	-	<i>R. odorata</i> , <i>R. gigantea</i> , <i>R. chinensis</i>
<i>Banksianae</i>	-	<i>R. banksiae</i> , <i>R. cymosa</i>
<i>Laevigatae</i>	-	<i>R. laevigata</i>
<i>Bracteatae</i>	-	<i>R. bracteata</i> , <i>R. clinophylla</i>

Tabelle 2: Weltweite Hauptanbauflächen für die Schnittrosenkultur (PERTWEE, 2003)

Land	Jahr	Fläche (ha)
Ägypten	2000	92
Kolumbien	2000	1400
	2003	1600
Dänemark	2000	46
Ecuador	2003	2012
Frankreich	2000	440
Deutschland	2000	281
Griechenland	2000	90
Indien	2000	120
Israel	2000	210
	2002	170
Italien	2000	1247
Kenia	2002	1380
Niederlande	2000	921
	2002	880
Uganda	2002	180
USA	2000	267
	2002	229
Zambia	2002	120
Zimbabwe	2002	600

1.1.3. Salzeempfindlichkeit von Rosen

Rosa-Arten kommen in der Natur auf lehmigen Böden vor und können salzhaltige Standorte bzw. die Bewässerung mit salzhaltigem Wasser auf längere Sicht nicht überstehen. Deshalb fordern kommerzielle Rosenanbauer für aride Gebiete, wie z.B. Ägypten, seit geraumer Zeit Genotypen, die sich als salztolerante Unterlagen eignen.

Der erfolgreiche Anbau von Zierrosen hängt von vielen Faktoren, wie Licht, Temperatur, Feuchtigkeit, dem Nährstoffangebot sowie dem Salzgehalt des Bodens ab (LORENZO et al., 2000). Schnittrosen können in Regionen mit milden Wintern und günstigen Lichtverhältnissen – wie in Ägypten – günstig produziert werden. Andererseits erweisen sich gerade dort die Salzgehalte im Boden und bei der Bewässerung als Manko.

Viele Untersuchungen belegen den schädigenden Einfluss von Salz auf den Ertrag und die Qualität der Blüten (McCALL et al., 1961; ISHIDA et al., 1979 I; SING, 1982 und FERNANDEZ FALCON et al., 1986). *Rosa*-Genotypen reagieren empfindlich auf Salz (FEIGIN et al., 1988), wobei bereits relativ geringe Salzkonzentrationen im Wurzelbereich zu erheblichen Ernteaufschlägen führen können. Bei der Bewässerung von *Rosa*-Arten fand man, dass *Rosa multiflora*- und *R. hybrida*-Arten nicht überlebten, wenn das Wasser mehr als 20 mmol NaCl l⁻¹ enthielt (CABALLERO und REIMANN-PHILIPP, 1989). *Rosa canina* dient häufig als Unterlage zur Landschaftbegrünung, ist andererseits aber sehr empfindlich

gegen versalzene Böden. So führte die Bewässerung mit Wasser, das mehr als 2000 ppm NaCl (entsprechend 34 mmol l^{-1}) enthielt, zum Absterben der Pflanzen (ZAGHLOUL, 1988). Entsprechend schädliche Salzkonzentrationen werden in der Literatur auch für andere Rosenarten beschrieben: So sind mehr als $25 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ tödlich bei *R. rugosa* und *R. virginiana* (ROSIE, 2001), mehr als $30 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ bei *R. canina* (ZAGHLOUL, 1988), *R. cv. 'Lambada'* (LORENZO et al., 2000), *R. manetti* (CABRERA, 2001) und *R. cv. 'Kardinal'*, mehr als 40 mmol l^{-1} NaCl bei *R. chinensis 'Major'*, *R. rubiginosa* (WAHOME et al., 2000), sowie mehr als 40 mmol l^{-1} Cl^- bei *R. cv. 'Mercedes'* und *R. indica 'Major'* (FEIGIN et al., 1988).

1.2. Problemstellung: Rosenanbau in Ägypten

1.2.1. Geografische und klimatische Besonderheiten des Landes

1.2.1.1. Wassermangel

Das Territorium Ägyptens umfasst ca. 1,1 Millionen km^2 , davon bestehen ungefähr 90-95 % der Fläche des Landes aus Wüste oder Halbwüste und sind daher landwirtschaftlich schlecht nutzbar. Die Niederschläge in den letzten 20 Jahren sind dramatisch zurückgegangen mit entsprechend nachteiligen Folgen für die Landwirtschaft. Besonders in den siebziger Jahren gab es verheerende Trockenperioden in den sonst niederschlagreichsten Monaten Juni, Juli und August.

Günstige landwirtschaftliche Anbauverhältnisse herrschen im Nildelta und den Flusstälern, in denen heutzutage auch die wichtigsten Rosenanbaugebiete liegen. Deren Anbauflächen belaufen sich z. Zt. auf ca. 92 ha. (Ägyptisches Bundesministerium, 2000).

1.2.1.2. Versalzung von Grundwasser und Böden

Neben dem Wassermangel erschweren versalzene Böden und stark salzhaltiges Grundwasser mit elektrischen Leitfähigkeiten (EC) von $10\text{-}20 \text{ mS cm}^{-1}$ die landwirtschaftliche Produktion in Ägypten. Man findet diese Verhältnisse vorrangig in küstennahen Gebieten, die an das Mittelmeer angrenzen, wie Alexandrien, Port Said, Al-Arish, Marsa Matruh und Al-Sallum. Auch am Roten Meer existieren salzhaltige Böden; z.B. bei Sharm Al-Shaykh, Al-Ghurdagah, Ras Gharib und Ismailia. Die heißeste Saison von Ende Juni bis Mitte Oktober zeichnet sich durch hohe Luftfeuchtigkeit (60-80%), den Hauptteil der jährlichen Niederschläge und Temperaturen zwischen 22°C und 40°C aus. Die trockene Saison dauert von Ende Januar bis Ende August. Das Gießwasser kann bis zu 8.000-10.000 ppm (entsprechend 136 bis

170 mmol NaCl l⁻¹) Salz enthalten, wobei der Salzgehalt durch hochkonzentrierte mineralische Nährstoffe weiter angehoben wird.

Das Problem der Versalzung landwirtschaftlicher Flächen beschränkt sich nicht auf Ägypten. Bodensalinität existierte schon, bevor es Menschen und Landwirtschaft gab. Das Problem verschlimmerte sich aber mit den Praktiken der Landwirtschaft, z.B. der Düngung und der Bewässerung. Bodensalinität ist eine der stärksten Schädigungen bzw. Belastungen für die Landwirtschaft. Die geschätzte Gesamtfläche salzbelasteter Böden weltweit liegt zwischen 150 10⁶ ha (DE DATTA, 1981), 950 10⁶ ha (FLOWERS et al., 1986) bzw. eine Milliarde ha (ZHU, 2001). Der Grund für diese Diskrepanz liegt in der Art der Schätzung. Bodenkartendaten sind häufig unpräzise, und sowohl quantitative als auch qualitative Definitionen von Versalzung variieren unter Umständen grundsätzlich, da sich mit dem Begriff „Versalzung“ oder „Salzbelastung“ die unterschiedlichsten Salzgemische zusammenfassen lassen, die im Boden vorhanden sein können (FLOWERS und YEO 1995). Obendrein werden landwirtschaftlich genutzte und landwirtschaftlich nutzbare Flächen nicht immer getrennt ausgewiesen. Und es wird nur selten zwischen natürlichen und sekundären Ursachen für Versalzung unterschieden. So sind z.B. die meisten salzbelasteten Böden Südostasiens Küstenregionen, und nur ca. 50% der salzbelasteten Flächen sind mit Pflanzen kultiviert (NEUE et al., 1990). Generelle Ursachen für Versalzung sind das Eindringen von Seewasser in Flussläufe und Deltas oder Verdunstung von Oberflächenwasser, das reich an anorganischen Salzen ist. Im Allgemeinen beobachtet man Bodensalinität hauptsächlich in ariden und semiariden Klimagebieten, in denen die Verdunstung größer ist als die Niederschlagsmenge. Das heißt, die Versalzungen treten auch unter natürlichen Bedingungen ein: durch Umwelteinfluss, z.B. hoch anstehendes Grundwasser oder bei intensiver Bewässerung ohne ausreichende Drainage (ARTMEYER und ALT, 1996; MARSCHNER, 1995).

1.2.2. Wirtschaftliche Bedeutung der Rosenproduktion

1.2.2.1. Verwendungszwecke für Rosen in Ägypten

In Nordafrika, so auch in Ägypten, finden sich Rosen unter den wichtigsten Zierpflanzenarten. Für die Republik Ägypten bildet die landwirtschaftliche Produktion eine wesentliche Existenzgrundlage. Landwirtschaft und Gartenbau erwirtschafteten einen Anteil von 70 % des Nationaleinkommens. So hat in Ägypten in den letzten Jahren der Anbau von Schnittblumen, insbesondere von Rosen, Gladiolen und Nelken, für den internationalen Markt einen großen Aufschwung genommen. Sie werden meistens auf dem Luftweg zu den großen

Handelszentren in den Niederlanden und in andere europäische und arabische Länder exportiert.

Rosen werden in Ägypten außerdem zur Produktion von Rosenöl kultiviert. Die Hagebutten der Rosen werden seinen hohen Anteil an Vitaminen geschätzt. Darunter befinden sich Vitamin C: (0,01-1,0 %), Vitamin A (0,05-1,0 %), Riboflavin, Nicotinsäure und β -Carotin.

Schließlich werden Rosen extensiv zur Landschaftsbegrünung verwendet. *Rosa canina* dient häufig als Unterlage. Sie gedeiht gut aufgrund ihrer Toleranz gegen Trockenheit und Krankheiten, ist andererseits wie schon erwähnt, stark salzempfindlich und z.Zt. nicht in küstennahen Gebieten einsetzbar. Dort besteht daher ein dringender Bedarf an besser geeigneten salztoleranten Unterlagen und Sorten.

1.2.2.2. Ausweitung der Anbauflächen für Rosen

Speziell in Ägypten wird die Wasserversorgung durch den Assuan-Staudamm reguliert. Dieses Wasserreservoir gewährleistet eine ganzjährige Bewässerung der Anbauflächen. und es könnten, wie die Regierung Ägyptens plant, weitere Flächen für den Anbau von Schnittrosen erschlossen werden. Hierfür kommen in erster Linie die ansonsten klimatisch begünstigten küstennahen Regionen des Landes in Betracht. Dort hat man aber mit den bekannten Versalzungsfolgen nach künstlicher Bewässerung zu kämpfen. Das beim Neuanbau von Rosen verwendete Wasser bzw. das salzhaltige Grundwasser verdunstet ohne zu versickern und lässt besonders in heißen Monaten eine Salzsicht auf dem Boden zurück. Mittelfristig verwandelt sich fruchtbarer Ackerboden in einen Salzsumpf.

1.2.2.3. Bedarf an salztoleranten Rosen

An einer intensiveren Rosenproduktion, besonders für den Schnittblumenexport, besteht in Ägypten großes wirtschaftliches Interesse. Wegen der Salzempfindlichkeit der Zierrosen lässt sich das Ziel nur realisieren, wenn angepasste, salztolerante Rosengenotypen zur Verfügung stehen. Des Weiteren besteht ein hoher Bedarf an weniger salzempfindlichen Rosen für die Landschaftsbegrünung.

1.3. Zielsetzung

Das Ziel der vorliegenden Arbeit bestand in der Charakterisierung der Salztoleranz in Sämlingspopulationen selektierter Genotypen, die nach freier Abblüte verschiedener Rosenarten und –hybriden gewonnen wurden. Dabei musste in Kauf genommen werden, dass nur der mütterliche Elter bekannt war. Ferner musste mit Selbstbestäubung und der apomiktischen Entstehung der Samen gerechnet werden.

Nach Portionierung der geernteten Samen der jeweiligen Mutterpflanzen in vier gleiche Teilmengen sollte zunächst die relative Salztoleranz der untersuchten Populationen durch Kultur in unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen (0, 100, 150 und 200 mmol NaCl l⁻¹) bestimmt werden. Als wesentliches Merkmal diente dabei der prozentuale Anteil überlebender Sämlinge nach Beendigung des Salzstresses.

Ausgelesene, den Salzstress überlebende Sämlinge waren danach zur weiteren Charakterisierung *in vitro* zu verklonen und erneut einem Salzstress sowohl unter *in vitro* Bedingungen als auch im Gewächshaus auszusetzen.

Eine Voraussetzung zur Durchführung dieser Arbeiten war die Erprobung geeigneter NaCl-Behandlungsmethoden, die entweder als Anstau- oder Durchflussverfahren erfolgen sollten. Ferner waren *in vitro* Kulturmethode anzuwenden, die eine Aussage über die Vergleichbarkeit von *in vitro* erzielten Befunden mit denen der Gewächshauskultur erlauben.

Nach der *in vitro*-Kultur auf NaCl-haltigen Nährböden waren die Anzahl und Länge der gebildeten Wurzeln sowie das Frisch- und Trockengewicht zu bestimmen. An den Pflanzen der parallel durchzuführenden Gewächshauskultur sollten die durch den Salzstress verursachten Schadsymptome dokumentiert und Parameter wie Frisch –und Trockengewicht sowie die Länge der Sprosse ermittelt werden.

Untersuchungen zur Ionenverteilung in Blättern, Sprossachsen und Wurzeln sollten Hinweise auf mögliche Indikatoren von Salztoleranz liefern. Zu bestimmen waren die Na⁺- und Cl⁻-Konzentrationen, teilweise auch die von K⁺-, SO₄²⁻- sowie PO₄³⁻. Bei den aus der *in vitro*-Kultur stammenden Pflanzen konnte wegen der geringen zur Verfügung stehenden Trockensubstanzmenge keine Unterteilung in Spross- und Wurzelfraktion erfolgen.

Aus der abschließenden Bewertung der Versuchsergebnisse waren Schlüsse zu ziehen, ob nach NaCl-Applikation salztolerante Formen aus Sämlingspopulationen ausgelesen werden können und dieses Verfahren in der Züchtung einsetzbar ist.

2. Literaturübersicht: Salzstress bei Pflanzen

2.1. Begriffsbestimmungen

Die Eigenschaft „Salztoleranz“ bei Pflanzen wird in der Literatur nicht einheitlich verwendet. Daher werden in der vorliegende Arbeit rund um diesen Begriff folgende Definitionen getroffen:

Salz umfasst eigentlich eine Vielzahl anorganischer und organischer osmotisch wirksamer Substanzen. Betrachtet man vorwiegend Mineralsalze im Boden, steht man einer Mischung von Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Fe^{2+} , Cl^- , SO_4^{2-} , $(\text{NO}_3)^-$, PO_4^{3-} und CO_3^{2-} Ionen gegenüber (STARK, 1991).

In dieser Arbeit wurde ausschließlich mit *NaCl* als Stressfaktor gearbeitet. Deshalb ist der Begriff *Salzstress* im Folgenden mit *NaCl-Stress* gleichzusetzen.

Toleranz bezeichnet zunächst nur die Eigenschaft, Lebensfunktionen einem Stressfaktor zum Trotz aufrechtzuerhalten und den Stress zu überdauern (DINGKUHN, 1985). Diese Definition kann - auf Salinität angewendet - allerdings in einem krassen Gegensatz zu einer agronomischen Definition von Toleranz stehen, welche Salztoleranz üblicherweise als höchstmöglichen Ertrag unter ungünstigen Bedingungen definiert. Für diese Arbeit wurde der Grad der *Salztoleranz* anhand der größten negativen Abweichung vom Verhalten unter Kontrollbedingungen beurteilt. Das heißt, je weiter ein Genotyp vom physiologischen Verhalten unter Kontrollbedingungen abwich und je größer der Unterschied des beurteilten Parameters ausfiel, desto weniger salztolerant wurde der Genotyp eingestuft (ASCH, 1992).

2.2. Glycophyten und Halophyten

Unter den Pflanzenarten finden sich höchst unterschiedliche Reaktionen auf die Einwirkung von höheren Salzgehalten. So gibt es extrem salzempfindliche Vertreter (*Glycophyten*), zu denen die meisten der landwirtschaft- und gartenbaulich bedeutenden Kulturpflanzen gehören. Bereits geringe Salzkonzentrationen ($20\text{-}50 \text{ mmol l}^{-1} \text{ NaCl}$) können das Wachstum dieser Gruppe beeinträchtigen (HOPKINS, 1995; MARSCHNER, 1995). Andererseits existieren Pflanzenarten, die auf Salz für eine optimale Entwicklung angewiesen sind (*Halophyten*). Letztere gedeihen noch bei NaCl -Konzentrationen von $50\text{-}400 \text{ mmol l}^{-1}$. Zu den Halophyten zählen beispielsweise: *Atriplex mollis*, *Limonium pectinatum*, *Tamarix canariensis* und *Mesembryanthemum* specs.

2.3. Ursachen und Wirkung von Salzstress

23 % der Kulturlflächen der Erde werden durch Versalzung ("soil salinity") in ihrer Produktivität eingeschränkt, weitere 37 % der Flächen leiden unter erhöhten Natriumgehalten ("soil sodicity"). Die National Academy of Sciences der USA werten die Versalzung von Böden und Wasser als Hauptfaktor für eine zukünftige biologische Katastrophe (FRANCOIS und MAAS, 1994).

Im Gegensatz zu vielen anderen abiotischen Stressen, wie z.B. Kälte oder Trockenheit, dauert *Salzstress* meist länger an und wirkt durch Akkumulation von Ionen in toxischer Dosis im Boden.

2.3.1. Allgemeine Schadsymptome (Effekte von Salzstress auf Wachstum und Entwicklung)

2.3.1.1. Wachstumsschäden

Das Wachstum von Pflanzen unter Salzstress ist fast immer reduziert im Vergleich zu einer nicht salzbehandelten Kontrolle. Dabei hängt die Höhe der Wachstumsreduktion von der Intensität und Dauer des Stresses, der Nährstoffversorgung, der betroffenen Lebensphase klimatischen Bedingungen und der generellen Salzresistenz der jeweiligen Genotypen ab (ASLAM et al., 1993; BERNSTEIN et al., 1993; CHOW et al., 1990; FLOWERS und YEO 1981 und LUTTS et al., 1996).

Von den Wachstumsreduktionen ist der gesamte Organismus betroffen. Bei *Rosa chinensis* und *Rosa rubiginosa* war das Wachstum des Sprosses unter Salzstress (30 mmol l⁻¹ NaCl) stärker als die anderen Organe reduziert (WAHOME et al., 2001). Bei Reis unter Salzstress (80 mmol l⁻¹ NaCl) war der gesamte oberirdische Spross im Wachstum reduziert (YAMANOUCHI et al., 1987). Bei Weizen und Gerste dagegen war das Wachstum des Sprosses unter Salzstress (65 mmol l⁻¹ NaCl) stärker als das des Wurzelsystems (KUIPER und SCHUIT, 1987). Bei *Sorghum* werden das Blattlängenwachstum und die Blattflächenentwicklung durch Salzstress beeinträchtigt. Die Blätter bleiben kürzer und haben eine kleinere Fläche (YEO et al., 1991; BERNSTEIN et al., 1993).

Bei fast allen Arten bewirkt Salzstress eine Akkumulation von Abscisinsäure, welche durch Induktion von ICKI (Glycin- abhängiger -Proteinkinase -Inhibitor) eine Hemmung der Zellteilung bewirkt (AMTMANN und SANDERS, 1999). Außerdem reduziert Salzstress die Konzentrationen von wuchsfördernden Phytohormonen, wie Auxin, Cytokinin, Gibberellinen bzw. Brassinoliden, wodurch es zur Hemmung der Zellstreckung kommt (LIU und ZHU 1998).

2.3.1.2. Blattschädigungen

Unter NaCl-Stress werden häufig Chlorosen und Nekrosen der Blattränder beobachtet. Blattanalysen deuten darauf hin, dass hauptsächlich Cl^- -Ionen für die Schäden verantwortlich sind (MARSCHNER, 1995).

Etlliche Untersuchungen zu einer Salzschädigung speziell bei Rosen sind publiziert worden.

Bei BERNSTEIN (1964) führte Bewässerung mit chloridhaltigem Wasser der Leitfähigkeit 5 mmhos cm^{-1} u.a. bei der Rosensorte `Grenoble` nach zwei Wochen zu Verbrennungen der Blattspitzen bzw. -ränder. In den Blättern akkumulierte NaCl bis zu 1,0 % des Trockengewichtes.

YARON et al. (1961) beobachteten, dass `Baccara`-Rosen auf der Unterlage *R. chinensis* `Major` bei Verwendung von salzhaltigem Wasser unter Zusatz von Nitrat keine Verbrennungen aufwiesen. Nach 18 Tagen hellte sich jedoch die Blattfarbe auf. Einer Leitfähigkeit von $7,6 \text{ mmhos cm}^{-1}$ führte nach vier Wochen zu einem ersten Blattverlust; nach sechs Wochen waren alle Blätter abgefallen.

BERNSTEIN et al. (1972) fanden bei der Rosensorte `Grenoble` nach NaCl und CaCl_2 -Einwirkung eine starke Akkumulation von Na^+ - und Cl^- -Ionen in den Blättern, die zu anfänglichen Verbrennungssymptome an Spitzen, später zu großflächigen Blattschäden und absterbenden Stängeln führten.

HUGHES et al., (1978) beobachteten bei *R. hybrida* eine Woche nach der Einwirkung hoher Salz- bzw. HCO_3^- -Dosen Welkeerscheinungen Chlorosen, Missbildungen und verzögertes Wachstum. Nekrosen s.o. traten nach drei Wochen auf. Nach MCCALL et al. (1969) verursachten bei der Sorte `Better Times` im Gewächshaus hohe NaCl-Gaben merkbare Ertragsverluste als Folge von Salzschäden, ohne dass die Pflanzen einen Nährstoffmangel zeigten. Dabei überlebten nur wenige Pflanzen eine NaCl-Konzentration von $150 \text{ mmhos } 10^{-5}$.

ISHIDA et al. (1979 III) konnten dagegen keine Salzschäden bei der Rosensorte `Sunlight` sowohl als Stecklinge auf eigenen Wurzeln als auch auf der Unterlage *R. multiflora* nach der Einwirkung von 0, 100 bzw. 250 ppm Cl^- in Form von Meerwasser nachweisen. Schadsymptome entwickelten sich bei den Stecklingen erst über 500 ppm Cl^- in Sand oder Erds substrat bzw. auf der Unterlage erst ab 1000 ppm Cl^- in Erds substrat. Ab 3000 ppm Cl^- traten beträchtliche Schäden auf. Generell waren Chlorosen an den Blattadern, Verbrennungen an den Blattspitzen und Absterbeerscheinungen zunächst an den älteren Blättern zu entdecken. Pflanzen auf Sand bzw. auf Unterlagen waren stärker gefährdet als

solche, die auf Erds substrat bzw. eigener Wurzel kultiviert worden waren. Im Übrigen konnten die Schäden mit den Na^+ - und Cl^- - Gehalten junger und alter Blätter korreliert werden.

WEBER und REIMANN-PHILIPP (1989) bewässerten *R. multiflora*-Sämlinge mit Nährlösung, die 10 mmol l^{-1} NaCl oder NaHCO_3 enthält. Typische NaCl -Schadsymptome traten zunächst an den unteren, älteren Blättern auf. Nekrosen breiteten sich von den Spitzen über den gesamten Rand der Blätter aus, die schließlich abfielen. Der Vorgang wiederholte sich dann auch bei den jüngeren, höheren Blättern.

Ähnliche Beobachtungen machten CABALLERO und REIMANN-PHILIPP (1989) bei Sämlingen der Rosenunterlagen *R. multiflora* und *R. hybrida* nach der Behandlung mit 20 mmol l^{-1} NaCl oder NaHCO_3 -Lösungen. Dabei führte NaCl zu den stärkeren Wachstumsbeeinträchtigungen und Blattnekrosen an älteren Blättern, während NaHCO_3 eher allgemeine Chloroseerscheinungen, vermutlich bedingt durch Eisen- und Mikroelementmangel, verursachte.

WAHOME et al. (2000) fanden, dass bei zwei Rosenunterlagen *R. chinensis* 'Major' und *R. rubiginosa* die Empfindlichkeit gegenüber NaCl hauptsächlich durch das Ausmaß an Blattschädigungen bestimmt wurde. Bei beiden Genotypen traten die Nekrosen zwei Monate nach der Behandlung auf, allerdings wurde *R. chinensis* 'Major' vergleichsweise stärker geschädigt. Die Nekrosen begannen zuerst bei den unteren Blättern, und zwar an den Blattspitzen, um dann sich in Richtung der Petiolen auszubreiten. Die Blattschäden verstärkten sich mit zunehmenden NaCl -Konzentrationen (10 bis 40 mmol l^{-1}) im Gießwasser und mit der Dauer der Behandlung.

LORENZO et al., (2000) untersuchten den Einfluss von $30 \text{ mmol Na}^+ \text{ l}^{-1}$ auf *R. hybrida* 'Lambada'. 10 bis 12 Tage behielten die Pflanzen ihr normales Aussehen ohne Auftreten von Chlorosen oder gelben Flecken auf den Blättern.

CABRERA (2001) sowie CABRERA und PERDOMO (2003) stellten dagegen bei der Sorte 'Bridal Pink' auf *R. mantii*-Unterlagen nach Salzstress von $30 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ die typischen Verbrennungen und Nekrosen der Blattränder fest, die schließlich zur Schädigung der gesamten Fläche und vorzeitigem Blattfall führten. ZAGHLOUL (1988) machte ähnliche Beobachtungen bei *Rosa hybrida* cv. 'Baccara' auf *R. canina*-Unterlagen nach Salzstress von 2000 ppm NaCl .

Angaben zur Salzempfindlichkeit anderer gartenbaulich genutzter Spezies über ihre genotypenspezifischen Unterschiede, finden sich u.a. bei ZHU und MEINZER (1999; *Atriplex lentiformis*), MAAS (1986; *Rosa spec.*, *Jasminum grandiflorum*, *Nerium oleander*), RISSE und SCHENK (1990; *Rhododendron simsii*), MÜLLER et al. (2002; *Acer*

pseudoplatanus, *Aesculus hippocastanum*), TOZLU et al., (2000; *Poncirus trifoliata*), GEBAUER et al., 2001; *Tamarindus indica*), BAAS et al., (1995; *Dianthus caryophyllus* ; *Gerbera jamesonii*), APOSTOL et al., (2002; *Pinus banksiana*), SCHMUTZ und LÜDDERS (1999; *Mangifera indica*), MÜHLING und LÄUCHLI (2002; *Zea mays*), LIN WU et al. (2001; *Jasminum polyanthum*), ALARCON et al. (1999; *Limonium latifolium*) und INADA et al., (2005; *Aneurolepidium chinense*).

FRANCOIS (1982) beispielsweise berichtet über die Reaktion von Ziergehölzen nach NaCl- und CaCl₂-Behandlung. Als besonders robust – ohne größere Blattschädigungen – erwiesen sich *Pinus pinea* L., *Pyrus kawakamii* `Hayyata`, *Liquidambar styraciflua* L., *Prunus cerasifera* und *Magnolia grandiflora* L. ROSIE (2001) führte Beregnungsversuche mit hohen Salzkonzentrationen (1500 mg NaCl l⁻¹) bei *Rosa canina*, *R. multiflora*, *R. virginiana*, sowie bei *Pistacia chinensis*, *Liquidambar styraciflua*, *Jasminum polyanthum*, *Nandina domestica*, *Clytostoma callistegioidem*, *Nerium oleander* und *Ceanothus thrysifrus* durch. Dabei zeigten sich Rosen mit mehr als 50 % geschädigten Blättern und nur 25 bis 35 % der normalen Wachstumsleistung als besonders salzempfindlich.

2.3.1.3. Effekte von Salzstress (NaCl) auf die Samenkeimung

Zur Charakterisierung salztoleranter Genotypen wurden bereits Keimungsversuche auf der Basis von unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen verwendet (ROBINSON und JONES 1986). Nach UNGAR (1995) sollte eine Salztoleranz der Samen unter zwei Gesichtspunkten diskutiert werden: (1) als die Fähigkeit, direkt unter Salzstress zu keimen (2) bezogen auf die Wiedererlangung der Keimfähigkeit unter normalen Bedingungen nach einem Salzstress.

Bei einigen Spezies, wie dem Bermudagrass (*Cynodon dactylon*), sollen hauptsächlich osmotische Effekte die Keimung beeinträchtigen (CLUFF et al., 1983; NADIOO und NAICKER 1992). Nach MANOHAR (1966) soll die Salzempfindlichkeit zum Teil auf dem Eindringen von Salz durch die Testa während der Imbibition beruhen. Höhere Salzkonzentrationen in den Samen senken das Wasserpotential und fördern die Aufnahme von Wasser (UNGAR, 1995).

HARDEGREE und EMMERICH (1990) berichten von toxischen Effekten der Ionen bis hin zum Absterben der Samen. BLISS et al. (1986) fanden bei Gerste, dass NaCl die Keimung nur in der ersten Einweichphase über osmotische Effekte hemmt, später treten dann toxische Radikale auf. Empfindlich auf Salzstress sollen der Literatur zufolge Samen u.a. der nachfolgenden Arten reagieren: *Acacia bivenosa*, *Acacia elata*, *Acacia farnesiana*, *Acacia nilotica* (REHMAN et al., 2000); *Tamarindus indica* (EL-SIDDIG et al., 2004) und *Beta vulgaris* und *Gossypium hirsutum* (SHONJANI, 2002).

NaCl- Stress könnte ebenfalls eine hemmende Wirkung auf die Aktivität einiger Enzyme wie z.B. auf die α -Amylase haben, die eine entscheidende Rolle bei der Samenkeimung spielen. Es gibt Hinweise, dass die Umwandlung in lösliche Zucker durch den auferlegten Stress beeinflusst wird. Die geringe Keimung und höhere Salzeempfindlichkeit von Zuckerrüben und Baumwolle könnte damit in Verbindung stehen. (SHONJANI, 2002).

RAUSER und CROWLE (1963) beobachteten, dass die Wirkung osmotischer Prozesse bei der gesamten Keimung von vielen Arten stärker ist als die ionenspezifische Wirkung.

Nicht alle Spezies reagieren empfindlich auf NaCl. (SHONJANI, 2002) berichtet über eine Resistenz bei der Keimung von *Oryza sativa* und *Zea mays* L. (JONES, 1986) bei *Lycopersicon esculentum* (ZIA und KHAN, 2004), bei *Limonium stocksii* (UCHIYAMA, 1987), bei *Atriplex nummularia* (MASUDA et al., 1999) sowie bei *Lycopersicon esculentum* Mill, cv. `Rutgers`. TOBE et al., (1999) fanden große Unterschiede hinsichtlich der Keimung unter Salzstress bei *Hedysarum scoparium* (Leguminosae), *Artemisia ordosica* (Compositae), *Brassica dasphylla* (Chenopodiaceae), *Agriophyllum squarrosum* (Chenopodiaceae) und *Aristida adscensionis* (Gramineae). Danach zeigen *Hedysarum scoparium* und *Artemisia ordosica* eine größere Toleranz als *Brassica dasphylla*, *Agriophyllum squarrosum* und *Aristida adscensionis*.

2.3.2. Physiologische Reaktionen

Salzstress greift auf zwei unterschiedliche Weisen in die Physiologie der Pflanze ein:

- (1) durch einen osmotischer Effekt, der den Wasserhaushalt betrifft, und
- (2) durch toxische Wirkungen infolge eines Ionenüberschusses im Gewebe (YEO und FLOWERS, 1984).

Bei der osmotischen Komponente behindern zunächst die im Boden befindlichen Ionen die Wasser- und Nährstoffaufnahme der Glycophyten über die Wurzeln (osmotischer Stress) (YEO, 1983). Das Absinken des Wasserpotentials der Pflanzen bewirkt ein Welken (TARDIEU und DAVIES, 1992). Das der Akkumulation im Gewebe vorausgehende Phänomen wird als „physiologische Trockenheit“ bezeichnet und kann auch auftreten, wenn kein physikalischer Wassermangel vorliegt (LARSSON et al., 1989). Zusätzlich wirken hohe Na^+ - und Cl^- -Ionenkonzentrationen antagonistisch gegenüber der Aufnahme anderer Mineralsalze, so dass es zu einem Mangel an essentiellen Ionen kommt. Dadurch kann die Akkumulation toxisch hoher Salzkonzentrationen in der Pflanze nicht ausgeschlossen werden. (GREENWAY und MUNNS, 1980).

Die zweite schädigende Wirkung des Salzstress tritt als Folge exzessiver Natriumaufnahme im Gewebe auf (YEO, 1983). Toxische Konzentrationen an Natriumionen hemmen das Blattwachstum und führen damit zur Reduktion der Blattfläche, zur vorzeitigen Blattseneszenz und schließlich zum Blatttod. Schließlich wird das gesamte Wachstum der Pflanze reduziert, so dass die Pflanzen kümmern bzw. eingehen (GREENWAY und MUNNUS, 1980).

Der folgende Abschnitt soll einen kurzen Überblick über die bekannten, für diese Arbeit relevanten, Pflanzenreaktionen auf Salzstress geben. Dabei soll, soweit möglich, besondere Beachtung auf Rosen und Zierpflanzen gelegt werden. Generelle Effekte von Salinität und Stressreaktionen sind in den letzten Jahrzehnten Thema zahlreicher Reviews gewesen. Im besondern sei hier auf FLOWERS et al., (1977), ISHIDA et al., (1979 I, III), GREENWAY und MUNNUS (1980), YEO (1983), MORGAN (1984), FLOWERS und YEO (1986), DÖRING und LÜDDERS, (1987), CHEESEMAN (1988), RISSE und SCHENK (1990), GORHAM (1992), MARSCHNER (1993), FLOWERS und YEO (1995), BAAS et al. (1995), SONNEVELD et al. (1999), BAAS und VAN DEN BERG (1999), ALARCON et al. (1999), WAHOME et al. (2001), MÜLLER et al. (2002), CABRERA und PERDOMO. (2003), GARCIA-SANCHEZ et al. (2003), MUNSHAW et al. (2004), LEE, et al., (2004), ASHRAF und MCNEILLY (2004), ASHRAF (2004), INADA et al., (2005) und FRANK, et al., (2005) verwiesen.

2.3.2.1. Salzverteilung in der Pflanze

Salzstress resultiert unabhängig von seiner Dauer in einer inhomogenen Verteilung von Natrium und Kalium in der Pflanze. Untersuchungen zur Ionenverteilung in unterschiedlichen Organen wurden durchgeführt: unter anderem bei Rosen (z.B. WAHOME et al., 2001, CABRERA und PERDOMO, 2003, SONNEVELD et al., 1999, BAAS und VAN DEN BERG, 1999, ISHIDA et al., 1979, CID et al., 1989, FEIGIN et al., 1988), Nelken (z.B. BAAS et al., 1995, ISHIDA et al., 1979 II), *Gerbera* (z.B. BAAS et al., 1995), Oleander (z.B. LIN WU et al., 2001), *Rhododendron* (z.B. RISSE und SCHENK, 1990), *Atriplex* (z.B. ZHU und MEINZER, 1999), *Acer* (z.B. MÜLLER et al., 2002), *Citrus* (z.B. GARCIA-SANCHEZ et al., 2003), Tomate (z.B. PEREZ-ALFOCEA et al., 1996, ROMERO-ARANDA et al., 2002, AMOR et al., 2001, BOTRINI et al., 2000, GARCIA et al., 2002), Mango (z.B. SCHMUTZ und LÜDDER, 1999), *Limonium* (z.B. ALARCON et al., 1999), *Punica granatum* (z.B. DÖRING und LÜDDERS, 1987), *Tamarindus* (z.B. GEBAUER et al., 2001) und Mais (z.B. CRAMER et al., 1994), Gerste (z.B. WOLF und JESCHKE, 1987), Reis (z.B.

ZSOLDOS et al., 1994), Weizen (z.B. SALAMA et al., 1996) und *Aneurolepidium chinense* (INADA et al., 2005).

Generell wurde dabei festgestellt, dass Natrium auch unter Salzstress in jungen, sich entwickelnden Geweben gering und in alten, voll entwickelten Geweben hoch konzentriert war. Diese Form der Verteilung wurde bei salzresistenten Glykophyten, wie *Rosa rubiginosa* (WAHOME et al., 2001), *Dianthus caryophyllus*, *Gerbera jamesonii* (BAAS et al., 1995), *Ricinus communis* (JESCHKE und WOLF, 1988) sowie bei salzempfindlichen Spezies wie *Oryza sativa* (ASLAM et al., 1989), *Lupinus albus* (JESCHKE et al., 1986), *Citrus paradisi* (GARCIA-SANCHEZ et al., 2003) und auch einigen Halophyten wie *Beta vulgaris* (KOYRO, 2000), oder *Atriplex lentiformis*, (ZHU und MEINZER, 1999) gefunden.

Viele Zierpflanzen und auch Getreide unterscheiden sich schon bezüglich der Natrium-, Kalium- und Chloridakkumulation der Wurzeln. Kopfsalat und Sonnenblumen zum Beispiel akkumulierten Natrium unter leichtem Salzstress in der Wurzel, und nur sehr wenig davon gelangt in den Spross, wohingegen Kalium nur sehr kurze Zeit in der Wurzel verweilt und schnell in den Spross weiter transportiert wird (LAZOF und CHEESEMAN, 1988a). Bei *Spergularia marina* ist es genau umgekehrt (LAZOF und CHEESEMAN, 1988b). Bei *Rosa rubiginosa* akkumulierten Natrium und Chlorid unter leichtem Salzstress in der Wurzel, und der Transport in das Sprosssystem ist gering. Bei *Rosa chinensis* 'Major' dagegen akkumuliert Natrium und Chlorid unter leichtem Salzstress im Sprosssystem und nur gering in der Wurzel (WAHOME et al., 2001). WAHOME (2000) hat festgestellt, dass auch bei der Kombination *R. hybrida* 'Kardinal' veredelt auf *R. rubiginosa* unter Salzstress diese Fähigkeit zur Chlorid- und Natriumakkumulation im Wurzelsystem und des verzögerten Transportes von Chlorid und Natrium im Sprosssystem besteht. Eine Reduzierung des Chloridgehaltes in den Blättern von *R. hybrida* 'Kardinal' wurde aufgrund der Hemmung des Transportes von Chlorid durch die Veredlungsstelle festgestellt. Bei Bohnen unter Salzstress wird 60 % des aufgenommenen Natriums in der Wurzel zurückgehalten (JACOBY, 1964) während Reis Natrium kaum in der Wurzel akkumuliert (YEO und FLOWERS, 1986; MATSUSHITA und MATOH, 1991). Untersuchungen zur Kinetik der Aufnahme und Innenverteilung über mehrere Stadien der Pflanzenentwicklung hinweg wurden nur selten durchgeführt, und es gibt wenig Hinweise, wie sich die Ionenverteilung in der Pflanze in unterschiedlichen Lebensphasen verändert. Generell scheint bei den meisten Pflanzen die Tendenz zu bestehen unter Salzstress einen hohen Anteil des aufgenommenen Natriums im Sprossgewebe zu akkumulieren (MATHO et al., 1988; MUNNS und TERMAT, 1986). Damit wird erreicht, dass jüngere, sich entwickelnde Gewebe mit geringeren Natriummengen belastet werden. So

scheint z.B. bei Bohnen das Sprosssystem sehr viel Natrium zu speichern und auf diese Weise die Blätter gegen Natrium abzuschirmen (JACOBY, 1964 und 1979). Das gleiche gilt für *Ricinus communis*: JESCHKE und PATE (1991) zeigten, dass die Wurzel und das Sprosssystem von *Ricinus* unter Salzstress eine hohe Konzentration an Natrium aufwies. Sie interpretieren diesen Befund als vorsorglichen Schutz der photosynthetisch aktiven Blätter vor Natriumtoxizität.

RAWSON et al. (1988) und MUNNS und TERMAAT (1986) sowie MUNNS und RAWSON (1999) untersuchten die Natrium- und Chloridverteilung in Gerstenpflanzen über den Verlauf einer Vegetationsperiode und fanden, dass die Natriumkonzentration in Blattscheiden und Blattspreiten im Verlauf der Zeit linear anstiegen.

Die Chloridkonzentrationen verhielten sich ähnlich, allerdings waren sie in der Blattspreite höher als in der Blattscheide. Natrium war auf Trockengewichtsbasis in den Blattscheiden deutlich höher konzentriert als in den Blattspreiten. Ähnliches wurde von AFRIDI et al., (1988) für Reis beschrieben, wobei hier genotypische Unterschiede im Vordergrund standen: salzempfindliche Genotypen akkumulierten mehr Natrium und Chlorid im Spross als die salztoleranten Genotypen.

DURAND und LACAN (1994) untersuchten die Ionenverteilung im Spross von Sojabohnen unter Salzstress und fanden in dem Sprosssystem, den Keimblättern und dem jüngsten Blatt eine Zunahme der Natriumkonzentration, eine Abnahme der Kaliumkonzentration und eine konstante Chloridkonzentration im Verlauf des Versuchszeitraumes.

In den Blättern von Gramineen sind die Natriumkonzentrationen in den ältesten Blättern am Halm am höchsten und in den jüngsten am niedrigsten, für Kaliumkonzentrationen ist es umgekehrt. Entsprechende Untersuchungen wurden bei Gerste (RAWSON et al., 1988), Weizen (GORHAM et al., 1994), Reis (ASLAM et al., 1989; DINGKUHN et al., 1993) durchgeführt. Dabei scheint die Fähigkeit, hohe K/Na-Verhältnisse in der Pflanze und insbesondere in den jungen Blättern zu erhalten, ein Merkmal für Salzresistenz von Genotypen zu sein (RAJARATHINAM et al., 1988; PANDEY und SRIVASTAVA, 1991; QADAR, 1988).

2.3.2.2. Spezifische Wirkungen von Chlorid- und Natriumionen

2.3.2.2.1. Natriumionen

Natrium gehört weder zu den Makro- noch zu den üblichen Mikronährelementen. Daher soll die physiologische Bedeutung von Natrium in Pflanzen hauptsächlich unter zwei Fragestellungen betrachtet werden:

1. Ist Natrium ein für eine Pflanzenspezies essentielles Element?
2. Kann Kalium durch Natrium in seinen physiologischen Funktionen ganz oder teilweise ersetzt werden?

Ob ein Element für eine Pflanze essentiell ist oder nicht, kann über eine spezifische Mangelkultur festgestellt werden. Zeigt die Pflanze ein von einer Kontrolle abweichendes Verhalten und wird dieses Verhalten nach Beseitigung des Mangels deutlich abgeschwächt, wird das Manglelement als essentiell eingestuft (DE DATTA, 1981). Unter Feldbedingungen wurde noch kein Natriummangel bei Feldfrüchten nachgewiesen (MENGEL und KIRKBY, 1982). Im Allgemeinen kann man eine Einteilung in natriumphile und natriumphobe Arten vornehmen, die sich in der Aufnahme der Na^+ -Ionen und besonders in deren Transport von den Wurzeln in den Spross unterscheiden. Zu den mäßig bis stark salztoleranten Spezies gehören z.B. Rübenarten, Baumwolle, Weizen und Spinat, die unter Salzeinfluss große Mengen an Na^+ im Spross akkumulieren (HARVEY et al., 1981). Demgegenüber reagiert die Mehrzahl der agronomisch wichtigen Kulturpflanzenarten empfindlich auf Natriumionen.

Darüber hinaus stellt Natrium für einige Halophyten mit C_4 -Photosyntheseweg (BROWNELL und CROSSLAND, 1972) und für einige CAM-Pflanzen arider Zonen (BROWNELL und CROSSLAND, 1974) ein essentielles Mikronährelement dar. Obwohl viele Halophyten auf Natriumkonzentrationen bis zu 100 mmol l^{-1} im Substrat mit gesteigerten Wachstumsraten reagieren, stellt Natrium kein Makronährelement für diese Pflanzen dar (FLOWERS et al., 1977). Diese Arten produzierten zwar weniger Trockenmasse im Vergleich zu den mit schwach salzigen Lösungen behandelten, bildeten aber keine Mangelsymptome.

Die Natriumionen lösen positive Wachstumsreaktionen durch ihren Einfluss auf die Entwicklung der Zellen und das Wassergleichgewicht der Pflanzen aus (FLOWER und LAUCHLI, 1983). Speziell bei Halophyten liegt ein gesteigerter Elektrolytbedarf vor „osmotical adjustment“ (FLOWERS et al., 1977). Wachstumsfördernde Effekte von Natriumionen sind bei Glykophyten unterschiedlich stark ausgeprägt.

Na^+ -Ionen können auf zweierlei Weise hemmend wirken: Der direkte Einfluss, der sich auf verholzende Arten beschränkt, beruht auf der Akkumulation toxischer Konzentrationen in der Pflanze. Indirekte Schädigungen können einerseits durch eine Verschiebung des Nährstoffgleichgewichts, aber auch durch schlechtere physikalische Beschaffenheit natriumreicher Böden hervorgerufen worden sein (MARSCHNER, 1995).

Abbildung 1 zeigt eine von MARSCHNER (1995) vorgeschlagene vorläufige Klassifizierung von Feldfrüchten sowohl nach dem Grad der Austauschmöglichkeit von Kalium und Natrium als auch nach dem Grad der Wachstumsstimulation durch Natriumionen.

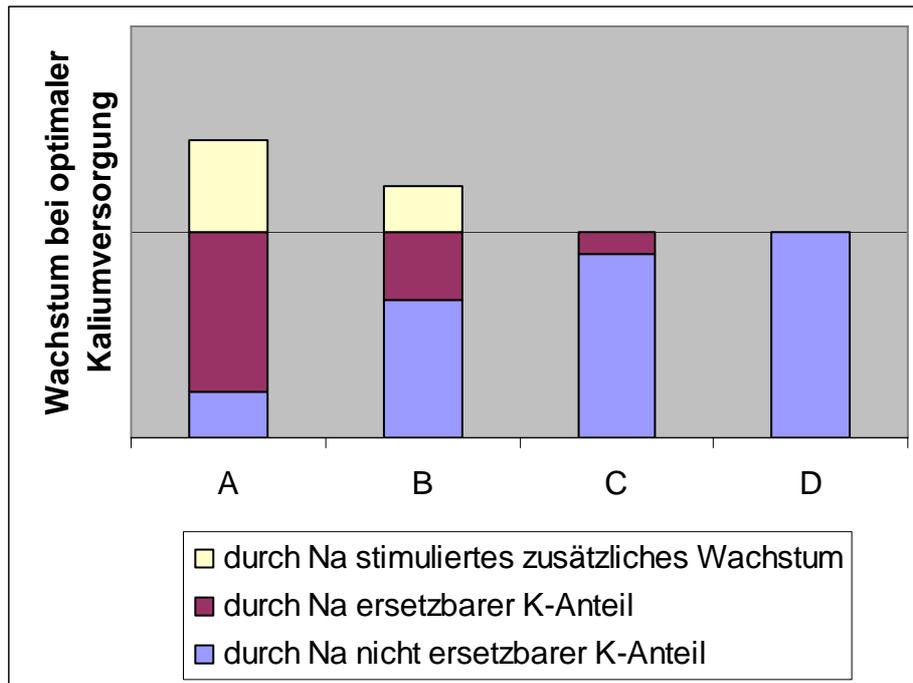


Abbildung 1: Klassifizierung von Feldfrüchten (nach MARSCHNER, 1995).

Anordnung nach der Bedeutung stimulierender Wirkungen von Na^+ für die Art. Gruppe „A“ bilden im wesentlichen *Chenopodiaceae* (z.B. Zuckerrübe, Mangold) und viele C-4-Gräser. Gruppe „B“ (z.B. Kohl, Rettich, Baumwolle, Erbse, Weizen, Spinat). Gruppe „C“ (z.B. Gerste, Reis, Hafer, Tomaten, Kartoffel, Rosen) und Gruppe D (z.B. Mais, Roggen, Salat).

In Gruppe A kann Kalium zu einem großen Teil ohne negative Folgen durch Natrium ersetzt werden. Natriumgaben stimulieren ein zusätzliches Wachstum, das nicht durch erhöhte Kaliumgaben zu erreichen ist (z.B. Zuckerrübe, Steckrübe, Mangold). In Gruppe B sind diese Effekte deutlich schwächer ausgeprägt (z.B. bei Kohl, Baumwolle, Weizen und Spinat). Rosen steht in diesem System in der Gruppe C, in der Kalium in physiologischen Prozessen nur in kleinen Mengen durch Natrium ersetzt werden kann und Natriumgaben keinen stimulierenden Effekt auf das Wachstum ausüben. Dies gilt auch beispielsweise für Gerste, Reis, Tomaten und Kartoffeln. In Gruppe D haben Natriumgaben keine positiven Effekte (z.B. bei Mais, Roggen, Soja und Salat). Dieses System kann nur als grobe Einordnung dienen, denn die zum Teil erheblichen Sortenunterschiede werden von ihm nicht abgedeckt.

Generell senkt Natriumchlorid den Kaliumgehalt von Rosen bei einem hohen Kaliumniveau im Substrat, hat aber keinen Effekt auf den Kaliumgehalt bei niedriger Kaliumversorgung (LORENZO et al., 2000).

In Gegensatz zu Natrium wird Kalium von Pflanzen selektiv aufgenommen (CHEESEMAN und HANSON, 1979). Die Kaliumaufnahme und -Anreicherung in der Pflanze sind effektiver und selektiver je geringer die Kaliumkonzentration im Substrat ist. Bei hoher oder

übermäßiger externer Kaliumkonzentration wird die aktive Aufnahme durch eine passive überlagert, die wenig bis gar nicht selektiv ist (MARSCHNER, 1995).

Kalium übernimmt in vielen physiologischen Prozessen wichtige Funktionen. Es ist eine große Anzahl von Enzymen bekannt, zum Beispiel auch membrangebundene ATPasen, die entweder direkt von Kalium abhängen oder durch K^+ stimuliert werden (ERDEI et al., 1979). Kalium wird dadurch auch zum wichtigsten mineralischen Element bei der Zellstreckung und bei der Osmoregulation (MARSCHNER, 1995). Bei der Zellstreckung wird Kalium sowohl zur pH-Stabilisierung im Cytoplasma als zur Regulation des osmotischen Potentials der Vakuole benötigt. Außerdem steht Kalium bei der Zellstreckung im Wechselspiel mit Auxinen wie Indoleessigsäure, und bei der Stängelelongation wirken Kalium und Gibberellinsäure synergistisch (MARSCHNER, 1995). Kalium ist in mehrfacher Weise bei der Photosynthese von Bedeutung. Es aktiviert die Rubisco (Ribulose-bisphosphat-carboxylase-oxidase) und greift damit direkt in die CO_2 -Assimilation des Calvin-Zyklus ein. Die Öffnungszustände der Stomata sind über ein Wechselspiel von Kalium und Abscisinsäure reguliert (DÖRFFLING, 1982). Kalium ist zudem ein wichtiges Element von Carrier-Transporten durch Biomembranen und somit wichtig beim Phloemtransport von Assimilaten (MENGEL, 1980). Kalium ist in der Pflanze nicht gleichmäßig verteilt. Bei Rosen sind die Kaliumkonzentrationen in den jüngsten Blättern mit der größten Stoffwechselaktivität am höchsten. Im Stängelgewebe und Wurzeln wurden generell niedrige Kaliumkonzentrationen gefunden (LORENZO et al., 2000).

Kaliummangel führt in der Regel erst spät zu sichtbaren Symptomen. Ein frühes Symptom von Kaliummangel ist eine Reduktion in der Wachstumsrate („hidden hunger“). Später sind es Chlorosen und Nekrosen an Blatträndern und –spitzen, die meist in älteren Blättern zuerst beobachtet werden, weil die älteren die jüngeren Blätter mit K^+ versorgen (MENGEL und KIRKBY, 1982).

2.3.2.2.2. Chloridionen

Der optimale Bedarf an Chlorid für Pflanzen liegt zwischen 10 und 30 $mmol\ kg^{-1}$ Trockengewicht und damit in der Größenordnung von Mikronährstoffen. Andererseits findet man typischerweise Gehalte in der Trockenmasse zwischen 70 und 700 $mmol\ kg^{-1}$, also im Bereich von Makronährstoffen (MARSCHNER, 1995).

Physiologisch wirkt Cl^- (1) als Cofaktor des Magnesiums im Photosystem II (*hill reaction*)(2) indirekt auf die Photosynthese bzw. das Wachstum durch Regulierung der Stomata, (3) über die Stimulierung einer Mg-ATPase in der Plasmamembran und H^+ -Transportes aus dem Cytosol, (4) durch Stimulierung der Asparaginsynthetase.

Mangelsymptome (Wachstumsdepressionen, Blattwelke) wurden in der Literatur beschrieben (z.B. BROYER et al., 1954; JOHNSON et al., 1957; BROYER, 1966); sie treten praktisch wegen der leichten Verfügbarkeit des Elements in der Natur kaum auf. Wesentlich häufiger ist das Vorkommen toxischer Konzentrationen (von mehr als 20 mmol l⁻¹), die das Wachstum zahlreicher empfindlicher Arten beeinträchtigen können (MARSCHNER, 1995).

2.3.2.3. Photosynthese und Transpiration

Die Salztoleranz einer Pflanze wird wesentlich von der Fähigkeit, Wachstum und Entwicklung unter Salzstress zu erhalten, bestimmt. Das Funktionieren der Photosynthese ist neben der Nährstoffversorgung durch die Wurzeln die wichtigste Voraussetzung für Wachstum. Die Pflanzen regulieren über die Stomata den Gasaustausch mit der Atmosphäre und damit die CO₂-Aufnahme und die Wasserabgabe des Blattes. Das Salz wird mit dem Transpirationsstrom in die Pflanze aufgenommen und in ihr verteilt (YEO et al., 1991). Die jüngsten Blätter transpirieren am meisten und akkumulieren am wenigsten Natrium, wobei Natrium in die älteren Blätter transportiert zu werden scheint (YEO et al., 1985). Eine Natriumakkumulation in den Blättern führt zu einer Reduktion ihrer Photosynthese und Transpiration und zu einem Absinken ihres Chlorophyllgehalts (YEO et al., 1985).

RAWSON (1986) untersuchte die Photosyntheseraten von Gerste und Weizen unter Salzstress in dem jüngsten Blatt und dem vollentwickelten Blatt. Er stellte fest, dass bei Gerste die Photosyntheserate im sich entwickelnden Blatt unter Salzstress stark reduziert und bei Weizen Blatt leicht reduziert war. Dabei hatte die Höhe der Salzkonzentration keinen Einfluss. Im vollentwickelten Blatt blieb dagegen die Photosyntheserate gegenüber der Kontrolle unverändert. Salzstress reduziert die Photosynthese generell durch Induktion des Schließens der Spaltöffnungen, wodurch die Aufnahme von CO₂ reduziert wird. Der Salzstress bewirkt durch die hohe Natriumkonzentration eine Akkumulation von Abscisinsäure. Das Pflanzenhormon Abscisinsäure reguliert den Stomataverschluss und ist damit ein wichtiger Aspekt bei der Regulation der Transpiration (ZHU et al., 1997; ZHU, 2000; ASCH, 1992). Auch YEO et al. (1985) hatten erwartet, dass der Abscisinsäure - Gehalt parallel zum Absinken der Transpirationsrate ansteigen würde.

2.4. Effekte von Salzstress auf die Reaktion von Pflanzen *in vitro*

Zell- und Gewebekulturtechniken werden - neben konventioneller Züchtung und Gentechnologie - als eine der Möglichkeiten betrachtet, Pflanzen mit erhöhter Stresstoleranz zu entwickeln. Ansätze über *in vitro*-Techniken salztolerante Pflanzen zu selektieren, sind

besonders aus den Achtzigerjahren bekannt, als Fortschritte bei der Entwicklung von Mutantenlinien aus Zellkulturen und bei der Pflanzenregeneration gemacht worden waren. Jedoch stellte sich heraus, dass in vielen dieser Experimente, die Selektion salztoleranter Zell- und Kallus Linien sowie die Regeneration ganzer Pflanzen relativ leicht zu erzielen war, die Resistenz aber nicht an die Nachkommenschaften der Regenerate vererbt wurde (TAL, 1993). Eine Übersicht zu den möglichen Zusammenhängen zwischen der Toleranz der ganzen Pflanze und der daraus isolierten Zellen findet sich bei TAL et al. (1990). Positive Korrelationen deuten auf ähnliche Zellmechanismen bei der Stressbewältigung hin. Bei einigen Halophyten treten auch negative Beziehungen auf, d.h. hier sind einzelne Zellen salzempfindlicher als der gesamte Organismus. DRACUP (1991) erklärt dies durch den höheren osmotischen Druck der Nährmedien im Vergleich zum Erds substrat. Auch der umgekehrte negative Effekt ist bekannt: FLOWERS et al. (1985) beschreiben bei Reis relativ salztolerante Einzelzellen; die Aufnahme toxischer Salzmengen soll durch das reichliche Angebot an Kohlenhydraten im Nährmedium veranlasst sein. Diese Bedingungen herrschen in den Blättern nicht vor (OERTLI, 1969).

DRAGUP (1991) führt weiter aus, dass z.Zt. nur sehr beschränkte Kenntnisse über Unterschiede in der Salztoleranz auf dem Zellniveau und bei intakten Pflanzen vorlägen. Er empfiehlt, in den weiteren Untersuchungen folgende Punkte besonders im Auge zu behalten:

- Zellkulturen wachsen langsamer als Zellen expandierender Wurzelzonen; sie können sich daher durch Synthese oder Aufnahme von Osmoregulatoren eher an höhere Salzkonzentrationen anpassen.
- Die Anwesenheit reichlicher Mengen an Zuckern in der Nährlösung ist zur Osmoregulation - statt der potentiell toxischen Na^+ und Cl^- -Ionen - nutzbar.
- Es herrscht ein großes freies Volumen zwischen den Zellen, auch können hohe Salzkonzentrationen während der verschiedenen Wachstumsphasen der Zellen unterschiedlich wirken.

2.5. Mechanismen der Salztoleranz in Pflanzen

Zur Kompensation schädlicher Salzkonzentrationen im Substrat gibt es im Pflanzenreich verschiedene Mechanismen, wobei je nach Pflanzenart unterschiedliche Strategien verfolgt werden können.

2.5.1. Stressvermeidung und Stresstoleranz

Insbesondere bei salzresistenten Pflanzen lassen sich zwei Resistenzstrategien unterscheiden nämlich *Stressvermeidung* und *Stresstoleranz*.

Zur Stressvermeidung dient z.B. die Reduktion der Transpiration durch Verkleinerung der Blattfläche und Verringerung der Anzahl der Blätter bzw. Abnahme der Zahl der Spaltöffnungen. Cuticula und Subcuticula werden sehr dick und das Wachstum der Sprosse wird stärker gehemmt als das Wurzelsystem (MOHR und SCHOPFER, 1992; LEVITT, 1980). Die Ionenselektivität der Wurzel behindert die Aufnahme von Natrium ins Gewebe und die Ionenkonzentrierung darin wird verlangsamt.

Stresstoleranz bezeichnet eine adaptive physiologische Veränderung im Metabolismus der Pflanze. Darunter ist z.B. die Fähigkeit zur osmotischen Anpassung des Zellsaftes an höhere Salzkonzentrationen des umgebenden Mediums zu verstehen. Sie kann durch eine verstärkte Ionenakkumulation und durch verstärkte Bildung von Zuckern und organischen Säuren erfolgen. In der Folge wird eine Konzentrierung von Natrium im Gewebe toleriert und damit die Schadensschwelle für individuelle Blätter erhöht.

Beide Strategien (Stressvermeidung und –toleranz) stellen einen wesentlichen Bestandteil der Salzresistenz eines Genotyps oder einer Spezies dar.

2.5.2. Osmotische Anpassung

Dem physiologischen Wassermangel aufgrund der osmotischen Stressung im Wurzelbereich kann eine Pflanze durch eine Senkung des internen osmotischen Potentials begegnen (MORGAN, 1984). Die Fähigkeit zu „osmotic adjustment“ ist einer der wesentlichen Faktoren der Salzresistenz einer Spezies oder eines Genotyps (YEO, 1983; GREENWAY und MUNNS, 1980) Dabei werden osmotisch wirksame Substanzen entweder aktiv aus dem Substrat aufgenommen (z.B. Kaliumionen) oder in der Pflanze gebildet, wie z.B. Zucker und Zuckeralkohole, oder auch Prolin und Glycin (STEWART, 1974). Die Erhöhung der internen Konzentration an osmotisch wirksamen Substanzen ermöglicht es der Pflanze, das benötigte Wasser und die Nährstoffe aufzunehmen.

Halophyten sind in der Lage, Na^+ im Spross anzureichern. Nach der Verteilung bzw. Speicherung in den Vakuolen der Blattzellen dient es zur Osmoregulation.

2.5.3. Isolierung und Entfernung toxischer Ionen

Toxische Natriumüberschüsse im Gewebe lassen sich beispielsweise vermeiden, in dem die Natriumionen in (alten) Blättern akkumuliert werden und diese dann abgeworfen werden (PICCHIONI und MIYAMOTO, 1990).

Ein Na^+ -Überschuss in den Pflanzen während des Transportes über lange Strecken lässt sich weiter wie folgt vermindern:

- In einigen Arten wird Na^+ im Xylem bis in die Blätter transportiert und dann auf die Blattoberfläche abgeschieden. Na^+ -Salze sind als weiße Substanz auf den Blättern sichtbar und werden durch Regen oder Wind entfernt.
- Na^+ wird in die Wurzeln aufgenommen dort aber im Xylemparenchym akkumuliert. Dadurch wird vermieden, dass Na^+ in das empfindlichere Sprosssystem gelangt.
- Na^+ wird im Phloem aus dem Sprosssystem transportiert und in die Bodenlösung abgegeben (MARSCHNER, 1995).

2.5.4. Selektive Aufnahme von K^+ -Ionen

Zusätzlich entwickeln salzresistente Pflanzenarten folgende Mechanismen für die Verminderung der Na^+ -Aufnahme, insbesondere im Kurzstreckentransport:

- a) Trägerproteine nehmen in den Wurzeln K^+ statt Na^+ auf.
- b) H^+ -Ionen werden aus den Zellen herausgepumpt und K^+ -Ionen hineingepumpt. Eine zweite Pumpe nimmt Na^+ aus den Zellen heraus und H^+ -Ionen wandern in die Zellen zurück.
- c) K^+ ist permeabler als Na^+ , d.h. K^+ durchdringt die Membranen der Zellen besser als Na^+ (BRUNOLD et al., 1996).

2.5.5. Wirkungen von klimatischen Faktoren auf die Salzresistenz

Pflanzen reagieren auf Änderungen von Umweltparametern wie Temperatur, Luftfeuchtigkeit, Wind oder Sonneneinstrahlung mit Anpassungen im physiologischen Verhalten. Hierzu zählen z.B. die Regulation der Transpiration, der Wasser- und Nährstoffaufnahme und der Photosynthese (KAPPEN und HAEGGER, 1991). Auch die Salzresistenz eines Genotyps wird nicht direkt durch klimatische Faktoren, sondern ebenfalls über eine Anpassung im Verhalten der Pflanze als Reaktion auf Umweltbedingungen beeinflusst.

Die Pflanzen erscheinen im Allgemeinen unter hoher relativer Luftfeuchtigkeit stressresistenter zu sein als bei niedriger relativer Luftfeuchtigkeit (NEUE et al., 1990; RIKIN, 1992). HAGEMEYER und WAISEL (1989) wiesen an *Tamarix aphylla* nach, dass die Transpirationsraten - unabhängig von der eingesetzten Salzkonzentration - mit absinkender Luftfeuchtigkeit ansteigen. Da die Tag/Nacht Differenzen der Transpiration erhalten blieben, schlossen sie, dass die Fähigkeit zur Stomataregulation unter Salzstress erhalten bleibe.

Niedrige relative Luftfeuchtigkeit kann genauso zu einem Absinken des Wasserpotentials der Blätter führen wie Salzstress (LUO und STRAIN, 1992; FLOWERS et al., 1991).

ASCH et al. (1995) untersuchten die kombinierten Effekte von Salzstress und unterschiedlicher relative Luftfeuchtigkeit an Reis und fanden, dass die stomatäre Leitfähigkeit bei niedriger Luftfeuchtigkeit abhängig vom Genotyp um den Faktor 1,5 - 3,0 niedriger lag als unter hoher Luftfeuchtigkeit. Kombiniert mit Salzstress zeigte sich, dass salzempfindliche Genotypen mit zunehmender Salzkonzentration im Außenmedium eine deutlich höhere stomatäre Leitfähigkeit aufwiesen als salzresistente Genotypen.

Die Salzaufnahme in den Spross erhöht sich mit zunehmender Transpiration (LAUTER und MUNNS, 1987; YEO et al., 1985).

2.6. Artunterschiede gegenüber Salzstress, Selektion und „Screening“-Methoden

Die Basis jeder Züchtung sind genotypische Unterschiede, die sich durch selektives Kreuzen von Trägern wünschenswerter Merkmale verstärken lassen, bis schließlich die gesuchte spezielle Merkmalskombination erreicht ist (DINGKUHN et al., 1994).

In Bezug auf unterschiedliche Reaktionen von Rosen-Genotypen auf Salzstress gibt es relativ wenig Literatur. Exemplarisch sollen hier genannt werden die generellen Unterschiede von Rosen-Genotypen in der Antwort auf Salzstress wie von FLOWERS und YEO (1981) beschrieben: Die Variabilität der Resistenz zwischen den Genotypen ist sehr groß (FLOWERS und YEO 1981; WONG et al., 1985). Nach YEO und FLOWERS (1986) scheint es nicht sinnvoll zu sein, nach Merkmalskombinationen, die eine Steigerung der Salzresistenz versprechen, zu selektieren, sondern vielmehr Genotypen nach einzelnen Merkmalen, wie z.B. der Gewebetoleranz gegenüber Na^+ oder der Kontrolle apoplastischer Aufnahmewege von Na^+ , zu selektieren und dann diese Merkmale in einem neuen Genotypen auf dem Wege der Züchtung pyramidal miteinander zu kombinieren.

Um den experimentellen Aufwand so gering wie möglich zu halten, wird schon seit langem nach effektiven „screening tools“ gesucht. Es wurde versucht, Sortenunterschiede in der Akkumulation und Verteilung von Natriumionen und Chloridionen im Spross (YEO und FLOWERS, 1982) bzw. Unterschiede in der Schadensschwelle von Blättern für Natrium - Chloridtoxizität auszunutzen (YEO und FLOWERS, 1983). Die Messungen der Sortenunterschiede bei der Aufnahme von Ionen durch die Wurzel (TSUCHIYA et al., 1995), bei Ionenverhältnissen in symplastischen und apoplastischen Zwischenräumen (SPEER und KAISER, 1991) sowie der Unterschiede im Glukosemetabolismus (KRISHNARAJ und

THORPE, 1996) erwiesen sich als technisch zu aufwendig, um als breit angelegtes „screening tool“ Verwendung zu finden .

BOHRA und DÖRFFLING (1991 und 1993) führten Applikationsexperimente mit Abscisinsäure und Kalium an Reis unter Salzstress durch und stellten fest, dass sich auf diese Weise die Ertragshöhe unter Salzstress abhängig von der Salztoleranz des jeweiligen Genotypen positiv beeinflussen ließ.

Eine gänzlich andere Methode, die aber ebenfalls das erhebliche Potential genetischer Diversität und phänotypischer Plastizität eines Genotypen auszunutzen versucht, ist die Methode der Einzelpflanzenselektion. Sie wurde z.B. für Reis von WONG et al., (1985) beschrieben. Dabei wird auf einen Reisbestand Selektionsdruck in Form von z.B. Salzstress ausgeübt, der dazu führt, dass der größte Teil der Pflanzen abstirbt. Die Überlebenden werden wiederum vermehrt und diesem Vorgang ein weiteres Mal unterzogen. Die Methode ist zwar offensichtlich bei der Selektion resistenter Pflanzen recht erfolgreich, aber sehr zeit- und sautgutintensiv und damit für ein groß angelegtes „screening“ oder für die Selektion von Trägern bestimmter Merkmale nur unzureichend geeignet.

Dies gilt auch für *Rosaceae* (CARBALLERO and REIMANN-PHILIPP, 1989). Erste Züchtungsstrategien zur Entwicklung von *Rosa*-Genotypen mit erhöhter Salztoleranz wurden verfolgt.

In der vorliegenden Arbeit wurden für die Selektion auf Toleranz gegen Salzstress zunächst das Keimungs- und Wachstumsverhalten ausgewählter Arten von Saatgut getestet, nachdem sie mit Substraten bzw. Gießwasser unterschiedlicher NaCl- Gehalte behandelt worden waren. Der größte Teil der Pflanzen starb ab. Die Überlebenden wurden wiederum zusätzlich mit Gewebekulturtechniken vermehrt und verklont sowie diesem Vorgang ein weiteres Mal unterzogen. Danach wurden die Klone *in vitro* und *ex vitro* auf Salzstress getestet und charakterisiert. Untersuchungen zur Ionenverteilung in Blättern, Sprossachsen und Wurzeln sollten Hinweise auf mögliche Indikatoren von Salztoleranz liefern. Zu bestimmen waren die Konzentrationen von Na^+ , K^+ , Cl^- , SO_4^{-2} und PO_4^{-3} .

3. Material und Methoden

Das Institut für Zierpflanzenzüchtung (IZZ) in Ahrensburg / Deutschland verfügt über eine große Anzahl von *Rosa*-Arten. Dieses genetisch unterschiedliche Material schien gut geeignet, die Variabilität der Salztoleranz in spaltenden Populationen zu prüfen.

Für die Selektion auf Toleranz gegen Salzstress wurden in der vorliegenden Arbeit zunächst das Keimungs- und Wachstumsverhalten von Saatgut nach freier Abblüte ausgewählter Arten getestet, nachdem sie mit Substraten bzw. Gießwasser unterschiedlicher NaCl-Gehalte behandelt worden waren. Die verwendeten 61 Genotypen, die 57 Arten angehören, sind im (Tabelle A1) im Anhang aufgeführt. Als mögliche Indikatoren für Salztoleranz wurden zusätzlich Gewebekulturtechniken und Analysen der Na⁺- bzw. Cl⁻-Verteilung in verschiedenen Pflanzenorganen (Blätter, Stängel und Wurzeln) in die Untersuchungen einbezogen.

3.1. Zeitliche und methodische Gliederung

Die Experimente erstreckten sich im IZZ insgesamt über vier aufeinander folgende Vegetationsperioden (2000 bis 2004). Eine Übersicht hierzu und zu den Testverfahren geben Tabelle 3 und das nachfolgende Schema (Abbildung 2).

Details finden sich dann in den nachfolgenden Abschnitten.

Tabelle 3: Zeitliche Abfolge der Experimente zur Evaluierung der Salztoleranz im IZZ

Experiment	Nr.	Jahr				
		2000	2001	2002	2003	2004
Screening der Salztoleranz von Samen (s. Abschnitt 3.2.1 & 3.1.2)	1	x	x	x		
Selektion der Sämlinge auf Salzstress (s. Abschnitt 3.2.2)	2		x	x		
<i>In vitro</i> Experimente und Testung auf Salzstress (s. Abschnitt 3.3)	3			x	x	
<i>In vivo</i> Testung für Salzstress (s. Abschnitt 3.4)	4				x	x
Analyse der Natrium- und Chloridgehalte in Pflanzenorganen (s. Abschnitt 3.4.3)	5			x	x	x

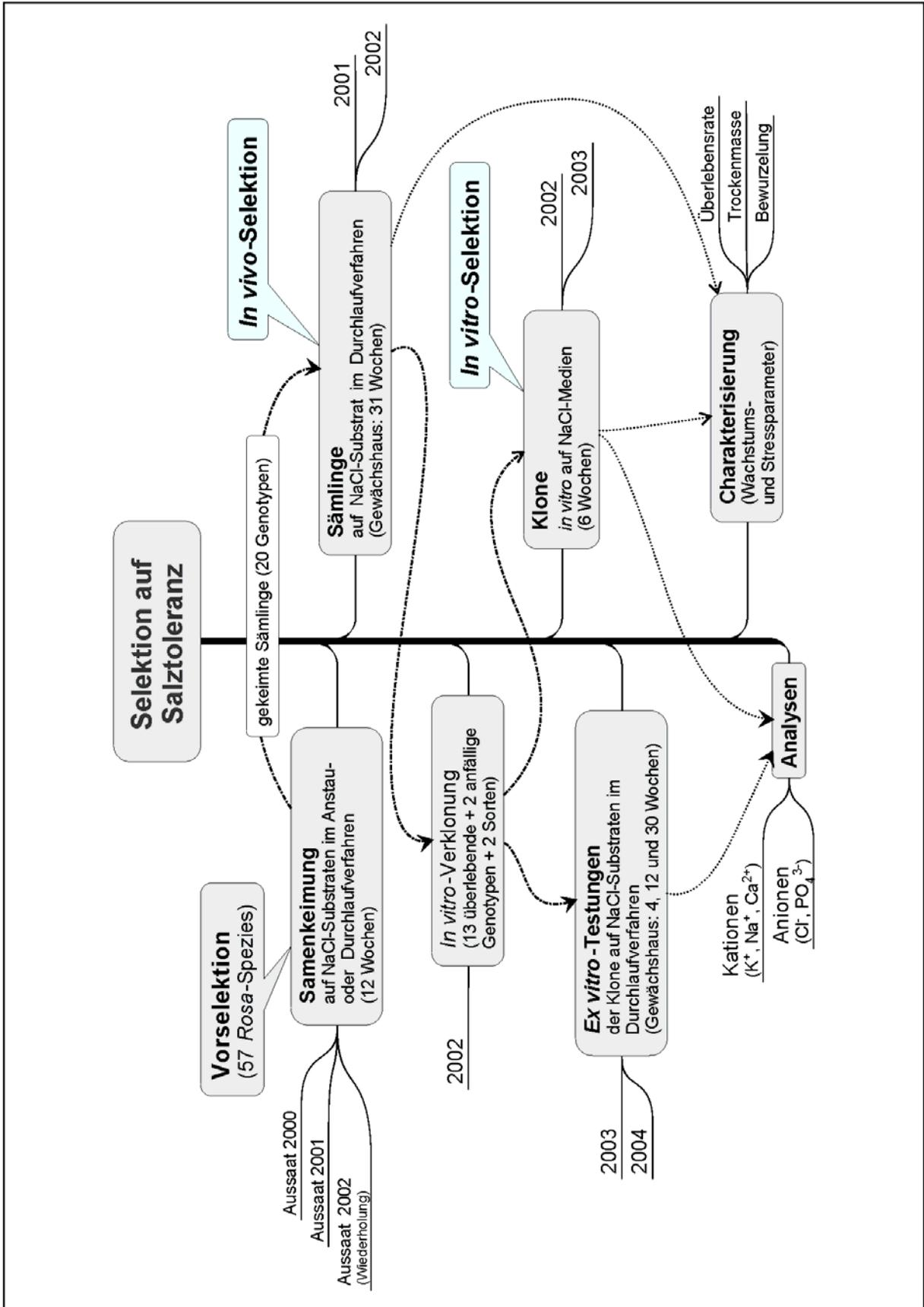


Abbildung 2: Ablauf der Selektion auf Salztoleranz bei Rosen (Übersicht)

3.2. Screening von Rosa-Populationen im Gewächshaus

3.2.1. Samenkeimung auf Substraten mit steigenden NaCl-Konzentrationen

In diesen ersten Selektionsversuchen wurden Samen bestimmter Rosenarten, die nach freier Abblüte gewonnen worden waren, auf Substraten unterschiedlicher NaCl-Gehalte (0, 100, 150 und 200 mmol l⁻¹) zur Keimung gebracht worden waren, um die überlebenden Sämlinge in den späteren Untersuchungen einzusetzen.

3.2.1.1. Stratifizierung der Samen

Reife Samen von 50 verschiedenen *Rosa*-Arten wurden im September 1999 nach freier Abblüte von sieben- bis achtjährigen Büschen geerntet und 2000 ausgesät (Tabelle 4). In einem Nachfolgeversuch wurden im Oktober 2000 nochmals Samen von 40 verschiedenen *Rosa* Arten ebenfalls nach freier Abblüte gewonnen und 2001 ausgesät (Tabelle 5). Die Samen wurden sofort vom Fruchtfleisch gesäubert und zwei Stunden mit 0,1 %iger Chinosol-Lösung vorbeugend gegen Pilzbefall behandelt. Dazu wurden sie zwischen doppelagiges Filtrierpapier, das mit 0,1 %iger Chinosol-Lösung befeuchtet worden war, gebettet. Anschließend wurden sie in mit feuchtem Sand gefüllte Plastikboxen (32 x 47 cm. Fa. Manna-Spezial) überführt und drei bis sechs Monate bei 4°C im Kühlschrank gelagert.

Tabelle 4: Übersicht über die Rosenspezies und -hybriden, die nach freier Abblüte zur Samengewinnung im Jahr 1999 verwendet wurden

lfd. Nummer	Botanischer Name	lfd. Nummer	Botanischer Name	lfd. Nummer	Botanischer Name
1	<i>R. agrestis</i>	18	<i>R. mollis</i>	35	<i>R. pisocarpa</i>
2	<i>R. arvensis</i>	19	<i>R. moyesii</i>	36	<i>R. regeliana</i>
3	<i>R. cv. `Alba Semiplena`</i>	20	<i>R. multiflora</i>	37	<i>R. rubiginosa</i>
4	<i>R. cv `Alba Suaveolens`</i>	21	<i>R. cv. `Mundi`</i>	38	<i>R. helenae</i>
5	<i>R. blanda</i>	22	<i>R. obtusifolia</i>	39	<i>R. rugosa</i>
6	<i>R. britzensis</i>	23	<i>R. pimpinellifolia</i>	40	<i>R. rugosa alba</i>
7	<i>R. canina</i>	24	<i>R. multiflora `Platyphylla`</i>	41	<i>R. virginiana</i>
8	<i>R. caudata</i>	25	<i>R. rubiginosa</i>	42	<i>R. woodsii fendleri</i>
9	<i>R. .cv. `Complicata`</i>	26	<i>R. rubrifolia</i>	43	<i>R. CT 50-4 x Caramba</i>
10	<i>R. corymbifera `Laxa`</i>	27	<i>R. sherardii</i>	44	<i>R. CT 50-3 x `Caramba`</i>
11	<i>R. corymbifera `Inermis`</i>	28	<i>R. stellata mirifica</i>	45	<i>R. Heckenzauber x CT 42-5</i>
12	<i>R. foliolosa</i>	29	<i>R. stylosa</i>	46	<i>R. cv. `Nastarana`</i>
13	<i>R. gallica</i>	30	<i>R. tomentosa</i>	47	<i>R.cv. `Eddies Jewel`</i>
14	<i>R. glauca</i>	31	<i>R. villosa</i>	48	<i>R. kordesii</i>
15	<i>R. jundzillii</i>	32	<i>R. nitida</i>	49	<i>R. obtusifolia</i>
16	<i>R. macrophylla</i>	33	<i>R. pendulina</i>	50	<i>R. villosa `Duplex`</i>
17	<i>R. majalis</i>	34	<i>R. cv. `Perle d'Or`</i>		

Tabelle 5: Übersicht über die Rosenspezies und -hybriden, die nach freier Abblüte zur Samengewinnung 2000 verwendet wurden

lfd. Nummer	Botanischer Name	lfd. Nummer	Botanischer Name	lfd. Nummer	Botanischer Name
1	<i>R. agrestis</i>	15	<i>R. hemsleyana</i>	29	<i>R. rubrifolia</i>
2	<i>R. arvensis</i>	16	<i>R. kordesii</i>	30	<i>R. regeliana</i>
3	<i>R. cv. `Buttermere`</i>	17	<i>R. macrophylla</i>	31	<i>R. rugosa</i>
4	<i>R. blanda</i>	18	<i>R. majalis</i>	32	<i>R. rugosa `Alba`</i>
5	<i>R. britzensis</i>	19	<i>R. mollis</i>	33	<i>R. rugosa x R. rugosa `Alba`</i>
6	<i>R. canina</i>	20	<i>R. moyesii</i>	34	<i>R. roxburghii</i>
7	<i>R. corymbifera `Laxa`</i>	21	<i>R. multiflora</i>	35	<i>R. spinosissima</i>
8	<i>R. corymbifera `Irmis`</i>	22	<i>R. cv. `Mundi`</i>	36	<i>R. stellata</i>
9	<i>R. CT 50-4 x Caramba</i>	23	<i>R. macrophylla</i>	37	<i>R. sweginzowii</i>
10	<i>R. davidii var. `Elongata`</i>	24	<i>R. nitida</i>	38	<i>R. virginiana</i>
11	<i>R. cv. `Eddies Jewels`</i>	25	<i>R. omeiensis</i>	39	<i>R. vosagiaca</i>
12	<i>R. foliolosa</i>	26	<i>R. pisocarpa</i>	40	<i>R. woodsii</i>
13	<i>R. glauca</i>	27	<i>R. cv. `Perle d' Or`</i>		
14	<i>R. helenae</i>	28	<i>R. rubiginosa</i>		

3.2.1.2. Aussaat der Samen

Die Aussaat der Samen erfolgte im Gewächshaus (Temperatur 15-20 C°) nach Beendigung der Stratifizierung (Abschnitt 3.2.1.1) in Schaumstoffkästen (19,5 x 14,5x 3,9 cm) mit „Floraton 3-Substrat“ (Fa. Floragard). Das Substrat bestand aus reinem Weißtorf mit 8% Tonzusatz und verfügbaren Nährstoffen: 50-300 mg/l N-Stickstoff, 80-300 mg/l P₂O₅-Phosphat, 80-400 mg/l K₂O-Kaliumoxid sowie 50 g Spurenelemente m⁻³. Dieses Substrat wurde mit unterschiedlichen Salzzugaben (0, 100, 150 bzw. 200 mmol NaCl l⁻¹) präpariert, so dass sich pH-Werte von 5,4 bis 6,2 ergaben. Das Saatgut wurde mit einer dünnen, sauberen Sandschicht in der Stärke der Samen abgedeckt. Zur Bewässerung diente destilliertes Wasser. Die Feuchte des Substrates wurde bis zur Sättigung, in Abhängigkeit zur Gewächshaustemperatur, gehalten. Die Experimente wurden als vollständige randomisierte Blockanlage konzipiert. Jede Behandlung erfolgte in dreifacher Wiederholung mit jeweils unterschiedlichen Saatgutmengen (siehe Anhang Tabellen A8-A11). Die prozentuale Keimungsrate wurde nach 12 Wochen bestimmt.

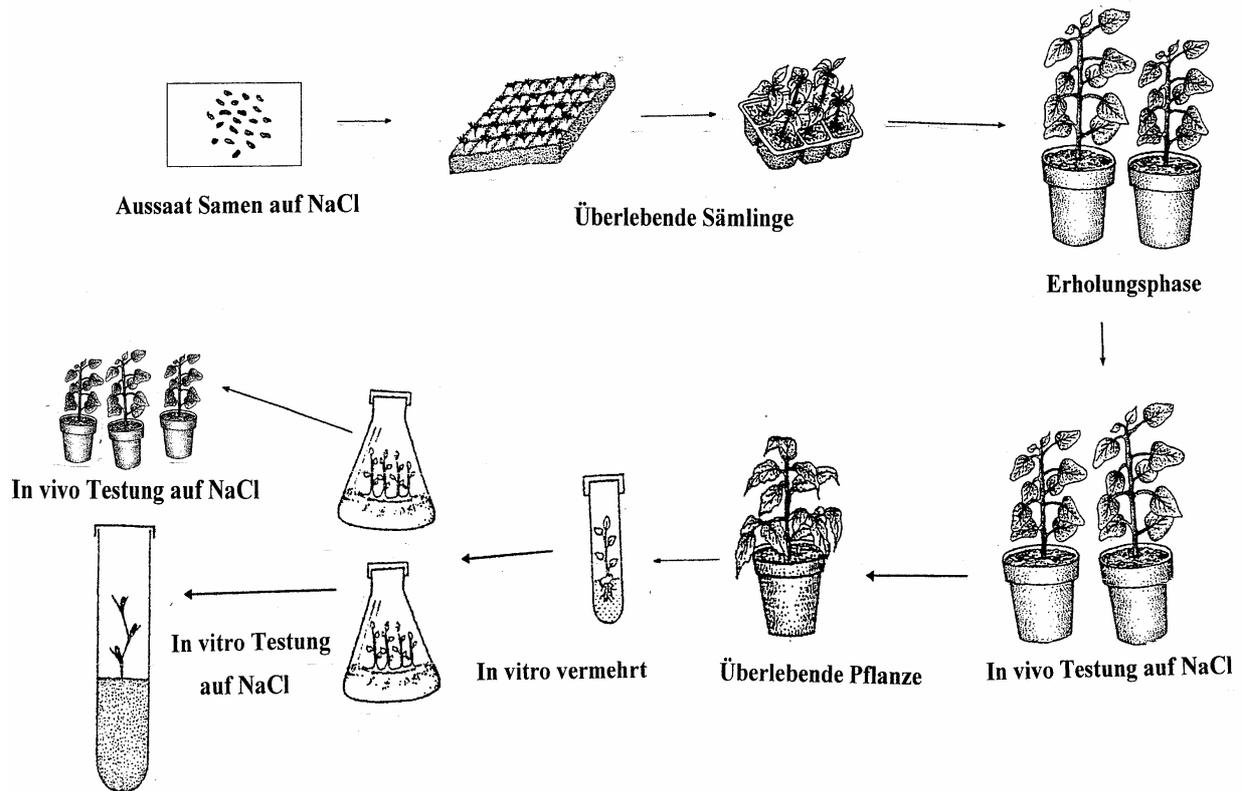


Abbildung 3: Übersicht über *ex vitro*- und *in vitro*-Selektionssysteme auf NaCl-Stress

3.2.2. Selektion von Sämlingen unter Salzstress

Aus der ersten Versuchsserie (Abschnitt 3.2.1) wurden in den Jahren 2000 und 2001 gesunde kräftige Sämlinge von jeder Spezies weiter verwendet, die bei den unterschiedlichen NaCl-Behandlungen überlebt hatten. Hierzu zählten Sämlinge von 26 *Rosa*-Arten + Sorten aus den Jahren 1999/2000 (Tabelle 6) und von 27 Arten + Sorten der Jahre 2000/2001 (Tabelle 7). Die Sämlinge wurden in verschiedene Kunststofftöpfe gepflanzt: 3 L-Töpfe (17 x 19,2 cm, Durchmesser x Höhe) für Sämlinge der Ernte 1999/2000 (Tabelle 6); 2 L-Töpfe (14,8 x 17,4 cm, Durchmesser x Höhe) für Sämlinge der Ernte 2000/2001 (Tabelle 7).

Tabelle 6: Selektierte, den Salzstress überlebende Sämlinge von 26 Rosenarten, die für die weiteren Testungen auf Salztoleranz verwendet wurden (Aussaat 2000)

Art	Anzahl der unter Salzstress selektierten Sämlinge			
	Kontrolle	Behandlung [mmol NaCl l ⁻¹]		
		100	150	200
<i>R. agrestis</i>	72	44	12	0
<i>R. cv. `Alba Suaveolens`</i>	2	0	0	0
<i>R. arvensis</i>	489	118	29	0
<i>R. carolina</i>	125	32	29	0
<i>R. corymbifera</i>	44	34	14	0
<i>R. CT 50-4 x `Caramba`</i>	19	6	0	0
<i>R. foliolosa</i>	69	45	0	0
<i>R. helenae</i>	166	64	17	3
<i>R. kordesii</i>	34	17	3	0
<i>R. majalis</i>	136	71	44	14
<i>R. mollis</i>	82	2	0	0
<i>R. multiflora</i>	366	54	13	5
<i>R. nitida</i>	22	6	0	0
<i>R. obtusifolia</i>	6	0	0	0
<i>R. pendulina</i>	6	5	0	0
<i>R. cv. `Perle d'Or`</i>	18	8	0	0
<i>R. pisocarpa</i>	13	10	7	0
<i>R. regeliana</i>	39	18	0	0
<i>R. rubiginosa</i>	49	37	33	8
<i>R. rubrifolia</i>	7	3	0	0
<i>R. rugosa</i>	561	102	67	14
<i>R. rugosa `Alba`</i>	64	31	0	0
<i>R. sherardii</i>	2	0	0	0
<i>R. mollis</i>	2	0	0	0
<i>R. virginiana</i>	690	219	71	43
<i>R. woodsii fendleri</i>	23	12	3	0

Tabelle 7: Selektierte, den Salzstress überlebende Sämlinge von 27 Rosengenotypen, die für die weiteren Testungen auf Salztoleranz verwendet wurden (Aussaat 2001)

Art	Kontrolle	Anzahl der unter Salzstress selektierten Sämlinge		
		Behandlung [mmol NaCl l ⁻¹]		
		100	150	200
<i>R. agrestis</i>	24	0	0	0
<i>R. arvensis</i>	31	17	1	0
<i>R. blanda</i>	17	0	0	0
<i>R. cv. `Buttermere`</i>	2	0	0	0
<i>R. corymbifera `Laxa`</i>	26	2	0	0
<i>R. davidii</i> var. <i>`Elongata`</i>	19	2	0	0
<i>R. cv. `Eddies Jewels`</i>	9	2	0	0
<i>R. foliolosa</i>	205	14	4	0
<i>R. helenae</i>	3043	443	350	183
<i>R. hemsleyana</i>	21	7	3	0
<i>R. majalis</i>	71	40	3	3
<i>R. mollis</i>	19	11	0	0
<i>R. moyesii</i>	65	20	8	2
<i>R. multiflora</i>	1204	247	87	41
<i>R. nitida</i>	21	9	0	0
<i>R. cv. `Perle `d`Or</i>	24	9	0	0
<i>R. pisocarpa</i>	44	8	4	0
<i>R. regeliana</i>	1363	150	72	58
<i>R. roxburghii</i>	17	3	2	0
<i>R. rubiginosa</i>	121	31	7	0
<i>R. rubrifolia</i>	8	1	0	0
<i>R. rugosa</i>	647	24	4	0
<i>R. rugosa `Alba`</i>	4905	1058	412	287
<i>R. rugosa `Alba`</i>	2453	529	206	144
<i>R. rugosa x R. rugosa `Alba`</i>	569	145	46	18
<i>R. villosa</i>	101	31	10	0
<i>R. virginiana</i>	239	164	0	0

Diese Sämlingspflanzen wurden erneut Salzstress ausgesetzt, wobei die Behandlung den Bedingungen entsprach, unter denen die Samen vorher gekeimt waren (Tabelle 8). Die Anzahl der Sämlinge pro Behandlung und die Anzahl der Wiederholungen variierte bei den verschiedenen Arten. Aus Platzgründen wurden für die Kontrollen nur jeweils 6 Pflanzen genommen. Bei den Behandlungen mit NaCl-Lösung wurden alle Pflanzen, die in den Tabellen 6 und 7 angegeben sind, genommen.

Tabelle 8: Übersicht über die Salzbehandlung von Samen und überlebenden Sämlingspflanzen

Keimung der Samen unter [mmol NaCl l ⁻¹]	Salzstress der Sämlinge [mmol NaCl l ⁻¹]
0 (Kontrolle)	0 (Kontrolle)
100	100
150	150
200	200

Die Töpfe wurden mit herkömmlichem Rosensubstrat (70 % Weisstorf und 30 % Kokosfaser, 1,2 Kg NPK „14-16-18“ m⁻³, 100 g Spurenelemente m⁻³, 1,0 Kg Grobkalk m⁻³, pH 6,0 Struktur grob Fa. Heinrich Harden) beschickt und wie praxisüblich gewässert bzw. wöchentlich mit 2,0 g l⁻¹ „Flory 3“ gedüngt. Nach sechs Wochen wurden alle Pflanzen vor der NaCl-Behandlungen gestutzt. In Abhängigkeit von den Gewächshaustemperaturen wurden die in Untersetzern stehenden Töpfe in Intervallen von 10 Tagen oder länger mit Salzlösungen (100, 150 und 200 mmol NaCl l⁻¹) bzw. Leitungswasser (Kontrolle) im Durchfluss versorgt. Die Sämlinge wurden zunächst solange bewässert bis die Untersetzer zur Hälfte gefüllt waren. Danach wurde der Vorgang für ca. 20 bis 30 min solange fortgesetzt, bis die austretende Flüssigkeit dieselbe Konzentration wie die Vorratslösung aufwies. Am Schluss wurden die Untersetzer entleert.

Nach acht Wochen hing die Bewässerung bei allen Behandlungen vom Gewicht der Töpfe ab: Sie fand statt, sobald Zweilitertöpfe eine Grenze von 580 g bzw. Dreilitertöpfe von 1120 g unterschritten hatten. Eine Nachdüngung aller Töpfe erfolgte nach 8 und 12 Wochen mit einem Zusatz von 2 g „Flory 3“ l⁻¹ jeweils in den entsprechenden Salzlösungen („Flory 3“ = 15 % N, 10 % P₂O₅, 15 % K₂O, 2 % MgO und Spurenelemente 0,020 % B, 0,030 % Cu, 0,075 % Fe, 0,050 % Mn, 0,001 % Mo 0,010 % Zn).

Am 25.04.2002, nach insgesamt 31 Wochen endete das Experiment mit der visuellen Evaluierung der überlebenden Pflanzen in Bezug auf durch Salzstress induzierte Schadsymptome an den Blättern.

Die Blattsymptome (Chlorose- und Nekroseerscheinungen) wurden mit folgenden Noten bonitiert (s. Abbildung 4):

- (0) Keine sichtbaren Schäden
- (1) Leichte Anzeichen an den Blattspitzen
- (2) Mäßige Schädigungen der Blattspitzen, die sich in die Blattfläche fortsetzen
- (3) Starke Symptome bis zum Blatttod

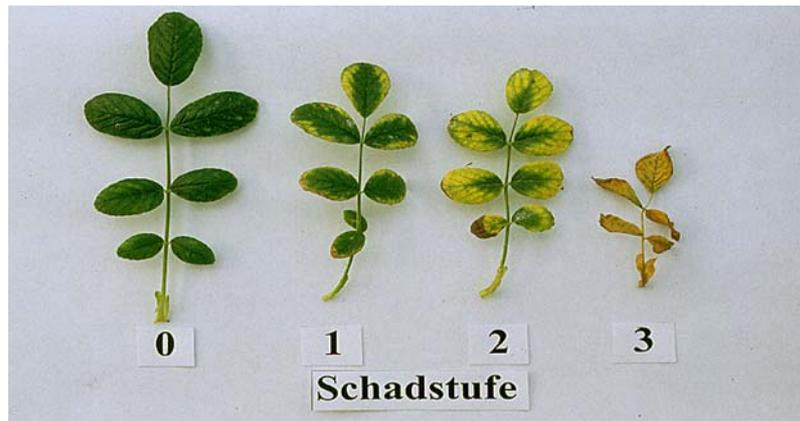


Abbildung 4: Salzschädstufen von 0 bis 3

3.3. *In vitro*-Experimente

3.3.1. Verklonung

3.3.1.1. Pflanzenmaterial

Nach dem Ende der Selektionsphase der Sämlinge (Experiment 2) am 25.04.2002 wurden überlebende Individuen von 13 Rosa Arten mit der höchsten durchschnittlichen Salztoleranz in 5-Liter-Plastiktöpfe (20 x 24 D. x H. cm) mit Rosensubstrat überführt (70% Weisstorf, 30 % Kokosfaser, 1,2 Kg NPK „14-16-18“ m⁻³, 100 g Spurenelemente m⁻³, pH 6,0 1,0 Kg Grobkalk m⁻³ ; Struktur grob Fa. Heinrich Harden). Zur Entfernung der an den Wurzeln anhaftenden Salzreste wurde gründlich drei bis fünfmal mit Leitungswasser bewässert. Die Kultur erfolgte unter Gewächshausbedingungen (15-25 °C und 30 % relative Luftfeuchtigkeit). Nach vier Wochen wurden die Pflanzen wöchentlich mit 2,0 g Flory 3 l⁻¹ gedüngt. Nach sechs Wochen, als sich neue Knospen zeigten, wurde begonnen, die Genotypen über die Präparation von Sprossspitzen, Achselknospen bzw. nodalen Segmenten *in vitro*-Kultur zu etablieren. Zusätzlich zu den 13 Rosa Spezies der voran gegangenen Selektionen wurden die beiden Rosa Arten *R. canina* und *R. multiflora* und die Sorten *R. cv. `I. Bergmann`* und *R. cv. `Elvershörn`* in die Experimente aufgenommen. Die vier letzteren Arten sollten als unselektierte Kontrollen in den weiteren Versuchen mitgeführt werden. Eine Zusammenstellung der Individuen, die zur Verklonung und den nachfolgenden *in vitro*-und *ex vitro*-Prüfungen auf Salztoleranz eingesetzt wurden, zeigt Tabelle 9.

Tabelle 9: Übersicht über die in die *in vitro*-Kultur überführten *Rosa*-Arten

Art	Genotypbezeichnung ^{*)}	Art	Genotypbezeichnung ^{*)}
<i>R. canina</i>	1)94-56-3	<i>R. rugosa</i>	2)93-37-03/10
<i>R. multiflora</i>	1)91-100-1	<i>R. cv. `Perle d'Or`</i>	2)93-83-01/16
<i>R. cv. `I. Bergmann`</i>	Sorte1	<i>R. rugosa x R. rugosa `Alba`</i>	2)95-22-31/8
<i>R. cv. `Elvershörn`</i>	Sorte2	<i>R. rugosa `Alba`</i>	3)93-37-03/4
<i>R. rubiginosa</i>	2)93-11-01/12	<i>R. rugosa</i>	3)93-47-01/2
<i>R. rubiginosa</i>	2)93-11-01/13	<i>R. rugosa</i>	3)93-47-01/3
<i>R. rubiginosa</i>	2)93-11-01/14	<i>R. virginiana</i>	3)93-47-01/11
<i>R. rugosa</i>	2)93-36-02/6	<i>R. virginiana</i>	3)93-47-02/19
<i>R. regeliana = R. rugosa</i>	3)93-36-04/9		

^{*)} Erläuterung der Genotypenbezeichnungen:

- 1) Sämlinge ohne NaCl-Stress (Kontrolle)
- 2) selektierte Sämlinge auf 100 mmol l⁻¹ NaCl-Stress
- 3) selektierte Sämlinge auf 150 mmol l⁻¹ NaCl-Stress

3.3.1.2. Sterilisation

Nodale Segmente (20-30 mm) wurde im Juli und August 2002 von den Ausgangspflanzen abgenommen. Sie wurden mit Leitungswasser gewaschen und zur Desinfektion 20 min in 3 %ige NaOCl-Lösung, die je Liter mit drei Tropfen Tween versetzt worden war, getaucht und anschließend dreimal mit frischem sterilisierten Wasser gespült. Die Enden der Explantate wurden zur Entfernung Hypochlorit geschädigter Zellen abgeschnitten, der Rest blieb zum Schutz der Knospen stehen.

Zur Sterilisation wurden die Medien (s.u.) und Instrumente 15 min bei 1,1 Bar und 121°C autoklaviert. Während der Präparierarbeiten in einer Laminar Flow-Werkbank wurden Skalpelle, Pinzetten etc. zusätzlich durch Eintauchen in 70 %iges Isopropanol und Abflammen steril gehalten.

3.3.1.3. Nährmedien

In Abhängigkeit vom Genotyp wurden zwei verschiedene Medien verwendet:

- 1) MS-Medium (MURASHIGE und SKOOG, 1962; s. Anhang A3), ergänzt mit 2,0 mg BAP l⁻¹ + 0,1 mg GA₃ l⁻¹ + 0,04 mg NES l⁻¹ + 30 g Saccharose l⁻¹ und verfestigt mit 7 g Agar l⁻¹ für folgende Herkünfte: *Rosa virginiana*, *R. rubiginosa*, und *R. cv. `Perle d'Or`*.
- 2) Ein weiteres mit 1,0 mg BAP l⁻¹ + 0,1 mg GA₃ l⁻¹ + 0,04 mg NES l⁻¹ + 100 mg Fe EDDHA l⁻¹ [Ferric Ethylendiamine DI-(2-hydroxyphenyl acetate)] modifiziertes und mit 7,0 g Agar l⁻¹ verfestigtes MS-Medium für: *Rosa rugosa*, *R. rugosa `Alba`*, *R. regeliana* und *R. rugosa x R. rugosa `Alba`* (s. Anhang A2).

Bei beiden Medien wurde der pH-Werte vor dem Autoklavieren mit NaOH oder HCl auf 5,8 eingestellt.

3.3.1.4. Kulturbedingungen

An einer Laminar Flow-Werkbank wurden in die als Kulturgefäße dienenden 250 ml-Weckgläser mit ca. 70 ml Medium 20 bis 30 Explantate gesetzt. Diese wurden bei 25°C und 1.500 Lux in einem 16 h/8 h Tag-/Nacht-Rhythmus gehalten. Alle vier bis sechs Wochen wurden die regenerierten Sprossen unter denselben Bedingungen in frischem Medium subkultiviert. Nach acht Zyklen wurden die Kulturen jeweils für die weiteren Stresstestungen geteilt: Ein Teil wurde zur Bewurzelung gebracht, um die Regenerate im Gewächshaus zu prüfen (s. Abschnitt 3.4), die andere Hälfte der Klone für den Salzstress unter *in vitro*-Bedingungen (s. Abschnitt 3.3.2) zurück gehalten.

3.3.1.5. *In vitro*-Bewurzelung

Jeweils 10 der während der Vermehrungsphase regenerierten Sprosse (20-30 mm lang, mit zwei bis drei Blättchen) wurden in 250 ml-Weckgläsern auf 70 ml halbkonzentriertes MS-medium (pH 5,8) gesetzt, das 0,05 mg IBS l⁻¹ + 0,1 mg NES l⁻¹ + 1,0 g Aktivkohle l⁻¹ + 30 g Saccharose l⁻¹ enthielt und mit 7,0 g Agar l⁻¹ verfestigt worden war (s. Anhang A4). Die Inkubationsbedingungen blieben dieselben. Nach vier Wochen wurde die prozentuale Bewurzelungsrate pro Klon bestimmt.

3.3.1.6. Überführung in Erdkultur

Zur Akklimatisierung der *in vitro*-Pflanzen an die Gewächshausverhältnisse wurden die bewurzelten und nicht bewurzelten Pflänzchen vorsichtig den Gefäßen entnommen, der Agar mit Wasser abgewaschen, gefolgt von einer vorbeugenden Spülung gegen Pilzbefall mit 1,0 g Chinosol l⁻¹. Sie wurden dann in Plastikschaalen (Quick-Pot 77 w. 40 x 40 x 50 mm) in mittleres Floraton 3 (Fa. Floragard; Zusammensetzung: reiner Weißtorf mit 8 % Tonzusatz und 50 g Spurenelemente m⁻³ Struktur-fein) gepflanzt. Dem Substrat wurden weiterhin zugesetzt: 50-300 mg/l N-stickstoff, 80-300 mg/l P₂O₅-Phosphat, 80-400 mg/l K₂O-Kaliumoxid; der pH-Wert betrug 5,4 bis 6,2. Die mit Plastikfolie bedeckten Schalen wurden im Gewächshaus vier Wochen bei 25°C und einer Luftfeuchtigkeit von 90-100 % gehalten. Anschließend wurde die Temperatur eine Woche lang auf 10-12°C gesenkt. Danach wurden die Pflänzchen in 9 cm-Töpfen (8,5 x 7,1 D x H cm) mit handelsüblichem Rosensubstrat (70 % Weisstorf, 30 % Kokosfaser; 1,2 Kg NPK „14-16-18“ m⁻³, 100 g Spurenelemente m⁻³, 1,0 Kg Grobkalk m⁻³ Struktur-grob, pH 6,0 Fa. Heinrich Harden) getopft und weitere 4 Wochen bei 10-12 °C kultiviert.

3.3.2. *In vitro*-Testung der Klone auf Salzstress

Die 17 Rosa-Klone der Tabelle 9, die aufgrund ihrer Vorgeschichte ein gewisses Maß an Salztoleranz aufweisen sollten, wurden als 20-30 mm lange Sprosse (mit zwei bis drei Blättchen) in 250 ml-Weckgläsern wieder auf 70 ml halbkonzentriertes MS-Bewurzelungsmedium gesetzt, das 0,05 mg IBS l⁻¹ + 0,1 mg NES l⁻¹ + 1,0 g Aktivkohle l⁻¹ + 30 g Saccharose l⁻¹ enthielt und mit 7 g Agar l⁻¹ verfestigt worden war. Je nach Stressvariante enthielt das Medium zusätzlich folgende Salzkonzentrationen: 0, 50, 100 oder 150 mmol NaCl l⁻¹. Der pH-Wert wurde auf 5,8 eingestellt. Pro Glas wurden 10 Explantate eingesetzt, jede Behandlung wurde dreimal wiederholt. Die Inkubationsbedingungen blieben unverändert. Nach sechs Wochen wurden die folgenden Daten der Kulturen erhoben:

- Frischgewicht/Spross [g],
- Anzahl der Wurzeln/Spross,
- Wurzellänge [mm],
- prozentuale Bewurzelung,
- Konzentrationen [in mmol g⁻¹ Trockenmasse] von Na⁺ und Cl⁻ und anderer ausgewählter Kationen (K⁺) und Anionen (SO₄²⁻ und PO₄³⁻).

3.4. *Ex vitro*-Testung der Rosenklone auf Salzstress unter Gewächshausbedingungen

3.4.1. Vier-Wochen-Stress

Die 17 Rosa-Klone, die aus der *in vitro*-Vermehrung 10 Wochen im Gewächshaus akklimatisiert worden waren, wurden nun weiter unter diesen Bedingungen auf Toleranz gegen Salzstress geprüft. Es handelte sich um dieselben wie schon in der Tabelle 9 genannten Genotypen.

Die Pflanzen wurden wie zuvor in 9 cm-Töpfe (8,5 x 7,1 cm) mit handelsüblichem Rosensubstrat (70 % Weisstorf, 30 % Kokosfaser; 1,2 Kg NPK „14-16-18“ m⁻³, 100 g Spurenelemente m⁻³, 1,0 Kg Grobkalk m⁻³, Struktur-grob, pH 6,0 Fa. Heinrich Harden) gesetzt. Jeweils 15 Töpfe wurden in normale 32 x 47 cm Schalen (Fa. Manna-Spezial) gestellt, die sich wiederum in 32 x 47 cm-Schalen ohne Loch befanden. Damit wurde gewährleistet, dass die zur Stressung verwendeten Salzlösungen (s.u.) nicht abfließen konnten. Bewässert wurde mit folgenden drei Varianten: 0 (Kontrolle), 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹. Jede Variante wurde in einer vollständig randomisierten Blockanlage dreimal wiederholt, d.h. jeweils n=45 Individuen getestet. Dazu wurden zunächst die Tröge

mit den Salzlösungen gefüllt, nach 30-40 min der Überschuss entfernt und die Pflanzen fünfmal gegossen bis der Salzgehalt der durchgelaufenen Flüssigkeit konstant blieb. Danach wurde das Gießen erst dann fortgesetzt, wenn das Gewicht der 9 cm-Töpfe einen Grenzwert von 190 g erreichte. Die Anfangsdüngung pro Topf bestand bei allen Varianten aus einem Zusatz von 0,5 g „Flory 1, fein“ l⁻¹ Gießflüssigkeit, enthaltend 15 % N, 10 % P₂O₅, 15 % K₂O, 2 % MgO und als Spurenelemente 0,020 % B, 0,030 % Cu, 0,075 % Fe, 0,050 % Mn, 0,001 % Mo und 0,010 % Zn. Da die Pflanzen nach einer Woche Gelbfärbungen zeigten, wurde die Düngung für die restliche Kulturzeit auf 1,0 g „Flory 1“ l⁻¹ und 0,025 g „Flory 10“ l⁻¹ mit den Spurenelementen 0,020 % B, 0,030 % Cu, 0,075 % Fe, 0,050 % Mn, 0,001 % Mo und 0,010 % Zn umgestellt.

Nach vier Wochen wurde der Prozentsatz an überlebenden Pflanzen je Schale festgehalten und an diesen folgende Parameter bestimmt:

- Trockenmasse der Blätter, Stängel und Wurzeln [g],
- Konzentrationen [in mmol g⁻¹ Trockenmasse] von Na⁺ und Cl⁻ und anderer ausgewählter Kationen (K⁺) bzw. Anionen (SO₄²⁻ und PO₄³⁻).

3.4.2. 12-Wochen-Stress

Nach vier Wochen unter Stressbedingungen zeigten unter anderen zwei Rosa-Genotypen (*R. rugosa* x *R. rugosa* `Alba` und *R. regeliana*) bei der Variante „100 mmol NaCl l⁻¹“ Anzeichen von Salztoleranz. Von diesen Individuen wurden 15 Pflanzen in 1-Liter-Töpfe mit kommerziellem Rosensubstrat (s.o.) umgesetzt, und weitere acht Wochen einem Salzstress von 100 mmol NaCl l⁻¹ ausgesetzt den sie überlebten. Nach 12 Wochen wurden folgende Parameter bestimmt:

- Trockenmasse der Blätter, Stängeln und Wurzeln [g],
- -Länge der Triebe, der neuen Austriebe und die maximale Wurzellänge [cm] unter Salzstress
- -Konzentrationen [in mmol g⁻¹ Trockenmasse] von Na⁺ und Cl⁻ und anderer ausgewählter Kationen (K⁺) und Anionen (SO₄²⁻ und PO₄³⁻).

3.4.3. 30-Wochen-Stress

Nach vier Wochen unter Stressbedingungen zeigten noch weitere vier Rosen-Genotypen (*R. rugosa*, *R. virginiana*, *R. rugosa* `Alba` und *R. cv.* `Perle d'Or`) bei der Variante 100 mmol NaCl l⁻¹ höchste Überlebensraten ohne Schäden durch Salzstress. Von diesen drei Arten und einer Sorte wurden 15 Pflanzen in 1-Liter Töpfe (13,5 x 11,7 cm) mit

kommerziellem Rosensubstrat (s.o.) umgesetzt und weitere 10 Wochen einem Salzstress von 100 mmol NaCl l⁻¹ ausgesetzt. Danach wurden diese 15 Pflanzen in 2-Liter Töpfe (14,8 x 17,4 cm) mit kommerziellem Rosensubstrat (s.o.) umgesetzt und weitere 16 Wochen einem Salzstress von 100 mmol NaCl l⁻¹ ausgesetzt. Nach insgesamt 30 Wochen Behandlungszeit wurden diese folgenden Parameter bestimmt:

- -Trockenmasse der Blätter, Stängel und Wurzeln [g],
- - Die Länge der Triebe, der neuen Austriebe und die maximale Wurzellänge (cm) unter Salzstress,
- -Konzentrationen [mmol g⁻¹ Trockenmasse] von Na⁺ und Cl⁻ und anderer ausgewählter Kationen (K⁺) und Anionen (SO₄²⁻ und PO₄³⁻).

3.5. Bestimmung von Kationen und Anionen

3.5.1. Übersicht

Es sollte geprüft werden, ob sich der Status wichtiger anorganischer Ionen (Na⁺, K⁺, und Cl⁻, PO₄³⁻, SO₄²⁻) in den Blättern, Stängeln und Wurzeln gestresster Pflanzen als Indikator für Salztoleranz eignete. Das Pflanzenmaterial entstammte den Versuchsserien in Abschnitt 3.3.2 bzw. 3.4. Eine Aufstellung der Probenzuordnungen (Codierungen) ist der Tabelle zu entnehmen. Als Methode der Wahl diente die Ionenchromatographie (Abbildung 5), zum Teil wurde Na⁺ durch (induktiv gekoppelter Plasma-Atom-Emissionsspektrometrie) bestimmt.

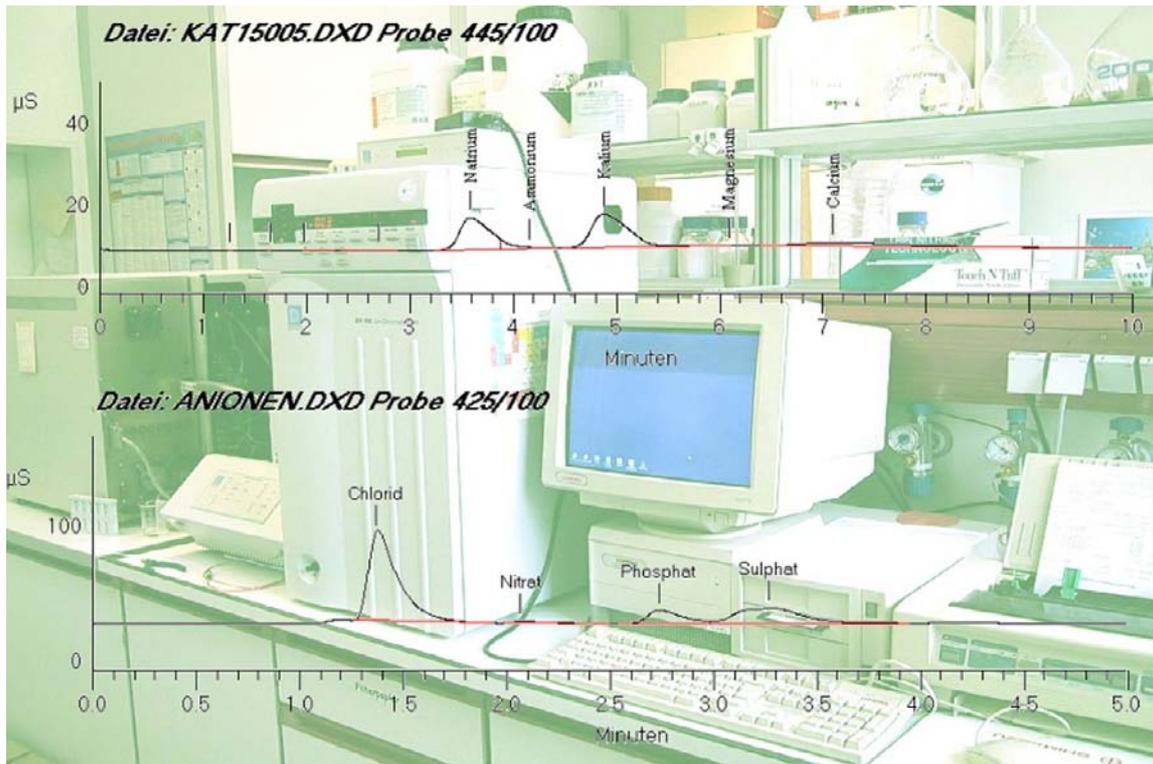


Abbildung 5: System zur Ionenchromatographie (Fa. DIONEX) im Biozentrum der Universität Hamburg (HH-Klein Flottbek)

Tabelle 10: Übersicht über das für die Analysen verwendete Pflanzenmaterial

Genotypen	Abstammung	Codierung (P_code)	Salzstress im Gewächshaus (Wochen)			Salzstress <i>in vitro</i>
			4	12	30	
1) 91-100-1 ^{*)}	<i>R. multiflora</i>	S_MF_01				x
1)94-50-7/K2	<i>R. multiflora</i>	S_MF_K2	x			
1)94-56-3	<i>R. canina</i>	S_CA_03				x
1)94-56-3/K1	<i>R. canina</i>	S_CA_K1	x			
2)93-11-01/12	<i>R. rubiginosa</i>	S_RB_12	x			x
2)93-11-01/13	<i>R. rubiginosa</i>	S_RB_13	x			x
2)93-11-01/14	<i>R. rubiginosa</i>	S_RB_14	x			x
2)93-36-02/6	<i>R. rugosa</i>	S_RU_06	x		x	x
3)93-36-04/9	<i>R. regeliana</i>	S_RE_09	x	x		x
2)93-37-03/10	<i>R. rugosa</i>	S_RU_10	x			x
2)93-83-01/16	<i>R. cv. `Perle d`Or`</i>	S_PO_16	x		x	x
2)95-22-31/8	<i>R. rugosa</i> x <i>R. rugosa</i> `Alba`	S_RA_08	x	x		x
3)93-37-03/4	<i>R. rugosa</i> `Alba`	S_RU_04	x			
3)93-47-01/2	<i>R. rugosa</i>	S_RU_02	x			
3)93-47-01/3	<i>R. rugosa</i>	S_RU_03	x		x	x
3)93-47-01/11	<i>R. virginiana</i>	S_VI_11	x		x	x
3)93-47-02/19	<i>R. virginiana</i>	S_VI_19	x			x
Sorte1	<i>R. cv. `Elveshorn`</i>	C_EH_00	x			x
Sorte2	<i>R. cv. `I. Bergmann`</i>	C_IB_00	x			x

^{*)} Erläuterung zur Bezeichnung der Genotypen:

- 1) Sämlinge ohne NaCl-Stress (Kontrolle)
- 2) selektierte Sämlinge auf 100 mmol l⁻¹ NaCl-Stress
- 3) selektierte Sämlinge auf 150 mmol l⁻¹ NaCl-Stress

3.5.2. Probenvorbereitung

3.5.2.1. Gewächshauspflanzen

Für die Analysen wurden Mischproben aus jeweils 15 Pflanzen der verschiedenen Stressvarianten (Kontrolle, 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹) getrennt nach Blättern, Stängeln und Wurzeln, gesammelt. Die Behandlungen lagen in dreifacher Wiederholung vor. Die Probenahme erfolgte nach 4 Wochen (3.4.1), nach 12 Wochen (3.4.2) und nach 30 Wochen (3.4.2) Behandlungszeit. Von Pflanzen, die vier oder zwölf Wochen Salzstress erlitten hatten, wurden Mischproben der gesunden und geschädigten Blätter und Stängel zusammengestellt.

Bei den Pflanzen, die 30 Wochen Stress überstanden hatten, wurden gesunde Blätter (bzw. nachgewachsenen) und geschädigte Blätter (zum Teil abgestorbene) getrennt und daraus dann die Mischproben erstellt. Die Mischproben wurden 24 Stunden bei 70°C getrocknet und anschließend gemahlen. Die Aufbewahrung aller Proben erfolgte im Exsikkator über Kieselgel.

3.5.2.2. *In vitro*-Material

Für die Analysen von *in vitro*-Material wurden Mischproben aus jeweils 10 Sprossen pro Glas der verschiedenen Stressvarianten (0, 50, 100, und 150 mmol NaCl l⁻¹) ohne Wurzeln gesammelt. Die Behandlungen lagen in dreifacher Wiederholung vor, so dass eine Gesamtzahl von 30 Sprossen berücksichtigt wurde. Die Entnahme fand 6 Wochen nach Versuchsbeginn statt. Bei den *in vitro*-Versuchen wurden die Mischproben der gesunden und geschädigten Sprossen zusammengemischt. Die Mischproben wurden 24 Stunden bei 70 °C getrocknet und anschließend gemahlen. Dann wurden alle Proben im Exsikkator über Kieselgel aufbewahrt.

3.5.3. Analytik

3.5.3.1. Ionenchromatographie

3.5.3.1.1. Extraktion

50 mg Pflanzenmaterial wurde in einen Messkolben (15 ml) eingewogen, mit 11 ml destilliertem Wasser vermischt und eine Stunde geschüttelt. Diese Mischung wurde 10 min bei 4.000 Upm zentrifugiert und danach durch Filtrierpapier (Schleicher & Schuell Typ Rundfilter, 604-½, 90 mm) gegeben. Das Filtrat wurde im Verhältnis 1:99 mit destilliertem Wasser verdünnt, d.h. zur 0,50 ml Probe wurde 4,50 ml destilliertes Wasser gegeben. Davon wurde 5,0 ml zur Analyse im Ionenchromatographen (Modell DX 100, Fa. Dionex GmbH - Idstein) eingesetzt. Falls erforderlich wurden die Proben weiter mit destilliertem Wasser verdünnt und die Analysen wiederholt. Alle Bestimmungen wurden im Biozentrum in Klein Flottbek der Universität Hamburg durchgeführt (Abbildung 5).

3.5.3.1.2. Kationenanalyse

Die Trennung der Kationen erfolgte auf der Säule (Ionbac CS 12 A) nach der Ionenaustauschmethode. Ausgewertet wurden, sofern nachweisbar, die Konzentrationen an Na⁺ und K⁺.

3.5.3.1.3. Anionenanalyse

Die Trennung der Anionen erfolgte auf der Säule (Ionbac AS 14) nach der Ionenaustausch-Methode. Ausgewertet wurden sofern nachweisbar, die Konzentrationen an Cl^- , PO_4^{3-} und SO_4^{2-} .

3.5.3.2. Induktiv gekoppelte Plasma-Atom-Emissionsspektrometrie „ICP-OES“

3.5.3.2.1. Na⁺-Bestimmung

Als Vorversuch wurden 30 Blattproben nach vier Wochen Behandlungszeit zur Bestimmung von Na^+ und Cl^- an die LUFA-Hannover (Landw. Untersuchungs- und Forschungsanstalt) geschickt. Die Untersuchung erfolgte nach folgender Methode: 5,0 g des getrockneten Pflanzmaterials wurden in einen Tiegel eingewogen und 3 Stunden bei 550°C verascht. Der Rückstand wurde mit 10 ml HCl (25 %) aufgenommen und zur Trockung eingedampft. Der Rückstand wurde erneut mit 2 ml 25 %iger HCl aufgenommen und mit destilliertem Wasser in einen 100 ml-Messkolben überführt und bis zur Marke aufgefüllt. Die Lösung wurde geschüttelt und durch Filtrierpapier in ein Reagenzglas gegeben. Der Na-Gehalt wurde an einem Aliquot mit induktiv gekoppelter Plasma-Atom-Emissionsspektrometrie bei 589,59 nm nach NÖLTE (1996) bestimmt.

3.5.3.2.2. Cl⁻-Bestimmung

Auch die Cl^- -Bestimmung wurde von der LUFA-Hannover übernommen. Die Cl^- Analysen wurden mit Hilfe der Ionenchromatographie (wie beim Biozentrum in Klein Flottbek der Universität Hamburg) durchgeführt.

3.6. Statistische Auswertung der Daten

Die statistischen Berechnungen (u.a. ANOVA und t-Testungen) wurden mit SAS (Vers. 8.1., SAS Institute Heidelberg) durchgeführt. Bei den Testungen wurde eine Irrtumswahrscheinlichkeit von $\alpha=5\%$ zugrunde gelegt.

4. Ergebnisse

4.1. Auswirkungen von Salzstress auf Samen und Sämlinge ausgewählter Rosa-Populationen im Gewächshaus

4.1.1. Keimungsraten der Genotypen

Die Samenkeimung war bei unterschiedlicher NaCl-Zugabe fast immer reduziert, besonders bei hohen Konzentrationen von 150 und 200 mmol NaCl l⁻¹. In den Tabellen 11 (Aussaat 2000) und 12 (Aussaat 2001) sind die Keimungsraten für die Kontrollbehandlung aller untersuchten Genotypen und für die Salzbehandlung (100, 150 und 200 mmol NaCl l⁻¹) dieser Pflanzen dargestellt. Generell wurde festgestellt, dass die Keimungsrate unter allen NaCl-Konzentrationen im Vergleich zur Kontrolle abnimmt. Aber die Rosen-Genotypen reagierten unter Salzstress unterschiedlich (siehe Tabelle 11). Mit steigendem NaCl im Substrat nahm die Keimungsrate bei allen Genotypen ab. Die hohe Konzentration im Substrat von 200 mmol NaCl l⁻¹ führte zu keiner Keimung bei allen Genotypen mit Ausnahme von *R. helena* 0,02 %, *R. multiflora* 0,02 %, *R. rubiginosa* 0,12 %, *R. rugosa* 0,06 % und *R. virginiana* 0,17 % (Tabelle 11).

Bei der Aussaat 2001 waren die Ergebnisse sehr ähnlich zu denen der Aussaat 2000. Die Keimungsrate unter Salzstress nimmt im Vergleich zur Kontrolle mit steigendem NaCl im Substrat ab. Die höchste Keimungsrate wurde mit 100 mmol NaCl l⁻¹ im Substrat erhalten. Mit steigendem NaCl im Substrat nahm die Keimungsrate bei allen Genotypen ab (Tabelle 12).

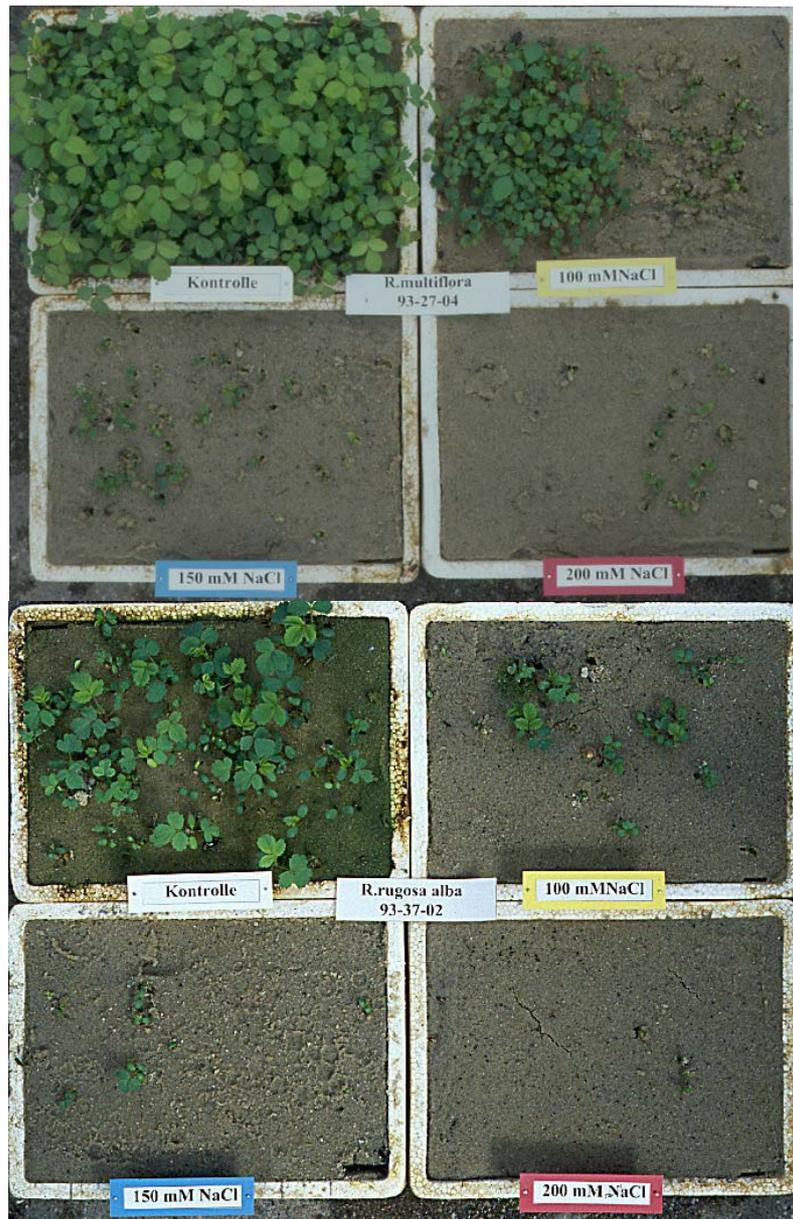


Abbildung 6: Samenkeimung auf Substraten von *R. multiflora* (oben) und *R. rugosa* `Alba` (unten) unter unterschiedlichem Salzstress (Aussaat 2000) im Anstauverfahren

Tabelle 11: Rosenaussaat aus 2000 im Substrat bei Anstauverfahren

Art	Feld Nr.	gekeimte Samen am 25.09.00 Beh.: mmol NaCl l ⁻¹				% gekeimte Samen Beh.: mmol NaCl l ⁻¹			
		Kontr.	100	150	200	Kontr.	100	150	200
<i>R. agrestis</i>	93-02-01	72	44	12	0	5,79	3,54	0,96	0,00
<i>R.cv `Alba Semiplena`</i>	93-50-01	0	0	0	0	0,0	0,0	0,0	0,0
<i>R.cv `Alba Suaveolena`</i>	93-51-01	2	0	0	0	0,70	0,0	0,0	0,0
<i>R. arvensis</i>	93-03-01	489	118	29	0	2,56	0,62	0,15	0,0
<i>R. carolina</i>	93-07-01	125	32	29	0	0,53	0,14	0,12	0,0
<i>R. corymbifera `Laxa`</i>	93-10-01	54	21	9	0	2,30	0,89	0,38	0,0
<i>R. corymbifera `Inermis`</i>	93-10-03	44	34	14	0	1,80	1,39	0,57	0,0
<i>R. CT 50 -4x Caramba</i>	91-100-5	19	6	0	0	0,20	0,06	0,0	0,0
<i>R. foliolosa</i>	93-15-01	69	45	0	0	0,91	0,59	0,0	0,0
<i>R. glauca</i>	93-17-01	4	1	0	0	0,03	0,01	0,0	0,0
<i>R. helenae</i>	93-18-01	166	64	17	3	1,20	0,46	0,12	0,02
<i>R. jundzillii</i>	94-114-01	2	0	0	0	0,04	0,0	0,0	0,0
<i>R. kordesii</i>	93-20-01	34	17	3	0	0,71	0,36	0,06	0,0
<i>R. majalis</i>	93-09-01	163	71	44	14	0,11	0,05	0,03	0,01
<i>R. mollis</i>	93-24-01	82	2	0	0	0,12	0,0	0,0	0,0
<i>R. multiflora</i>	93-27-04	366	54	13	5	1,79	0,26	0,06	0,02
<i>R. multiflora</i>	94-101-01	370	49	19	3	1,74	0,23	0,09	0,02
<i>R. multiflora</i>	93-27-03	389	42	7	2	1,82	0,20	0,03	0,01
<i>R. nitida</i>	93-29-01	22	6	0	0	1,28	0,35	0,00	0,0
<i>R. obtusifolia</i>	94-109-01	6	0,0	0,0	0,0	0,04	0,0	0,0	0,0
<i>R. pendulina</i>	93-32-02	6	5	0	0	0,99	0,83	0,0	0,0
<i>R. cv. 'Perle d'Or'</i>	93-83-01	18	8	0	0	1,06	0,47	0,0	0,0
<i>R. pisocarpa</i>	93-33-01	13	10	7	0	0,83	0,64	0,45	0,0
<i>R. regeliana</i>	93-36-04	39	18	0	0	2,58	1,19	0,18	0,02
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-05	38	24	12	1	0,57	0,36	0,18	0,02
<i>R. rubiginosa</i>	94-115-01	49	38	24	1	0,75	0,59	0,36	0,02
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-01	41	37	33	8	0,62	0,56	0,50	0,12
<i>R. rubrifolia</i>	93-17-06	7	3	0	0	0,05	0,02	0,00	0,00
<i>R. rugosa</i>	93-36-02	561	102	67	14	2,33	0,42	0,28	0,06
<i>R. rugosa `Alba`</i>	93-37-03	64	31	11	0	0,76	0,37	0,13	0,0
<i>R. sherardii</i>	94-112-01	2	0	0	0	0,02	0,0	0,0	0,0
<i>R. mollis</i>	94-110-01	2	0	0	0	0,02	0,0	0,0	0,0
<i>R. virginiana</i>	93-47-01	690	219	71	43	1,87	0,59	0,19	0,12
<i>R. virginiana</i>	93-47-02	1371	286	97	64	3,71	0,77	0,26	0,17
<i>R. woodsii fendleri</i>	93-49-01	23	12	3	0	0,23	0,12	0,03	0,0

Tabelle 12: Rosenaussaat aus 2001 im Substrat bei Anstauverfahren

Art	Feld Nr.	gekeimte Samen am 25.06.01 Beh.: mmol NaCl l ⁻¹				% gekeimte Samen Beh.: mmol NaCl l ⁻¹			
		Kontr.	100	150	200	Kontr.	100	150	200
<i>R. agrestis</i>	93-02-01	24	11	0	0	1,74	0,80	0,00	0,00
<i>R. arvensis</i>	93-03-02	31	17	1	0	0,12	0,07	0,01	0,00
<i>R. blanda</i>	93-04-01	17	0	0	0	0,11	0,00	0,00	0,00
<i>R. cv. `Buttermere`</i>	93-93-01	2	0	0	0	0,02	0,00	0,00	0,00
<i>R. canina</i>	93-06-04	4	0	0	0	0,03	0,00	0,00	0,00
<i>R. CT 50-4 x Caramba</i>	91-100-5	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. corymbifera</i> 'Laxa'	93-0-01	26	2	1	0	0,09	0,01	0,00	0,00
<i>R. davidii</i> var. <i>Elongata</i>	94-104-1	19	2	0	0	0,27	0,03	0,00	0,00
<i>R. cv. `Eddies Jewels`</i>	94-117-01	9	2	0	0	0,22	0,05	0,00	0,00
<i>R. foliolosa</i>	93-15-01	206	14	4	0	3,24	0,22	0,06	0,00
<i>R. glauca</i>	93-17-01	1	0	0	0	0,10	0,00	0,00	0,00
<i>R. helenae</i>	93-18-01	3043	443	350	183	5,13	0,75	0,60	0,31
<i>R. hemsleyana</i>	94-105-01	21	7	3	0	0,16	0,05	0,02	0,00
<i>R. kordesii</i>	93-20-01	2	0	0	0	0,05	0,00	0,00	0,00
<i>R. macrophylla</i>	93-21-01	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. majalis</i>	93-09-01	71	40	3	3	0,25	0,14	0,01	0,01
<i>R. mollis</i>	93-24-03	19	11	0	0	0,08	0,05	0,00	0,00
<i>R. moyesii</i>	93-25-01	65	20	8	2	0,68	0,21	0,08	0,02
<i>R. multiflora</i>	93-27-04	1250	247	96	44	3,20	0,63	0,25	0,11
<i>R. multiflora</i>	93-27-02	1204	247	87	41	3,08	0,63	0,22	0,10
<i>R. multiflora</i>	94-101-01	1270	250	89	36	3,25	0,64	0,23	0,09
<i>R. nitida</i>	93-29-01	21	9	0	0	4,12	1,76	0,00	0,00
<i>R. cv. 'Perle d'Or'</i>	93-83-01	24	9	0	0	1,43	0,54	0,00	0,00
<i>R. pisocarpa</i>	93-33-01	44	8	3	0	0,38	0,07	0,03	0,00
<i>R. regeliana</i>	93-36-04	1363	150	72	58	6,26	0,69	0,33	0,27
<i>R. roxburghii</i>	93-35-02	17	3	0	0	0,21	0,04	0,00	0,00
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-05	121	31	7	0	2,65	0,68	0,15	0,00
<i>R. rubiginosa</i>	94-115-01	112	24	8	2	2,91	0,55	0,18	0,05
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-06	127	19	6	2	2,86	0,43	0,14	0,05
<i>R. rubrifolia</i>	93-17-06	8	1	0	0	0,06	0,01	0,00	0,00
<i>R. rugosa</i>	93-36-02	647	24	4	0	2,63	0,10	0,02	0,00
<i>R. rugosa</i>	93-36-01	267	65	55	11	4,64	1,13	0,96	0,19
<i>R. rugosa</i>	93-36-03	565	120	105	13	4,91	1,04	0,91	0,11
<i>R. rugosa</i> `Alba`	93-37-03	4905	1058	412	287	4,14	0,89	0,35	0,24
<i>R. rugosa</i> `Alba`	94-16-01	2453	529	206	144	2,07	0,45	0,17	0,12
<i>R. rugosa</i> x <i>R. rugosa</i> `Alba`	95-22-31	569	145	46	18	0,58	0,15	0,05	0,02
<i>R. spinosissima</i>	93-42-02	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. stellata mirifica</i>	93-44-01	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. sweginzowii</i> <i>macrocarpa</i>	93-45-01	14	0	0	0	0,07	0,00	0,00	0,00
<i>R. villosa</i>	93-24-02	101	31	10	0	9,94	3,05	0,98	0,00
<i>R. virginiana</i>	93-47-01	239	164	0	0	1,12	0,77	0,00	0,00



Abbildung 7: Samenkeimung auf Substraten von *R. rugosa* (oben) und *R. helenae* (unten) unter unterschiedlichem Salzstress (Aussaat 2001) im Anstauverfahren nach 12 Wochen

4.1.2. Selektion von salztoleranten Sämlingen unter Salzstress

4.1.2.1. Überlebensraten der Sämlinge unter Salzstress

Die überlebenden Sämlinge aus der Aussaat 2000 und 2001 (Tabelle 13), die unter Salzstress gekeimt waren, wurden in einem normalen Substrat ohne NaCl kultiviert und getopft. Die Behandlung der Sämlinge mit Salzstress entsprach den Bedingungen, unter denen die Samen vorher gekeimt waren. Die Sämlinge aus der Aussaat 2000 und 2001 wurden noch einmal den gleichen Salzstressbedingungen ausgesetzt, d.h. Kontrolle ohne Zusatz sowie Zugabe von 100, 150 und 200 mmol NaCl l⁻¹. Bei der Selektion unter Salzstress wurde zunächst die Reaktion der Rosen-Genotypen auf die NaCl-Belastung an Hand der Blattschädigung verfolgt. Blattsymptome sind in der Regel die erste Reaktion auf Salzstressbehandlungen. Die

Zeitspanne, in der auch bei den hohen NaCl-Behandlungsstufen (ab 100 mmol NaCl l⁻¹) keine typischen Blattschäden auftraten, betrug zwei Wochen. Der Verlauf der Blattschädigung war am deutlichsten bei den Genotypen *R. arvensis*, *R. carolina*, *R. helenae*, *R. CT-50 x 'Caramba'* und *R. multiflora* ausgeprägt. Nach 8 Wochen waren diese Genotypen bei 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ tot. Auch die Behandlung 150 mmol NaCl l⁻¹ führte zum Tod der Arten *R. foliolosa*, *R. kordesii*, *R. majalis*, *R. nitida*, *R. multiflora* und *R. cv. 'Perle d'Or'*. Die Arten *R. rubiginosa*, *R. rugosa*, *R. rugosa 'Alba'* und *R. virginiana* überlebten nach 31 Wochen Behandlungszeit bei 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹. Nach den 31 Wochen wurden die überlebenden Sämlinge selektiert. Die Behandlung mit 200 mmol NaCl l⁻¹ führte nach 8 Wochen zum Tod aller Pflanzen. Die Arten reagierten unterschiedlich bei der Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹. *R. virginiana*, *R. rugosa 'Alba'*, *R. rugosa* und *R. rubiginosa* konnten bis zu 150 mmol NaCl l⁻¹ ertragen. Die allgemeine Überlebensrate der Pflanzen nach 31 Wochen betrug 25,3% bei 100 mmol l⁻¹, 22,1% bei 150 mmol l⁻¹ und 0,0% bei 200 mmol NaCl l⁻¹ (Abbildung 8 bis Abbildung 10 und Tabelle 14). Bei der Aussaat 2001 führte die Behandlung mit 150 und 200 mmol NaCl l⁻¹ zum Tod der Pflanzen nach 4 Wochen. Bei der Variante mit 100 mmol NaCl l⁻¹ war die Reaktion auf den Salzstress unterschiedlich. *R. arvensis*, *R. corymbifera 'Laxa'*, *R. helenae*, *R. moyesii*, *R. multiflora*, *R. roxburghii*, *R. rubiginosa*, *R. rubrifolia* und *R. virginiana* zeigten sich als sehr empfindlich für den Salzstress und waren in der 100 mmol NaCl l⁻¹ Variante bereits nach 16 Wochen abgestorben. Nur *R. foliolosa*, *R. majalis*, *R. nitida*, *R. regeliana*, *R. rugosa*, *R. rugosa 'Alba'*, *R. rugosa x R. rugosa 'Alba'* und *R. virginiana* konnten eine 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung tolerieren. Generell war die Überlebensrate der Pflanzen nach 31 Wochen 17,1 % bei 100 mmol l⁻¹ 0,0% bei 150 mmol l⁻¹ und 0,0% bei 200 mmol NaCl l⁻¹ (Tabelle 13 und Tabelle 14).



Abbildung 8: Überlebende Sämlinge bzw. Elitepflanzen nach 31 Wochen Salzstress im Gewächshaus 2002

Tabelle 13: Testung der Salztoleranz bei 21 Rosenarten im Durchlaufverfahren im Gewächshaus

Art	Aussaat-jahr	Feld Nr.	Anzahl vorselektierter Pflanzen * aus Behandlung (mmol NaCl l ⁻¹)				Überlebende Pflanzen nach 31 Wochen ** Behandlung (mmol NaCl l ⁻¹)			
			0	100	150	200	0	100	150	200
<i>R. agrestis</i>	2000	93-02-01	5	28	9		5	1	0	
<i>R. arvensis</i>	2000	93-03-01	5	20	5		5	1	0	
<i>R. arvensis</i>	2001	93-03-01	6	5			6	0		
<i>R. carolina</i>	2000	93-07-01	5	9	5		5	0	0	
<i>R. corymbifera</i> `Inermis`	2000	93-10-03	5	3			5	1		
<i>R. corymbifera</i> `Laxa`	2000	93-10-01	5	2			5	1		
<i>R. corymbifera</i> `Laxa`	2001	93-10-01	6	2	1		6	0	0	
<i>R. CT 50 x</i> `Caramba`	2000	91-100-5	5	3			5	0		
<i>R. cv.</i> `Perle d'Or`	2000	93-83-01	5	9			5	3		
<i>R. foliolosa</i>	2000	93-15-01	5	8			5	6		
<i>R. foliolosa</i>	2001	93-15-01	6	6	1		6	1	0	
<i>R. helenae</i>	2000	93-18-01	5	63	10	1	5	3	0	0
<i>R. helenae</i>	2001	93-18-01	6	143	108		6	0	0	
<i>R. kordesii</i>	2000	93-20-01	5	12			5	6		
<i>R. majalis</i>	2000	93-09-01	5	22			5	2		
<i>R. majalis</i>	2001	93-09-01	6	12			6	1		
<i>R. mollis</i>	2001	93-25-01	6	1			6	0		
<i>R. multiflora</i>	2001	93-27-02	6	41	22	2	6	0	0	0
<i>R. multiflora</i>	2000	93-27-03	5	7			5	3		
<i>R. multiflora</i>	2000	93-27-04	5	11	8		5	1	0	
<i>R. multiflora</i>	2001	93-27-04	6	163	42	12	6	0	0	0
<i>R. multiflora</i>	2000	94-101-01	5	51	9		5	3	0	
<i>R. multiflora</i>	2001	94-101-01	6	2			6	0		
<i>R. nitida</i>	2000	93-29-01	5	5			5	2		
<i>R. nitida</i>	2001	93-29-01	6	2			6	2		
<i>R. pisocarpa</i>	2001	93-33-01	6	3			6	0		
<i>R. regeliana</i>	2001	93-36-04	6	34	26	12	6	18	0	0
<i>R. roxburghii</i>	2001	93-35-02	6	1			6	0		
<i>R. rubiginosa</i>	2000	93-11-01	5	20	10		5	14	2	
<i>R. rubiginosa</i>	2000	93-11-05	5	15	4		5	6	2	
<i>R. rubiginosa</i>	2001	93-11-05	6	8	2		6	0	0	
<i>R. rubiginosa</i>	2001	93-11-06	6	5	2		6	0	0	
<i>R. rubiginosa</i>	2000	94-115-01	5	3			5	2		
<i>R. rubiginosa</i>	2001	94-115-01	6	1			6	0		
<i>R. rubrifolia</i>	2001	93-17-05	6	1			6	0		
<i>R. rugosa</i>	2001	93-36-01	6	34	33	4	6	17	0	0
<i>R. rugosa</i>	2000	93-36-02	5	51	28	6	5	9	7	0
<i>R. rugosa</i>	2001	93-36-02	6	34	33	4	6	17	0	0
<i>R. rugosa</i>	2001	93-36-03	6	12	2	4	6	11	0	0
<i>R. rugosa</i> `Alba`	2000	93-37-03	5	21	9		5	12	3	
<i>R. rugosa</i> `Alba`	2001	93-37-03	6	72	60	59	6	22	0	0
<i>R. rugosa</i> `Alba`	2001	94-116-01	6	27	3		6	11	0	
<i>R. rugosa</i> x <i>R. Rugosa</i> `Alba`	2001	95-22-31	6	114	7	6	6	23	0	0
<i>R. virginiana</i>	2000	93-47-01	5	30	20	5	5	10	6	0
<i>R. virginiana</i>	2001	93-47-01	6	2			6	1		
<i>R. virginiana</i>	2000	93-47-02	5	34	23	15	5	22	11	0

Pikiert: 21.10.00; getopft: 30.11.00, Salzstress ab 04.09.01; Auswertung nach 31 Wochen

*Anstauverfahren; ** Durchlaufverfahren

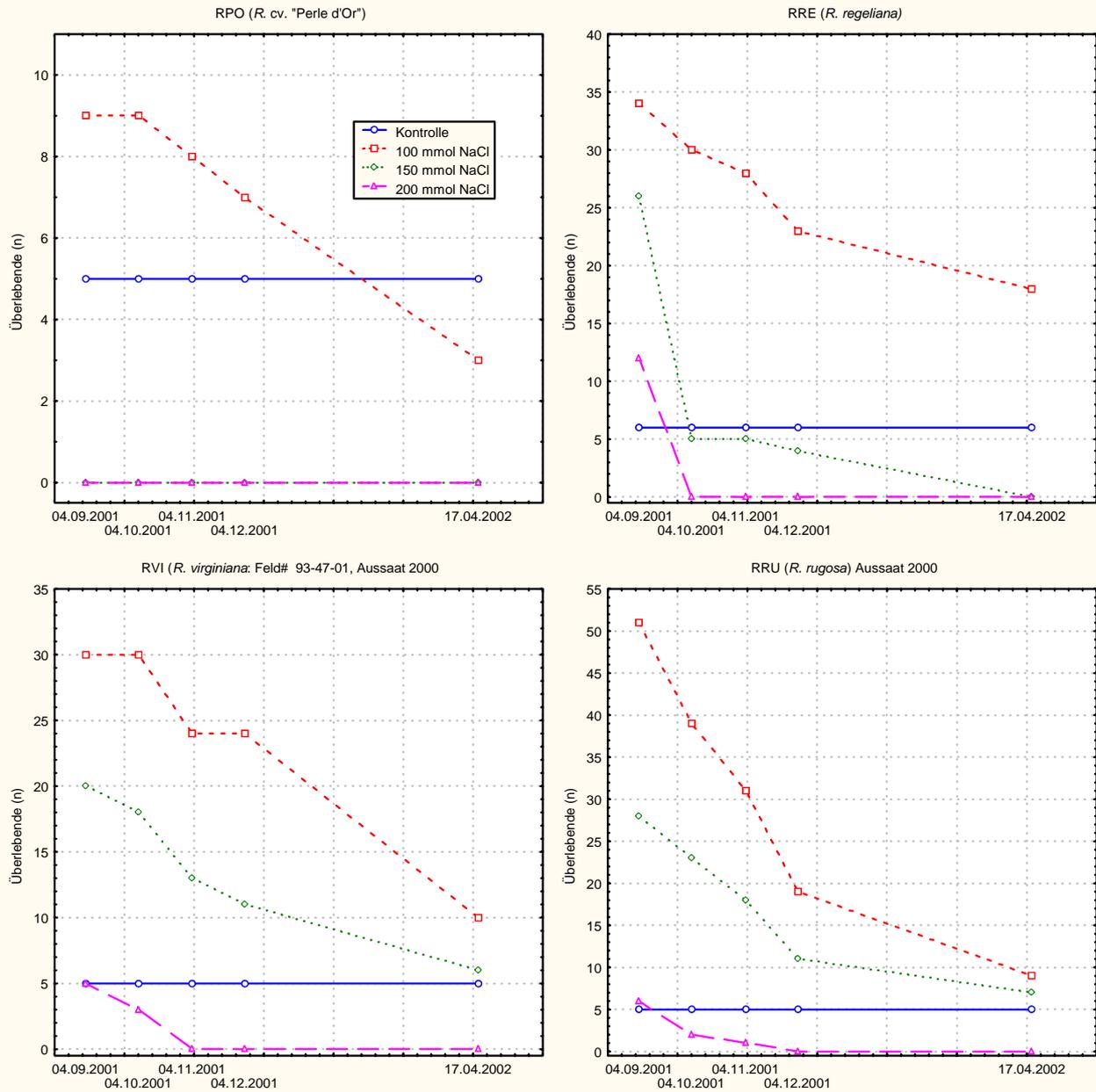


Abbildung 9: Überlebensrate von Sämlingen ausgewählter Herkünfte unter NaCl-Stress (2 Liter- und 1 Liter-Gefäße im Durchlaufverfahren)

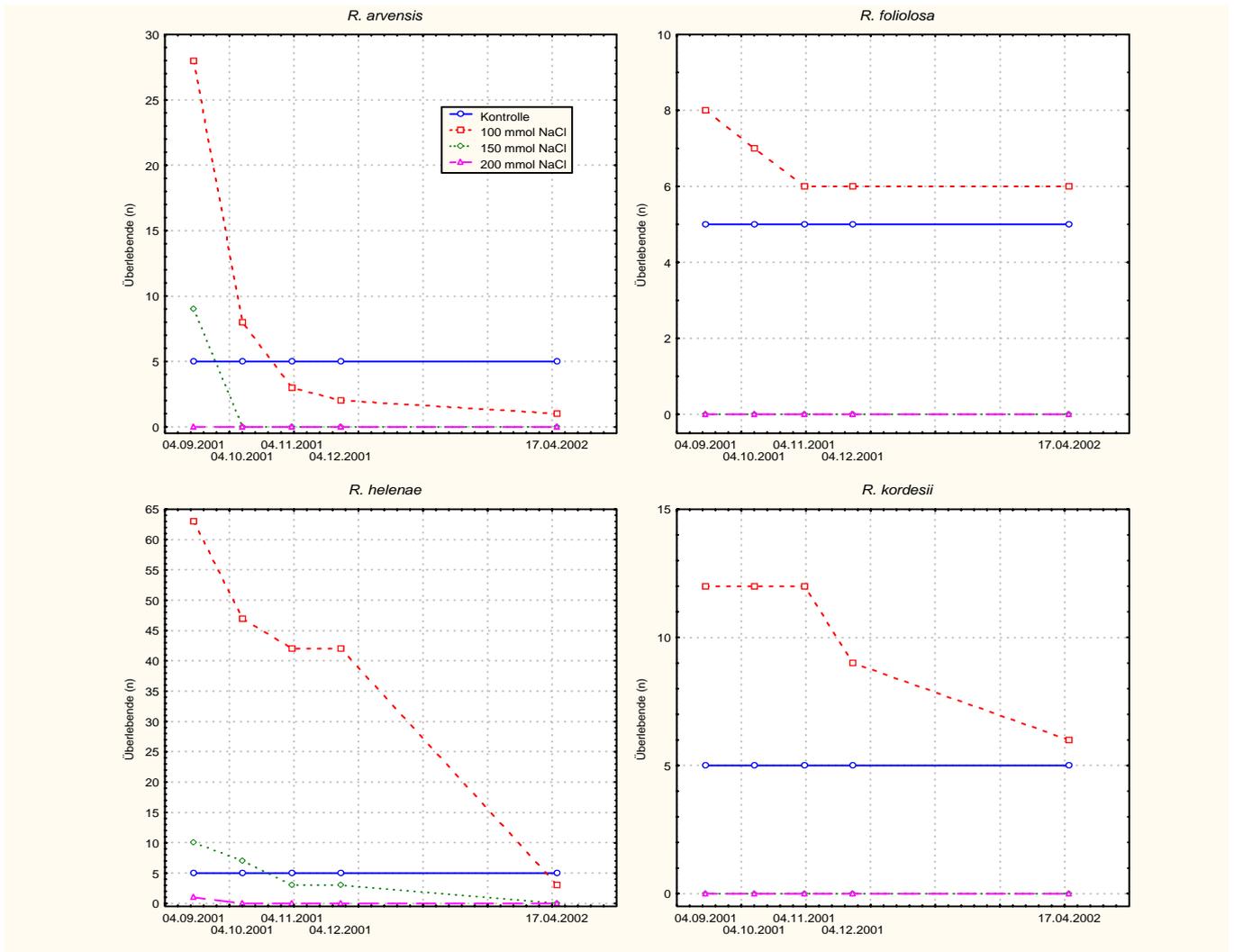


Abbildung 10: Überlebensrate von Sämlingen ausgewählter unter NaCl-Stress (2 Liter- und 1 Liter-Gefäße im Durchlaufverfahren)

Tabelle 14: Bonitur der überlebenden Pflanzen nach 31 Wochen NaCl-Stress im Durchlaufverfahren im 2-Liter- (2000) bzw. 1-Litergefäß (2001)

Art	Feld Nr.	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Aussaat-jahr ^{*)}	Qualität ^{**)}		
				„Elite“	„mittel“	„tot“
<i>R. arvensis</i>	93-02-01	100 mmol	2000	0	0	1
<i>R. arvensis</i>	93-03-01	100 mmol	2000	0	0	1
<i>R. corymbifera</i> 'Inermis'	93-10-03	100 mmol	2000	0	0	1
<i>R. corymbifera</i> 'Laxa'	93-10-01	100 mmol	2000	0	0	1
<i>R. cv.</i> 'Perle d'Or'	93-83-01	100 mmol	2000	2	1	0
<i>R. foliolosa</i>	93-15-01	100 mmol	2000	3	0	3
<i>R. foliolosa</i>	93-15-01	100 mmol	2001	0	0	1
<i>R. helenae</i>	93-18-01	100 mmol	2000	0	0	3
<i>R. kordesii</i>	93-20-01	100 mmol	2000	0	2	4
<i>R. majalis</i>	93-09-01	100 mmol	2000	0	2	0
<i>R. majalis</i>	93-09-01	100 mmol	2001	0	0	1
<i>R. multiflora</i>	93-27-03	100 mmol	2000	1	1	1
<i>R. multiflora</i>	93-27-04	100 mmol	2000	0	0	1
<i>R. multiflora</i>	94-101-01	100 mmol	2000	0	2	1
<i>R. nitida</i>	93-29-01	100 mmol	2000	2	0	0
<i>R. nitida</i>	93-29-01	100 mmol	2001	1	1	0
<i>R. regeliana</i>	93-36-04	100 mmol	2001	4	4	10
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-01	100 mmol	2000	9	2	3
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-01	150 mmol	2000	0	0	2
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-05	100 mmol	2000	0	4	2
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-05	150 mmol	2000	0	0	2
<i>R. rubiginosa</i>	94-115-01	100 mmol	2000	0	0	2
<i>R. rugosa</i>	93-36-01	100 mmol	2001	11	6	0
<i>R. rugosa</i>	93-36-02	100 mmol	2000	4	5	0
<i>R. rugosa</i>	93-36-02	150 mmol	2000	3	3	1
<i>R. rugosa</i>	93-36-02	100 mmol	2001	10	7	0
<i>R. rugosa</i>	93-36-03	100 mmol	2001	10	1	0
<i>R. rugosa</i> 'Alba'	93-37-03	100 mmol	2000	4	1	7
<i>R. rugosa</i> 'Alba'	93-37-03	150 mmol	2000	2	1	0
<i>R. rugosa</i> 'Alba'	93-37-03	100 mmol	2001	15	5	2
<i>R. rugosa</i> 'Alba'	94-116-01	100 mmol	2001	0	0	11
<i>R. rugosa</i> x <i>R. rugosa</i> 'Alba'	95-22-31	100 mmol	2001	6	14	3
<i>R. virginiana</i>	93-47-01	100 mmol	2000	5	4	1
<i>R. virginiana</i>	93-47-01	150 mmol	2000	3	2	1
<i>R. virginiana</i>	93-47-01	100 mmol	2001	0	0	1
<i>R. virginiana</i>	43-47-02	100 mmol	2000	9	13	0
<i>R. virginiana</i>	93-47-02	150 mmol	2000	3	4	4
		100 mmol	2000	39	37	32
Gesamt			2001	57	38	29
		150 mmol	2000	11	10	10

*) NaCl-Stress im Durchlaufverfahren im 2 Liter- (Jahr 2000) bzw. 1 Litergefäß (Jahr 2001)

***) Bonitur der zunächst überlebenden Pflanzen nach einer weiteren Woche: „Elite“ Pflanzen mit grünen Austrieben (Note 0).

„Mittlere Qualität“: Pflanzen teilweise abgestorben, aber noch mit grünen Blättern (Note 1)

„Tote Pflanzen“: Pflanzen vollständig abgestorben (Noten 2 + 3)

4.2. *In vitro*-Experimente

4.2.1. Untersuchungen zur *in vitro*-Reaktion von Rosen-Genotypen unter Salzstress

4.2.1.1. Optimierung der Vermehrungsverfahren

Nach dem Ende der Selektionsphase der Sämlinge am 25.04.2002 wurden die überlebenden Individuen von 13 Rosen-Genotypen mit der höchsten durchschnittlichen Salztoleranz (Elitepflanzen) ausgesucht (Abbildung 11). Nach sechs Wochen, als sich neue Knospen zeigten, wurde begonnen, die Genotypen über die Präparation von Sprossspitzen, Achselknospen bzw. Mikrostecklingen in *in vitro*-Kultur zu nehmen. Zusätzlich zu den 13 Rosen-Genotypen der voran gegangenen Selektionen wurden die beiden Rosen-Arten *R. canina* und *R. multiflora* und die Sorten *R. cv. 'I. Bergmann'* und *R. cv. 'Elveshorn'* in die Experimente aufgenommen. Die vier letzteren Arten und Sorten sollten als unselektierte Kontrollen in den weiteren Versuchen mitgeführt werden. Die Sprossbildung bei den Stänglexplantaten von Rosen-Genotypen begann 14 Tage nach Etablierung auf dem Medium. Bei diesen Arbeiten wurden zur Vermehrung in Abhängigkeit vom Genotyp zwei Rezepturen verwendet.

Bei dem ersten MS-Medium mit 2,0 mg BAP l⁻¹ + 0,1 mg GA₃ l⁻¹ + 0,004 mg NES l⁻¹ war die Vermehrungsrate bei den Genotypen *R. virginiana*, *R. rubiginosa*, *R. cv. 'Perle d'Or'*, *R. canina*, *R. multiflora* und die Sorte *R. cv. 'I. Bergmann'* und *R. cv. 'Elveshorn'* hoch.

Bei dem zweiten, modifizierten MS-Medium + 1,0 mg BAP l⁻¹ + 0,1 mg GA₃ l⁻¹ + 0,004 mg NES l⁻¹ + 100 mg FeEDDHA l⁻¹ war die Vermehrungsrate bei den Genotypen *R. rugosa*, *R. rugosa`Alba`*, *R. regaliana* und *R. rugosa x R. rugosa`Alba`* hoch.

4.2.1.2. Bewurzelungsraten *in vitro*

Nach 4-6-maligen Subkulturen bzw. Vermehrungsphasen wurden 17 Rosen-Genotypen auf ½ MS Medium gesetzt, zur Bewurzelung. Die Wurzelbildung begann bei allen Genotypen bereits 14-20 Tage nach dem Umsetzen auf das Bewurzelungsmedium. Sprossbildung und Kallusbildung bei allen Genotypen fanden auf dem Bewurzelungsmedium nicht statt. Die Verwendung des ½ MS-Mediums mit 0,05 mg IBS l⁻¹ + 0,1 mg NES l⁻¹ + 1,0 g Aktivkohle l⁻¹ ergab die besten Bewurzelungsraten bei allen Genotypen. Unter *in vitro* Bedingungen konnten bis zu 100 % der Sprosse (S_MF_K2, C_EH_00 und C_IB_00) bewurzelt werden. Die durchschnittlichen Bewurzelungsraten der anderen Genotypen lagen zwischen 67,1 und 96,3 % (Tabelle 15 und Abbildung 12).

Tabelle 15: Bewurzelungsrate für 17 Rosen-Arten (13 Elite und 4 Sorte) nach 6 Wochen *in vitro*

Art	Genotyp	Codierung	Bewurzelungsrate %
<i>R. multiflora</i>	1)91-100-01 ¹⁾	S_MF_01	91,1
<i>R. canina</i>	1)94-56-3	S-CA_03	83,2
<i>R. rubiginosa</i>	2)93-11-01/12	S_RB_12	72,7
<i>R. rubiginosa</i>	2)93-11-01/13	S_RB_13	67,1
<i>R. rubiginosa</i>	2)93-11-01/14	S_RB_14	70,1
<i>R. rugosa</i>	2)93-36-02/6	S_RU_06	93,3
<i>R. regeliana</i>	3)93-36-04/9	S_RE_09	78,6
<i>R. rugosa</i>	2)93-37-03/10	S_RU_10	75,8
<i>R. rugosa</i>	3)93-47-01/3	S_RU_03	84,4
<i>R. cv. 'Perle d'Or'</i>	2)93-83-01/16	S_PO_16	86,2
<i>R. rugosa</i> x <i>R. rugosa</i> 'Alba'	2)95-22-31/8	S_RA_08	87,5
<i>R. rugosa</i> 'Alba'	3)93-37-03/4	S_RU_04	92,0
<i>R. rugosa</i>	3)93-47-01/3	S_RU_03	67,1
<i>R. virginiana</i>	3)93-47-01/11	S_VI_11	96,3
<i>R. virginiana</i>	3)93-47-02/19	S_VI_19	77,0
<i>R. cv. 'Elveshörn'</i>	Sorte 1	C_EH_00	100,0
<i>R. cv. 'l. Bergmann'</i>	Sorte 2	C_IB_00	100,0

^{*)} Erläuterung der Genotypenbezeichnungen

- 1) Sämlinge ohne NaCl-Stress (Kontrolle)
- 2) selektierte Sämlinge auf 100 mmol NaCl l⁻¹-Stress
- 3) selektierte Sämlinge auf 150 mmol NaCl l⁻¹-Stress



Abbildung 11: Vermehrung von *R. cv. 'Perle d'Or'* mit multipler Sprossbildung auf MS-Medium mit 2,0 mg BAP l⁻¹ + 0,01 mg GA₃ l⁻¹ nach 4 Wochen *in vitro*



Abbildung 12: Bewurzelung von *R. cv. 'Perle d'Or'* mit kräftigen Wurzeln auf $\frac{1}{2}$ MS-Medium mit $0,1 \text{ mg NES l}^{-1} + 0,05 \text{ mg IBS l}^{-1}$ nach 4 Wochen *in vitro*

4.2.1.3. Überführung in Erdkultur

Drei bis vier Wochen nach der Überführung der bewurzelten und unbewurzelten Sprosse streckten sich die ersten Wurzelspitzen aus dem Floraton 3-Substrat heraus. Gleichzeitig setzte ein deutlich sichtbares Wachstum der Sprosse ein. Die Erfassung der Akklimationsrate nach sechs Wochen ergab keine großen Unterschiede zwischen den Genotypen und den Bewurzelungsmedien. Es konnte eine Überlebensrate von über 70-80% nach der Akklimation erzielt werden. Die Pflanzen zeigten zügiges Wachstum nach 6 Wochen Akklimation in Gewächshaus. Nach 8 Wochen wurden die Pflanzen in 9 cm-Töpfen kultiviert. Dann waren die Pflanzen bereit zur Salzstressapplikation (Abbildung 13).



Abbildung 13: *In vitro* vermehrte und verklonte Pflanzen von *R. rubiginosa* im Gewächshaus

4.2.2. *In vitro*-Testung der Rosen-Klone unter Salzstress

4.2.2.1. Einfluss von NaCl auf die Blattschädigung *in vitro*

Die ersten Blattschädigungen (Nekrosen) traten bei allen Genotypen nach ca. 2 Wochen *in vitro* auf, besonders stark bei den Genotypen C_EH_00, C_IB_00, S_MF_01, S_CA_03, S_RB_12, S_RB_13, S_RB_13 und S_MF_K2. Nach sechs Wochen waren die Sprosse dieser Genotypen bei den Konzentrationen von 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ abgestorben. Bei den geringeren Konzentrationen von 50 mmol NaCl l⁻¹ wuchsen die Sprosse. Die Genotypen reagierten unterschiedlich auf den Salzstress *in vitro*. Die Genotypen S_RU_06, S_RE_09, S_RU_10, S_PO_16, S_RA_08 und S_VI_19 zeigten eine höhere Verträglichkeit für NaCl als andere Genotypen. Diese Genotypen zeigten bei den Konzentrationen von 50, 100 und 150 mmol l⁻¹ NaCl wenige Chlorosen und Nekrosen an den Blättern. Im Vergleich wiesen *R. rubiginosa*, *R. canina*, *R. multiflora*, *R. virginiana* und die Sorten *R. cv.* 'Elveshörn' und *R. cv.* 'I. Bergmann' eine höhere Empfindlichkeit für NaCl auf. Die unbehandelten Kontrollen zeigten bei allen Genotypen keine Blattschädigung. Bei der 150 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung verfügten *R. multiflora*, *R. canina* sowie die Sorten *R. cv.* 'Elveshörn' und *R. cv.* 'I. Bergmann' über keine gesunden Blätter mehr. *R. cv.* 'Perle d'Or', *R. rugosa*, *R. rugosa* 'Alba', *R. rugosa* x *R. rugosa* 'Alba' und *R. regeliana* reagierten unter den Versuchsbedingungen verträglicher auf die *in vitro*-Salzbehandlungen als die salzempfindlichen Arten (Abbildung 14).

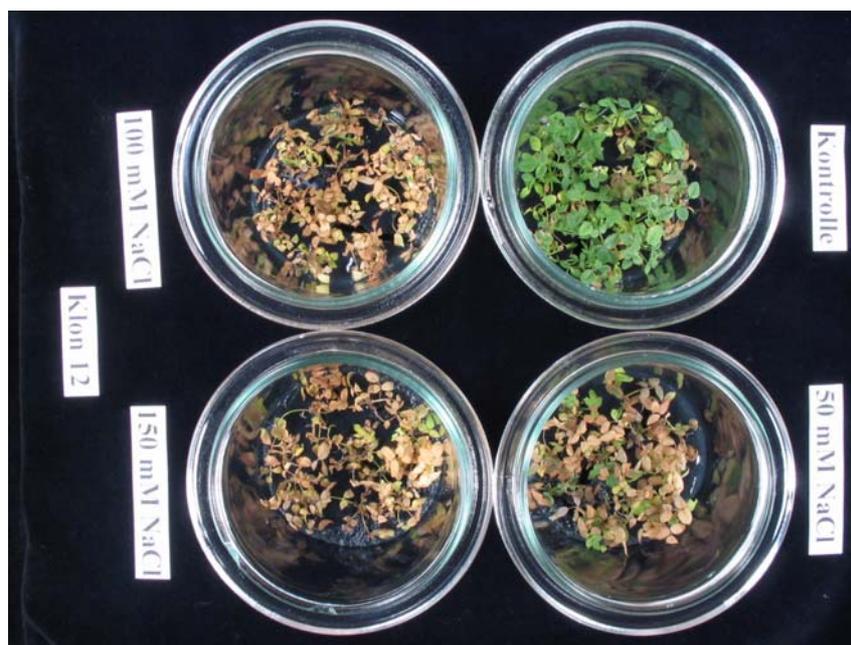


Abbildung 14: Blattschädigung durch NaCl-Belastung 6 Wochen nach Behandlungsbeginn bei *R. rubiginosa in vitro*

4.2.2.2. Einfluss von NaCl auf das Frischgewicht der Sprosse

Das Frischgewicht pro Explantat aller Genotypen nahm *in vitro* mit steigender Konzentration von NaCl im MS-Medium ab. Die größte Abnahme der Frischgewichte gegenüber der Kontrolle zeigten die Genotypen S_RU_06 und C_EH_00. Bei 150 mmol NaCl l⁻¹ zeigte sich eine stärkere Abnahme der Frischgewichte bei allen Genotypen im Vergleich zur Kontrolle (Abbildung 15, Tabelle 16).

Bei den geringeren Konzentrationen von 50 und 100 mmol NaCl l⁻¹ waren die Frischgewichte der Sprosse bei den Genotypen S_RU_06, S_RE_09, S_PO_16 und S_RA_08 im Vergleich zur Kontrolle kaum reduziert.

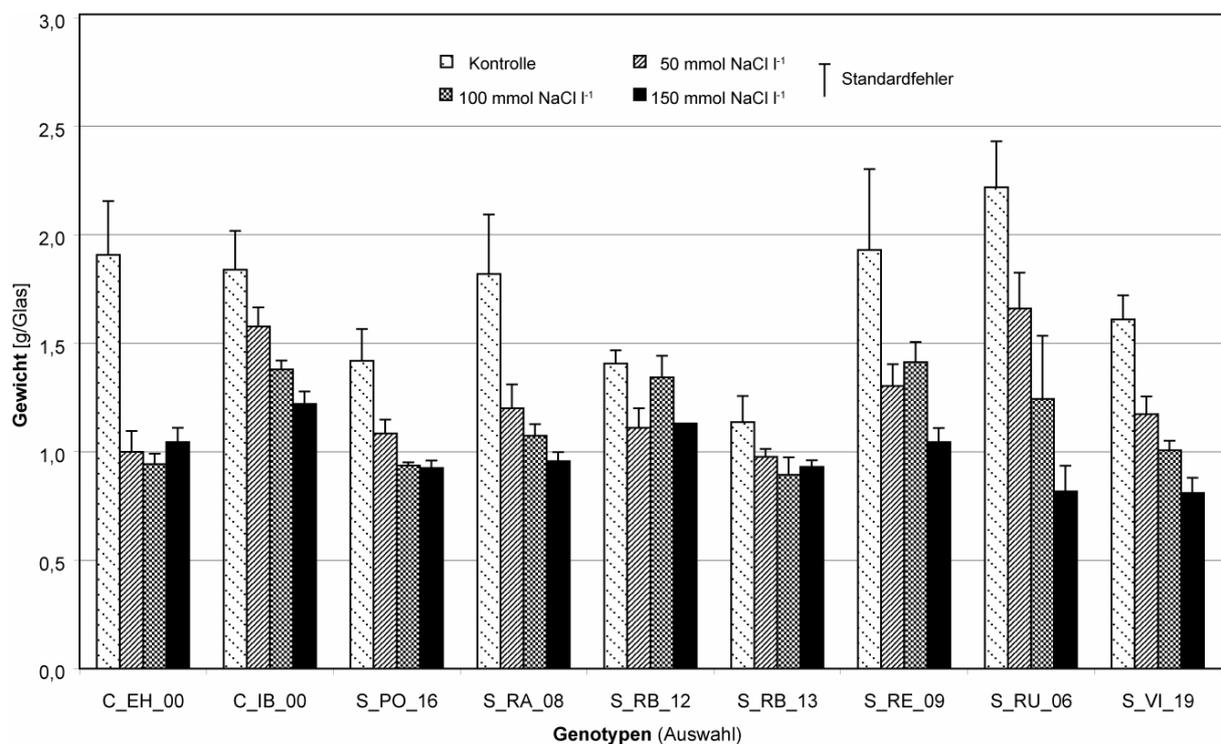


Abbildung 15: *In vitro*-Selektion: Frischgewicht der Klone nach NaCl-Stress; (| Standardfehler)

4.2.2.3. Einfluss von NaCl auf die Anzahl der Wurzeln

Die Zugabe von NaCl führte zur Reduzierung der Anzahl der Wurzeln fast aller Genotypen. Die Genotypen S_RB_12, S_RB_13, C_EH_00 und C_IB_00 zeigten die stärkste prozentuale Abnahme bzw. keine Wurzeln bei 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ Behandlung im Vergleich mit den anderen Genotypen. Jedoch die Genotypen S_PO_16, S_PA_08, S_RE_09 und S_RU_06 reagierten bei dieser Konzentration mit kaum verringerter Anzahl der Wurzeln im Vergleich zur Kontrolle (Abbildung 16, Tabelle 16).

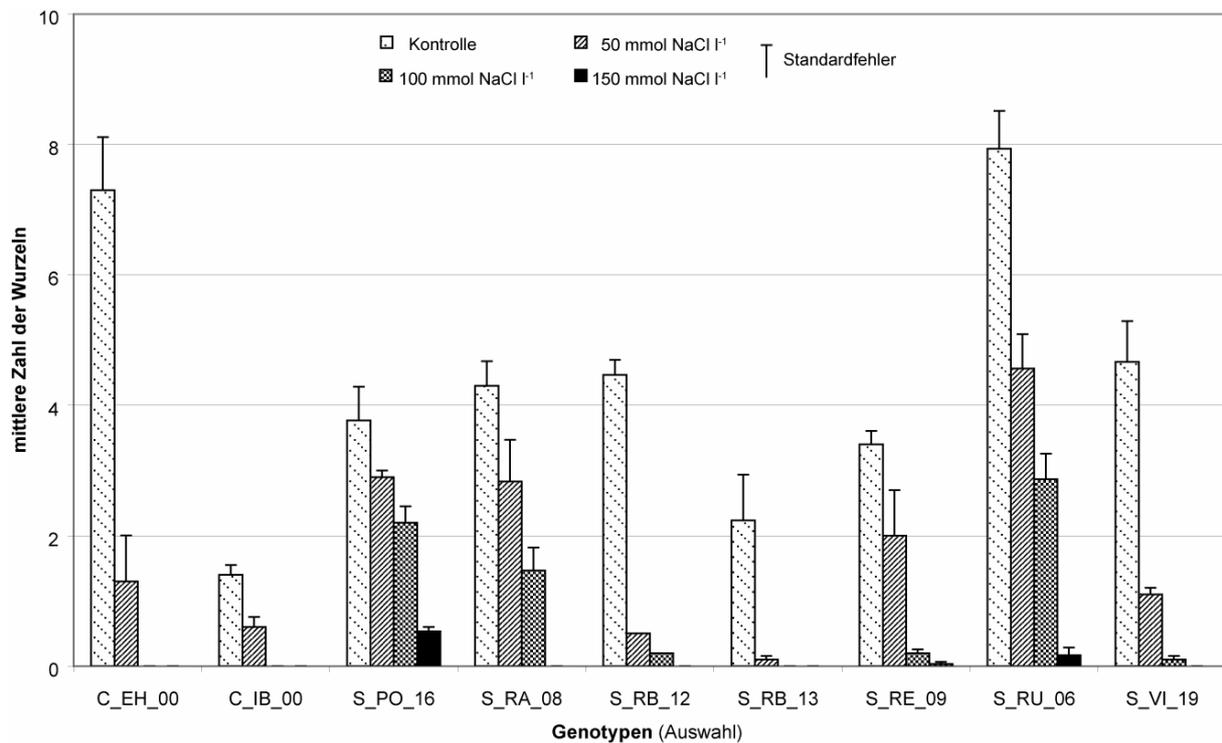


Abbildung 16: *In vitro*-Selektion: Wurzelzahl der Klone nach NaCl-Stress; (| Standardfehler)

4.2.2.4. Einfluss von NaCl auf die maximale Wurzellänge

Die Wurzellänge (mm) aller Genotypen nahm mit steigender Konzentration von NaCl kontinuierlich ab. Die größte prozentuale Abnahme der Wurzellänge gegenüber der Kontrolle zeigten die Genotypen C_EH_00, C_IB_00 und S_RB_13. Im Gegensatz dazu nahm die Wurzellänge der Genotypen C_EH_00, C_IB_00 und S_RB_13 stärker bei 150 mmol l⁻¹NaCl ab. Bei einer Konzentration von 50 mmol NaCl l⁻¹ zeigte die Genotypen S_PO_16, S-RA_08 und S-RU_06 noch keine Reduzierung der Wurzellänge im Vergleich zur Kontrolle (Abbildung 17, Tabelle 16).

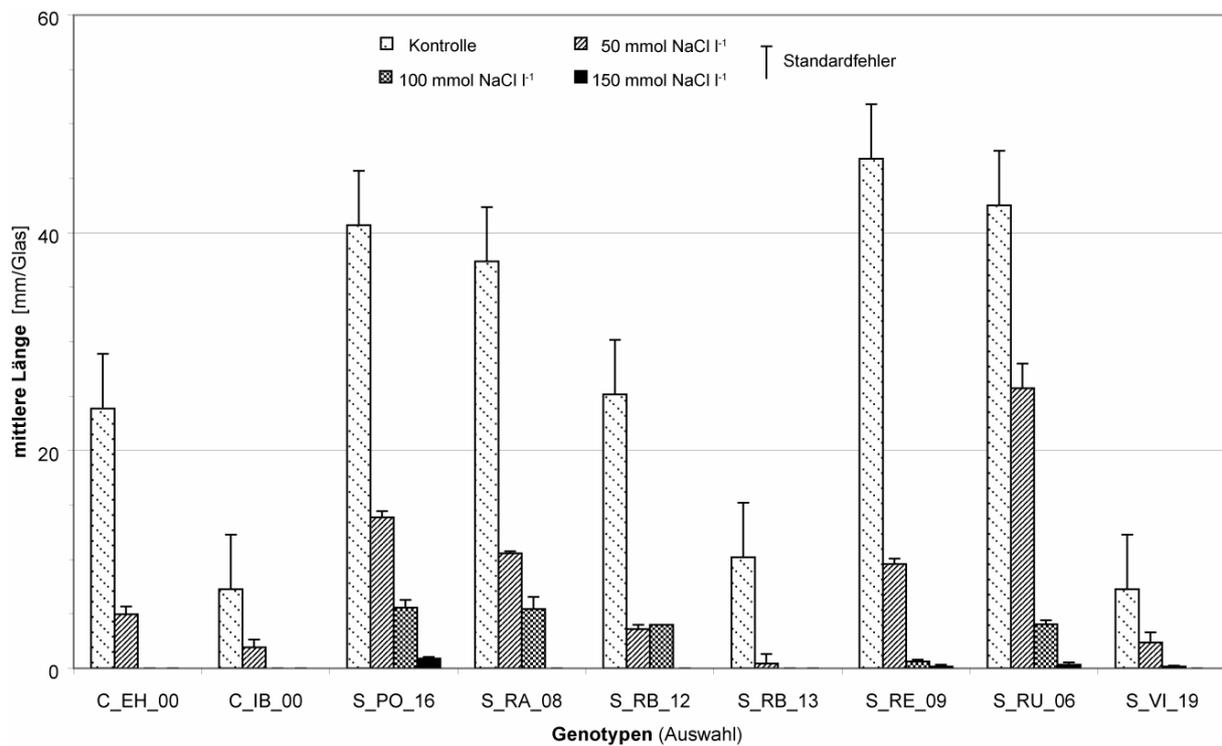


Abbildung 17: *In vitro*-Selektion: Maximale Wurzellänge der Klone nach NaCl-Stress; (I Standardfehler)

4.2.2.5. Einfluss von NaCl auf die Bewurzelungsrate *in vitro*

Die Bewurzelung aller Genotypen nahm mit steigender Konzentration von NaCl kontinuierlich ab. Die größte prozentuale Abnahme der Bewurzelung gegenüber der Kontrolle zeigten die Genotypen von S_RB_13 und C_IB_00. Bei Konzentrationen von 100 und 150 mmol l⁻¹ wurde die Wurzelbildung bei den Genotypen C_EH_00, C_IB_00 und S_RE_13 vollständig unterdrückt. Die Behandlung mit 50 mmol NaCl l⁻¹ reduzierte die Bewurzelungsrate der Genotypen C_EH_00, S_RB_12, S_RB_13, S_RE_09 und S_VI_19 signifikant gegenüber der Kontrolle. Mit 150 mmol NaCl l⁻¹ wurde die Bewurzelung bei den Genotypen S_RB_9 und S_VI_19 signifikant gegenüber der 50 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung reduziert. Die Genotypen S_PO_16, S_RE_09 und S_RU_06 zeigten in der Variante mit 150 mmol NaCl l⁻¹ die wenigsten Nekrosen an den Wurzeln (Abbildung 18, Abbildung 19 und Tabelle 16).

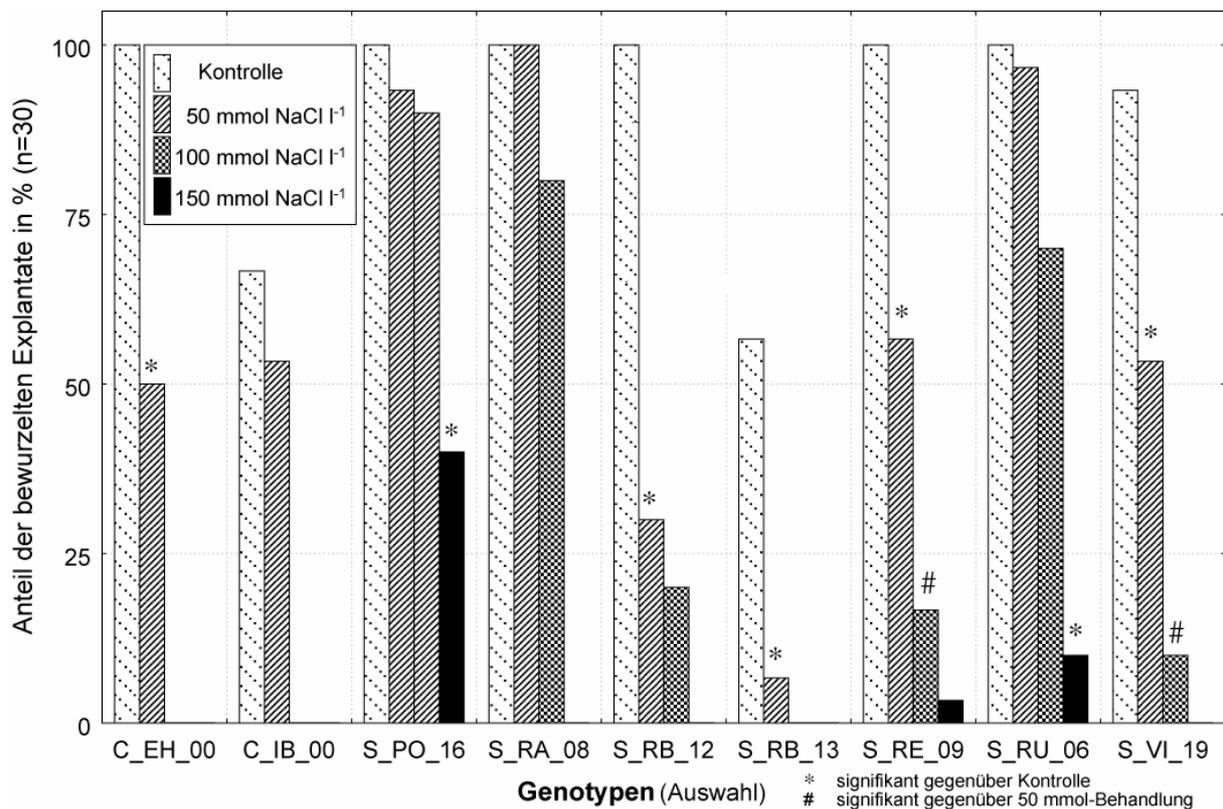


Abbildung 18: *In vitro*-Selektion: Bewurzelung der Klone nach NaCl-Stress nach 6 Wochen

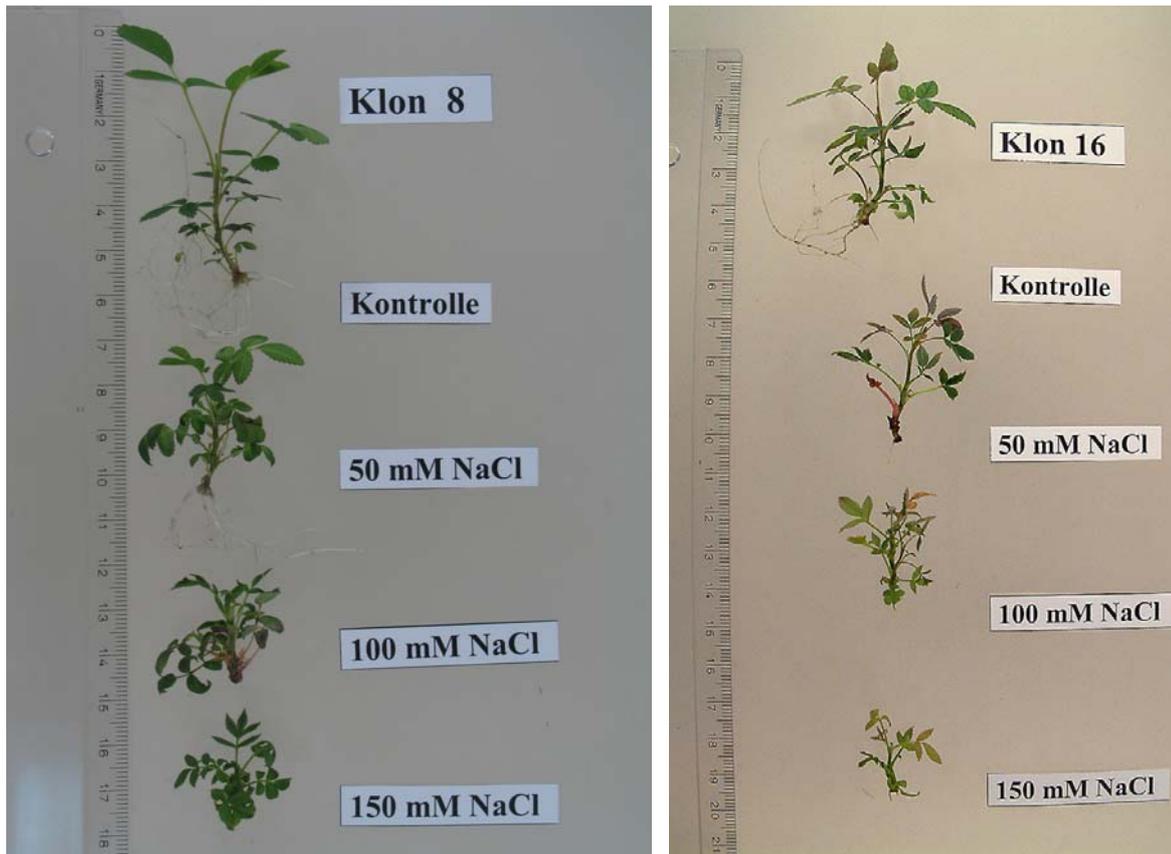


Abbildung 19: Einfluss von NaCl auf die Bewurzelungsrate bei *R. rugosa* x *R. rugosa* `Alba` (links) und *R. cv.* 'Perle d'Or' (rechts) *in vitro* nach 6 Wochen NaCl-Stress

4.2.2.6. Einfluss von NaCl auf die Sprosslänge

Die Sprosslänge (mm) bei allen Genotypen nahm mit steigender Konzentration von NaCl ab. Die größte Abnahme der Sprosslänge gegenüber der Kontrolle zeigten die Genotypen S_PO_16, S_RA_08 und S_RE_09 und S_RU_06 wobei bei 150 mmol NaCl l⁻¹ die Abnahme der Sprosslänge am stärksten signifikant war. Bei den Behandlungen mit 50 und 100 mmol NaCl l⁻¹ zeigten die Genotypen S_PO_16, S_RA_08 S_VI_19 und S_RU_06 kaum eine Reduzierung der Sprosslänge im Vergleich zur Kontrolle (Abbildung 20, Tabelle 16).

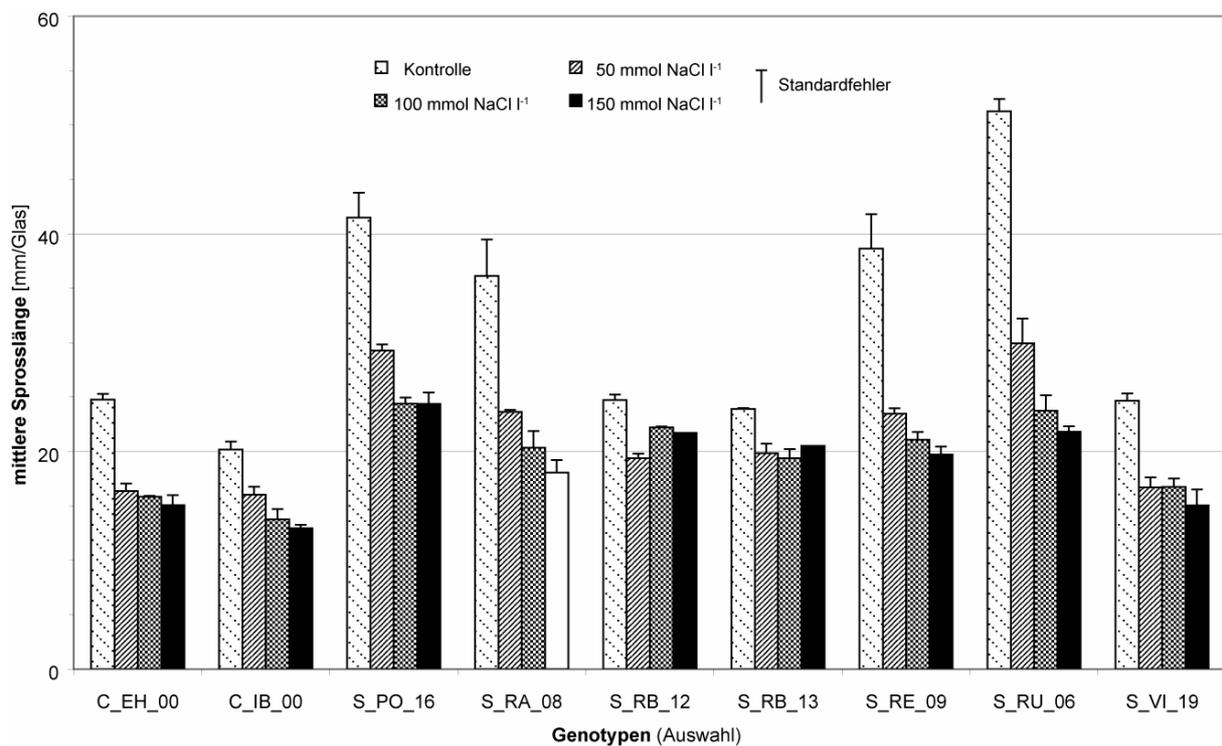


Abbildung 20: *In vitro*-Selektion: Sprosslänge der Klone nach NaCl-Stress (± Standardfehler)

Tabelle 16: Einfluss von NaCl-Stress auf die vegetative Leistung *in vitro* nach 6 Wochen

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Sprosslänge [mm]	Anzahl-Wurzeln	Max. Wurzellänge [mm]	Frischgewicht [g]	Bewurzelungsrate [%]
C_EH_00	0	24,8 a	7,3 a	23,9 a	1,9 a	100
	50	16,4 b	1,3 b	5,0 b	1,0 b	50
	100	15,8 b	0,0 b	0,0 b	1,1 b	0
	150	15,1 b	0,0 b	0,0 b	0,9 b	0
C_IB_00	0	20,2 a	1,4 a	7,3 a	1,8 a	67
	50	16,0 b	0,6 b	1,9 b	1,6 ab	53
	100	13,8 b	0,0 c	0,0 b	1,4 ab	0
	150	12,9 b	0,0 c	0,0 b	1,2 b	0
S_PO_16	0	41,5 a	3,8 a	40,7 a	1,4 a	100
	50	29,3 b	2,9 ab	13,9 b	1,1 a	93
	100	24,4 b	2,2 b	5,6 b	0,9 b	90
	150	24,4 b	0,5 c	0,9 b	0,9 b	40
S_RA_08	0	36,1 a	4,3 a	37,4 a	1,8 a	100
	50	23,6 b	2,8 ab	10,6 b	1,2 b	100
	100	20,3 b	1,5 bc	5,4 b	1,1 b	80
	150	18,1 b	0,0 c	0,0 b	1,0 b	0
S_RB_12	0	24,7 a	4,5 a	25,2 a	1,4 a	100
	50	19,4 c	0,5 b	3,6 b	1,3 a	30
	100	22,2 b	0,2 b	4,0 b	1,1 b	20
	150	21,7 b	0,0 b	0,0 b	1,1 b	0
S_RB_13	0	23,9 a	2,2 a	10,2 a	1,2 a	57
	50	20,5 b	0,1 b	0,4 b	1,0 a	7
	100	19,8 b	0,0 b	0,0 b	0,9 a	0
	150	19,4 b	0,0 b	0,0 b	0,9 a	0
S_RE_09	0	38,9 a	3,4 a	46,8 a	1,9 a	100
	50	23,5 b	2,0 a	9,6 b	1,3 a	57
	100	21,1 b	0,2 b	0,6 b	1,4 a	17
	150	19,7 b	0,0 b	0,2 b	1,0 a	3
S_RU_06	0	51,3 a	7,9 a	42,5 a	2,2 a	100
	50	29,9 b	4,6 b	25,7 b	1,7 ab	97
	100	23,7 b	2,9 b	4,0 c	1,2 b	70
	150	21,9 c	0,2 c	0,3 c	0,8 b	10
S_VI_11	0	42,4 a	10,9 a	15,4 a	1,7 a	100
	50	24,2 b	6,0 b	10,7 b	1,5 a	100
	100	19,1 b	2,3 b	3,2 c	1,1 b	80
	150	16,9 c	0,3 c	0,4 c	0,9 b	27
S_VI_19	0	24,7 a	4,7 a	7,3 a	1,6 a	93
	50	16,7 b	1,1 b	2,4 b	1,2 b	53
	100	16,7 b	0,1 b	0,2 c	1,0 bc	10
	150	15,0 b	0,0 b	0,0 c	0,8 c	0

4.3. Analyse von Anionen (Chlorid, Phosphat, Sulfat) und Kationen (Kalium, Natrium) in den Sprossen von Rosen-Klonen unter Salzstress *in vitro*

4.3.1. Bestimmung des Chloridgehalts in den Sprossen

Die Zunahme der NaCl-Konzentration im MS-Medium führte nach 6 Wochen bei allen Genotypen zu einem erhöhten Chloridgehalt im Spross (Tabelle 17 und Abbildung 21). Die Zugabe von 50 mmol NaCl l⁻¹ im Medium führte zu einer Verdopplung des Chloridgehalts im Spross bei allen Genotypen. Bei der unbehandelten Kontrolle blieb der Chloridgehalt konstant niedrig. Die Genotypen reagierten bezüglich der Chloridanreicherung im Spross unterschiedlich. Die Genotypen S_RA_08, S_RU_06, S_RU_10, S_PO_16, S_VI_11 hatten bei allen Behandlungen einen relativ niedrigen Chloridgehalt im Vergleich zu den anderen Genotypen. Die höhere Chlorid-Konzentration im Spross verursacht Blattschäden und erhöht am Ende den Blattabfall.

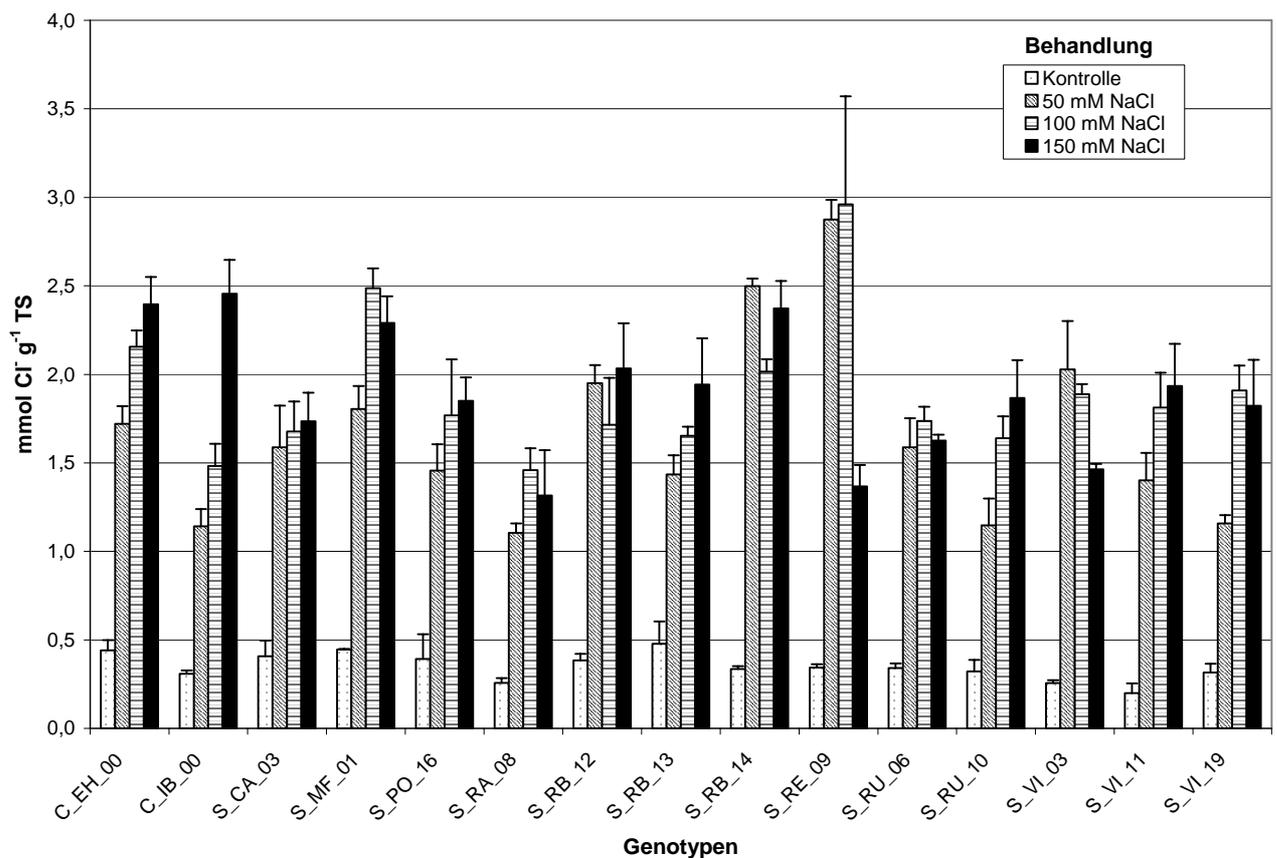


Abbildung 21: Vergleich der mittleren Chloridgehalte in Sprossen von 15 Rosengentypen nach sechs Wochen Salzstress *in vitro* (Angaben in mmol Cl⁻ g⁻¹ Trockensubstanz, | Standardfehler)

4.3.2. Bestimmung des Phosphatgehalts in den Sprossen

Der Phosphatgehalt im Spross nahm mit steigenden NaCl-Behandlungen im MS-Medium bei den Genotypen S_MF_01, S_RB_12, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_19 zu. Die Behandlung mit 50 mmol NaCl l⁻¹ im MS-Medium führte zu keinem signifikanten Unterschied zur unbehandelten Kontrolle bei allen Genotypen. Zwischen den NaCl-Behandlungen mit 50, 100, 150 mmol l⁻¹ und der Kontrolle waren kaum Unterschiede festzustellen bei den Genotypen S_RB_12, S_RE_09, S_RU_06, S_CA_03, S_PO_16, S_RU_10, S_VI_03, S_VI_11 und S_VI_19 (Abbildung 22, Tabelle 18).

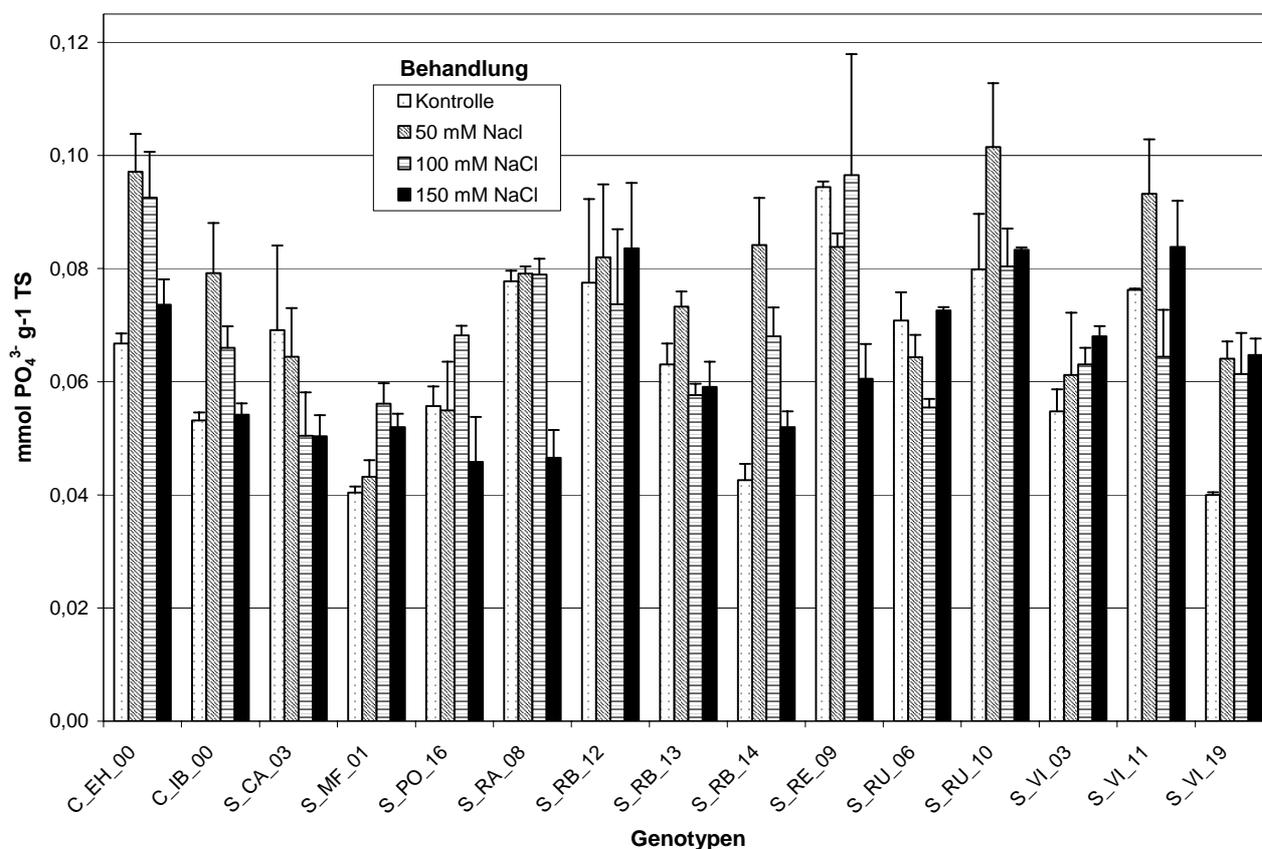


Abbildung 22: Vergleich der mittleren Phosphatgehalte in Sprossen von 15 Rosengentypen nach sechs Wochen Salzstress *in vitro* (Angaben in mmol PO₄³⁻ g⁻¹ Trockensubstanz, | Standardfehler)

4.3.3. Bestimmung des Sulfatgehalts in den Sprossen

Der Sulfatgehalt in den Sprossen *in vitro* nahm mit steigenden NaCl-Behandlungen im MS-Medium bei den Genotypen C_EH_00, S_RB_13 und S_VI_11 ab. Die Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ führte zu einem geringeren Sulfatgehalt in den Sprossen bei diesen Genotypen. Der Sulfatgehalt in den Sprossen *in vitro* nahm mit steigenden NaCl-

Behandlungen im MS-Medium bei den Genotypen C_IB_00, S_RB_12, S_RU_06 und S_VI_11 zu (Abbildung 23, Tabelle 18).

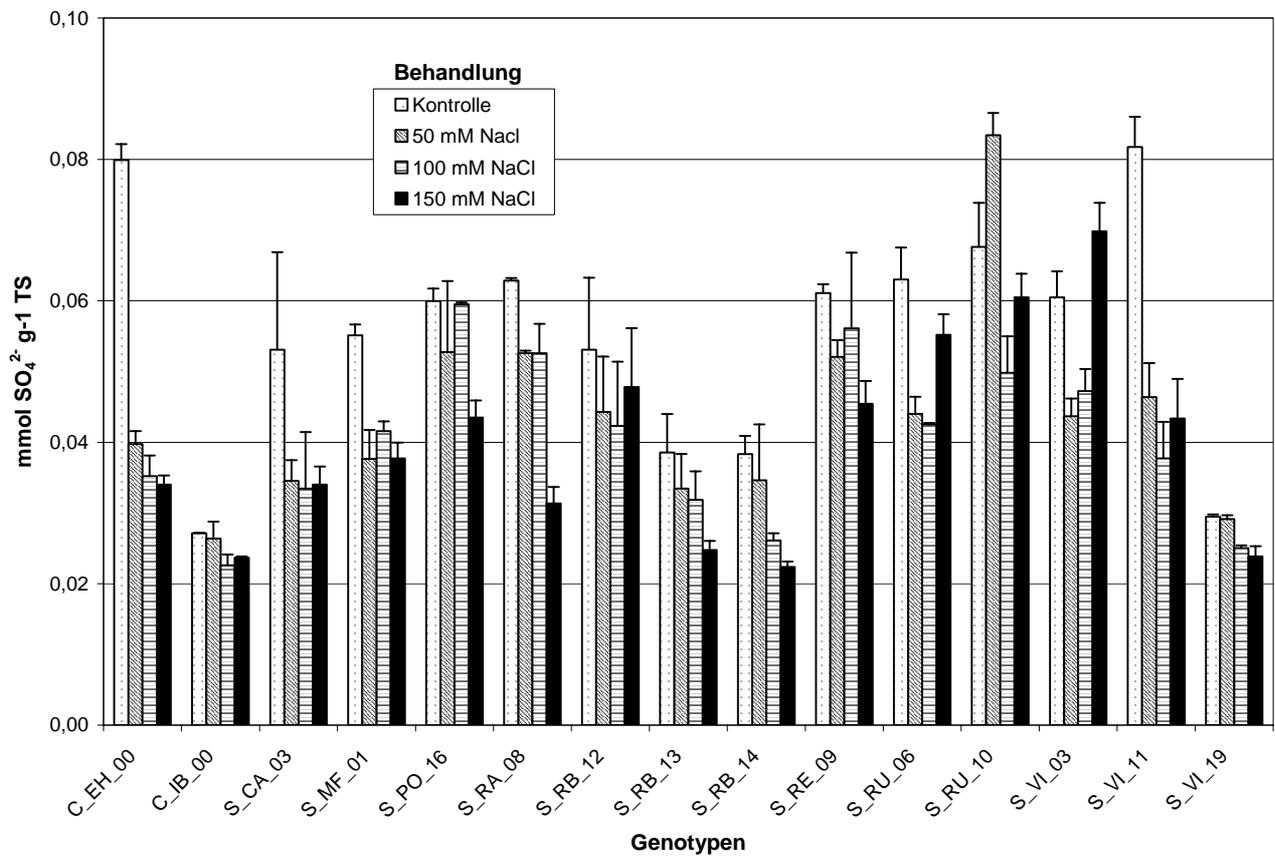


Abbildung 23: Vergleich der mittleren Sulfatgehalte in Sprossen von 15 Rosengentypen nach sechs Wochen Salzstress *in vitro* (Angaben in mmol SO₄²⁻ g⁻¹ Trockensubstanz, $\bar{\top}$ Standardfehler)

4.3.4. Bestimmung des Natriumgehalts in den Sprossen

Der Natriumgehalt im Spross nahm mit steigenden NaCl-Behandlungen im MS-Medium bei allen Genotypen zu (Abbildung 24, Tabelle 17). Mit Ausnahme des Klons C_IB_00 waren die Pflanzen bereits abgestorben, noch bevor sie alles Natrium aufgenommen hatten. Der Natriumgehalt im Spross bei der Behandlung mit 50 mmol NaCl l⁻¹ verdoppelte sich im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle. Insgesamt hatten alle Genotypen einen höheren Chlorid- als Natriumgehalt.

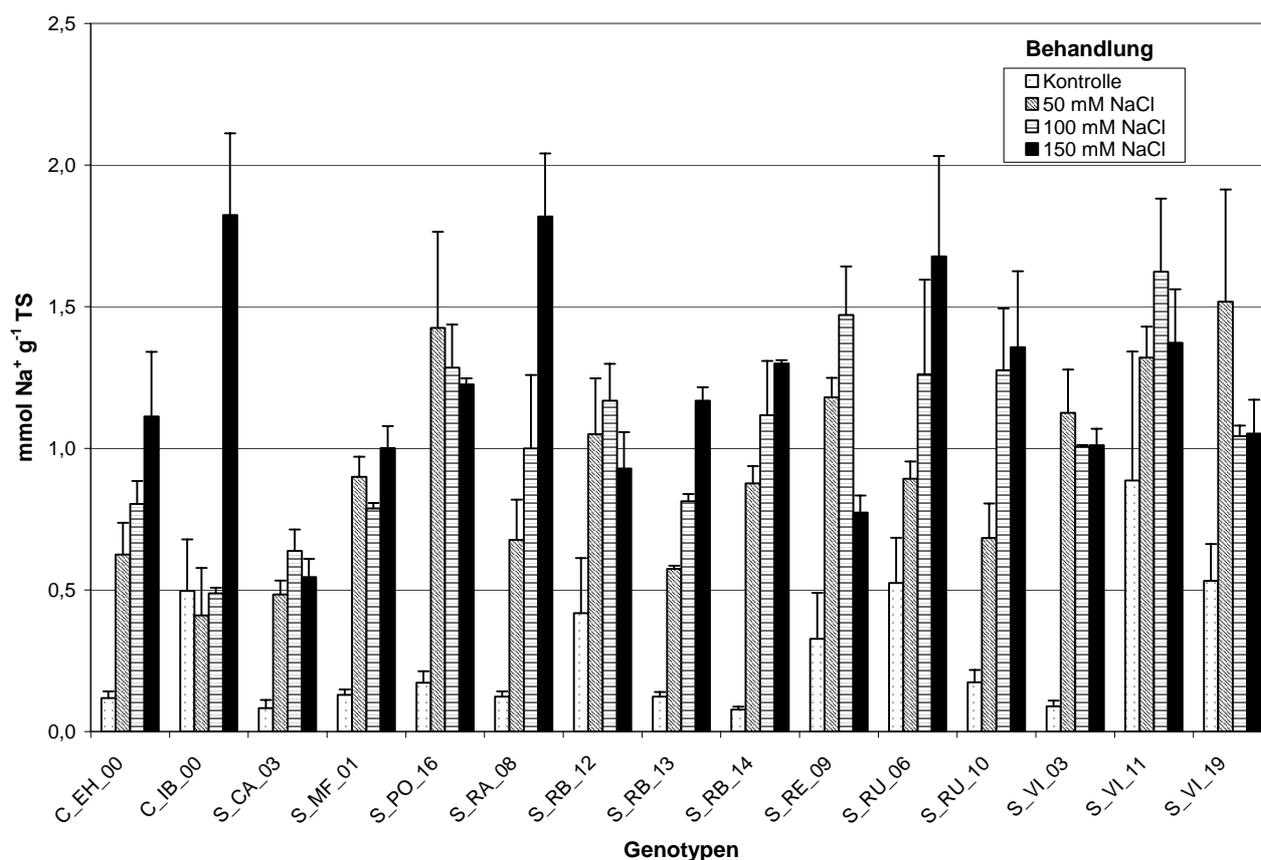


Abbildung 24: Vergleich der mittleren Natriumgehalte in Sprossen von 15 Rosengentypen nach sechs Wochen Salzstress *in vitro* (Angaben in mmol Na⁺ g⁻¹ Trockensubstanz, $\bar{\pm}$ Standardfehler)

4.3.5. Bestimmung des Kaliumgehalts in den Sprossen

Der Kaliumgehalt im Spross nahm mit steigenden NaCl-Behandlungen im MS-Medium bei den Genotypen S_CA_03, S_MF_01 und S_RA_08 ab (Abbildung 25, Tabelle 18). Aber bei den Genotypen S_PO_16, S_RB_13, S_RU_10, S_VI_11 und S_VI_19 nahm der Kaliumgehalt in den Sprossen zu, besonders bei der Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹. Es wurde festgestellt, dass die Behandlung mit 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ zu höheren Kaliumgehalten in den Sprossen bei den Eliten Genotypen z.B. S_PO_16, S_RU_10,

S_VI_19 und S_VI_11 führte. Bei den anfalligen Arten S_CA_03 und C_EH_00 kann die NaCl-Behandlung Kaliummangel bewirken.

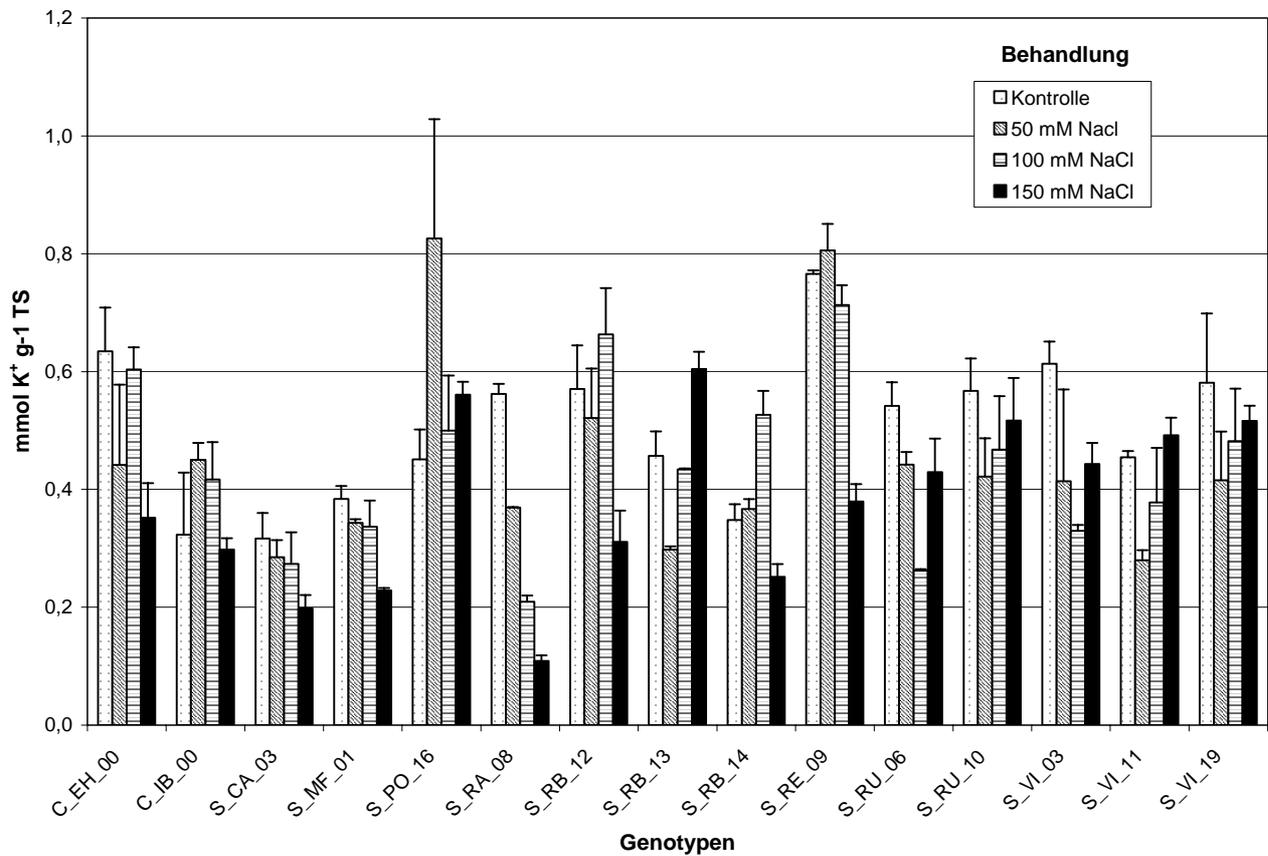


Abbildung 25: Vergleich der mittleren Kaliumgehalte in Sprossen von 15 Rosengentypen nach sechs Wochen Salzstress *in vitro* (Angaben in mmol Na⁺ g⁻¹ Trockensubstanz, $\bar{}$ Standardfehler)

Tabelle 17: Vergleich der Chlorid- und Natriumgehalte in den Sprossen von 10 Rosengentypen nach 6 Wochen NaCl-Stress *in vitro*

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Gehalt in Sprossen [mmol g ⁻¹ TS]	
		Chlorid	Natrium
C_EH_00	0	0,44 c	0,12 a
	50	1,72 b	0,62 a
	100	2,16 ab	0,80 ab
	150	2,40 a	1,11 ab
C_IB_00	0	0,31 c	0,50 b
	50	1,14 b	0,41 b
	100	1,48 b	0,50 b
	150	2,46 a	1,82 a
S_PO_16	0	0,39 b	0,17 b
	50	1,46 a	1,43 a
	100	1,77 a	1,29 a
	150	1,85 a	1,23 a
S_RA_08	0	0,26 b	0,12 c
	50	1,10a	0,68 bc
	100	1,46 a	1,00 ab
	150	1,32 a	1,82 a
S_RB_12	0	0,38 b	0,42 b
	50	1,95 a	1,05 ab
	100	1,72 a	1,17 a
	150	2,03 a	0,93 ab
S_RB_13	0	0,48 b	0,12 d
	50	1,44 a	0,57 c
	100	1,65 a	0,81 b
	150	1,94 a	1,17 a
S_RE_09	0	0,34 b	0,33 c
	50	2,88 a	1,18 ab
	100	2,96 a	1,47 a
	150	1,37 b	0,77 bc
S_RU_06	0	0,34 b	0,52 b
	50	1,59 a	0,98 b
	100	1,74 a	1,26 a
	150	1,63 a	1,68 a
S_VI_11	0	0,20 b	0,89 n.s.
	50	1,40 a	1,32 n.s.
	100	1,81 a	1,62 n.s.
	150	1,93 a	1,37 n.s.
S_VI_19	0	0,32 c	0,53 n.s.
	50	1,16 b	1,52 n.s.
	100	1,91 ab	1,04 n.s.
	150	1,82 a	1,05 n.s.

Tabelle 18: Vergleich der Kalium-, Phosphat- und Sulfatgehalte in den Sprossen für 10 Rosengenotypen nach 6 Wochen NaCl-Stress *in vitro*

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Gehalt in Sprossen [mmol g ⁻¹ TS]		
		Kalium	Phosphat	Sulfat
C_EH_00	0	0,63 a	0,07 b	0,08 a
	50	0,44 a	0,10 a	0,04 b
	100	0,60 a	0,09 ab	0,04 b
	150	0,35 a	0,07 ab	0,03 b
C_IB_00	0	0,32 a	0,05 b	0,03 a
	50	0,45 a	0,08 a	0,03 a
	100	0,42 a	0,07 ab	0,02 a
	150	0,30 a	0,05 b	0,02 a
S_PO_16	0	0,45 a	0,06 a	0,06 a
	50	0,83 a	0,06 a	0,05 a
	100	0,50 a	0,07 a	0,06 a
	150	0,57 a	0,05 a	0,04 a
S_RA_08	0	0,56 a	0,08 a	0,06 a
	50	0,37 b	0,08 a	0,05 a
	100	0,21 c	0,08 a	0,05 a
	150	0,11 d	0,05 b	0,03 b
S_RB_12	0	0,57 ab	0,08 a	0,05 a
	50	0,52 ab	0,08 a	0,04 a
	100	0,66 a	0,07 a	0,04 a
	150	0,31 b	0,08 a	0,05 a
S_RB_13	0	0,46 b	0,06 ab	0,04 a
	50	0,30 c	0,07 a	0,03 a
	100	0,44 b	0,06 b	0,03 a
	150	0,61 a	0,06 ab	0,02 a
S_RE_09	0	0,71 a	0,10 a	0,06 a
	50	0,81 a	0,08 a	0,05 a
	100	0,72 a	0,10 a	0,06 a
	150	0,38 b	0,06 a	0,05 a
S_RU_06	0	0,54 a	0,07 a	0,06 a
	50	0,44 a	0,06 b	0,04 b
	100	0,26 b	0,06 b	0,04 b
	150	0,43 a	0,07 a	0,06 a
S_VI_11	0	0,46 a	0,08 a	0,08 a
	50	0,28 a	0,09 a	0,05 b
	100	0,38 a	0,07 a	0,04 b
	150	0,49 a	0,08 a	0,04 b
S_VI_19	0	0,58 a	0,04 b	0,03 a
	50	0,42 a	0,06 a	0,03 a
	100	0,48 a	0,06 a	0,03 a
	150	0,52 b	0,07 b	0,02 b

4.4. Ex vitro-Testung der Rosen-Klone auf Salzstress unter Gewächshausbedingungen

4.4.1. Charakterisierung der auf Salztoleranz selektierten Rosen-Klone nach vier Wochen NaCl-Stress

Das Trockengewicht ermöglicht die beste Bestimmung der Biomasse (ASHRAF, 2004). Frisch- und Trockengewicht konnten als Kriterium zur Bewertung der relativen Salztoleranz benutzt werden (ASLAM et al., 1993). Die vegetative Leistung wurde durch die Trockenmasse aller Organe, Blätter, Stängel und Wurzeln ermittelt, der Versuchsabschluss erfolgte nach 4, 12 und 30 Wochen Behandlungszeit. Auch die Überlebensrate der Pflanzen unter vermehrtem NaCl -Stress und die relativen Blattschädigungen (Nekrosen) können zur Bestimmung der Stresstoleranz von Rosen-Genotypen benutzt werden.

4.4.1.1. Blattschädigungen

Nach der zweimonatigen Kultur der Rosenklone im Gewächshaus wurden pro Genotyp 135 gleich große Pflanzen für den NaCl-Stress ausgesucht und mit der NaCl-Applikation begonnen. Die Reaktion der Rosen-Genotypen auf NaCl-Belastung wurde an hand von Blattschädigungen verfolgt. Blattsymptome sind in der Regel die erste Reaktion auf Salzstressbehandlungen bei allen Versuchen. Der Verlauf der Blattschädigungen war am deutlichsten ausgeprägt bei den Genotypen C_EH_00, C_IB_00, S_RB_12, S_RB_13, S_RB_14, S_MF_01 und S_MF_K2.

Diese Blattschädigungen (Nekrosen) traten sowohl an den Blattspitzen wie auch den Blattflächen auf. Bei diesen Genotypen wurden die Blattschädigungen zwei Wochen nach Beginn der Belastung mit 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ deutlich. Im Gegensatz dazu waren bei den Genotypen S_RE_09, S_PO_16, S_RA_08 und S_VI_19 nach zwei Wochen mit 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ Behandlung kaum Blattschädigungen festzustellen. Während nach einmonatiger Behandlung mit 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ die Genotypen C_EH_00, C_IB_00, S_RB_12, S_RB_13, S_RB_14, S_MF_01 und S_MF_K2 komplett abgestorben waren. Auch die Genotypen S_RE_09, S_PO_16, S_RA_08 und S_VI_19 waren nach 4 Wochen Behandlung mit 150 mmol l⁻¹ teilweise abgestorben. Im Gegensatz dazu zeigten die Genotypen S_RE_09, S_PO_16, S_RA_08 und S_VI_19 bei 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung kaum Blattschädigungen. Diese Genotypen wurden weiter bis zu 30 Wochen mit 100 mmol NaCl l⁻¹ behandelt (Abbildung 26).



Abbildung 26: Blattschädigungen bei *R. regeliana* (oben) und *R. rugosa* x *R. rugosa* 'Alba' (unten) *ex vitro* nach vier Wochen Salzstress

4.4.1.2. Überlebensraten der Pflanzen

Die Reaktion der Genotypen auf NaCl-Stress wurde zunächst bei der Selektion der überlebenden Pflanzen verfolgt. Nach 4 Wochen NaCl-Stress wurden die überlebenden Pflanzen gezählt. Das Überleben der Pflanzen nahm mit steigendem NaCl-Stress ab. 150 mmol l⁻¹NaCl führte zum Tod aller Pflanzen bei den Genotypen C_EH_00, C_IB_00, S_RB_12 und S_RB_13, und 100 mmol NaCl l⁻¹ überlebten nur wenige Pflanzen. Im Gegensatz dazu hat eine große Anzahl der Genotypen S_PO_16, S_RA_08, S_RE_09, S_RE_06 und S_VI_19 bei 100 und 150 mmol l⁻¹NaCl überlebt. Bei 100 mmol NaCl l⁻¹ war die Überlebensrate 52, 98, 100, 77, 80 % und bei 150 mmol NaCl l⁻¹ 22, 73, 50, 22 und 30 % . Diese überlebenden Pflanzen wurden noch 26 Wochen weiter mit 100 mmol NaCl l⁻¹ behandelt (Abbildung 27).

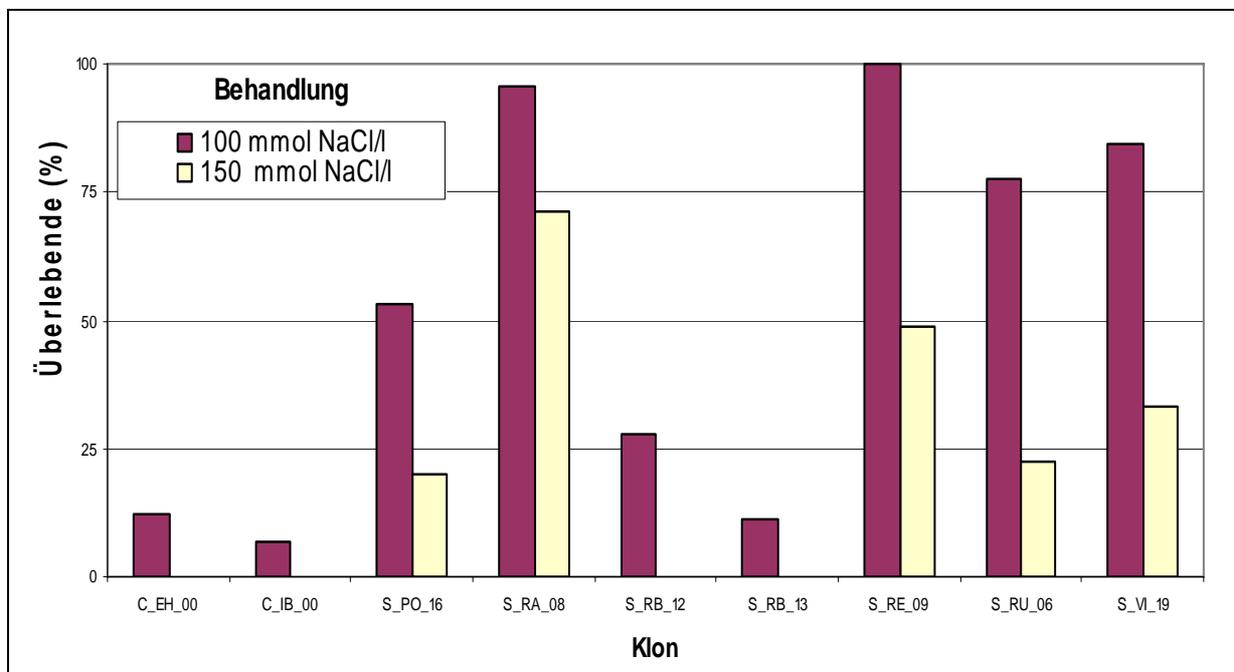


Abbildung 27: Relative Überlebensrate von Rosenklonen nach 4 Wochen Salzstress *ex vitro* im Gewächshaus

4.4.1.3. Trockenmassebestimmungen von Blättern, Stängeln und Wurzeln

4.4.1.3.1. Blätter

Die NaCl-Behandlung hatte nach 4 Wochen einen signifikanten Einfluss auf die Trockenmasse der Blätter zur Folge. Die Zugabe von 100 mmol NaCl l⁻¹ führte in dieser Zeit schon zu einer deutlichen signifikanten Verminderung der Trockenmasse der Blätter bei allen Genotypen, ebenso die Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ im Vergleich zur Kontrolle. Während bei den Genotypen S_RA_08 und S_RE_9 die Behandlung mit 100 und 150 mmol l⁻¹ keine signifikante Reduzierung der Trockenmasse der Blätter zur Folge hatte, zeigten die Rosenklone S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03, S_VI_11 und S_VI_19 bei allen Konzentrationen die höchste Reduzierung der Trockenmasse der Blätter (Abbildung 28).

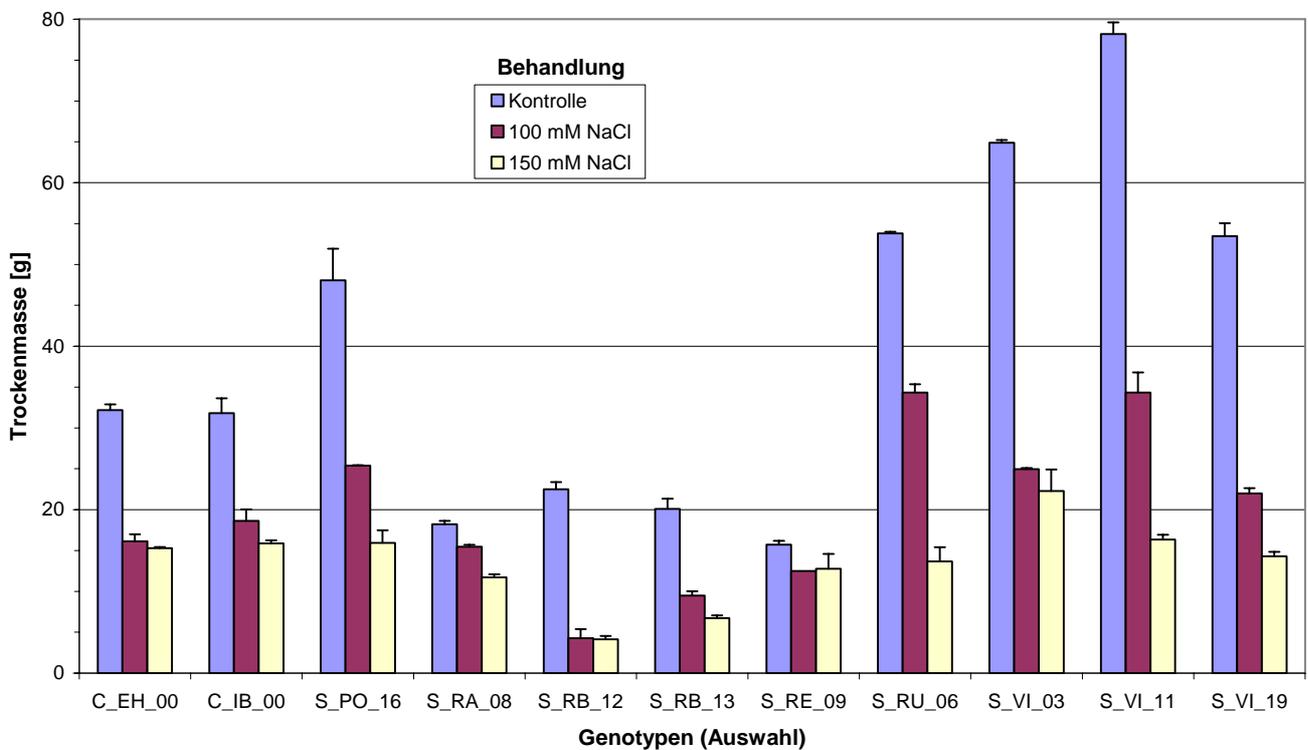


Abbildung 28: Trockenmasse der Blätter von Rosenklonen nach 4 Wochen Salzstress *ex vitro* im Gewächshaus (I Standardfehler)

4.4.1.3.2. Stängel

Im Vergleich zur Kontrolle zeigten alle mit 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ behandelten Rosenklone eine deutliche Abnahme der Trockenmasse der Stängel. Die höchste Reduzierung der Trockenmasse der Stängel zeigten dabei die Rosenklone S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03, S_VI_11 und S_VI_19 im Vergleich zu den anderen Klonen . Dagegen zeigten die Klone S_RA_08 und S_RE_09 fast keine Abnahme der Trockenmasse der Stängel (Abbildung 29).

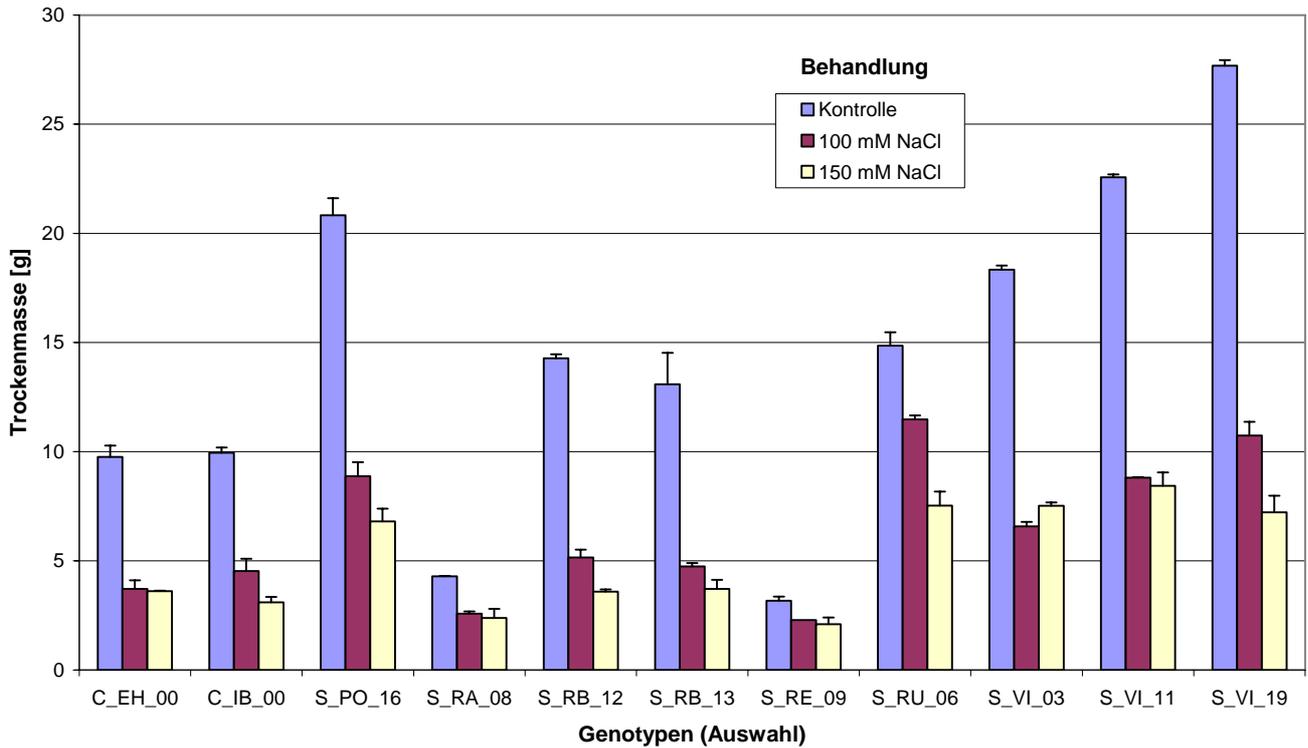


Abbildung 29: Trockenmasse der Stängel von Rosenklonen nach 4 Wochen Salzstress *ex vitro* im Gewächshaus (\bar{x} Standardfehler)

4.4.1.3.3. Wurzeln

Das Wurzelsystem von allen Genotypen wurde durch die NaCl-Behandlung verringert. Die Wurzeltrockenmasse nahm bei allen Genotypen signifikant mit steigender NaCl-Behandlung ab, mit Ausnahme bei den Genotypen S_RA_08, S_RB_13 und S_RE_09. 150 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung reduzierte die Wurzeltrockenmasse bei den Genotypen S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_19 im Vergleich zur Kontrolle. Die geringste Abnahme der Wurzeltrockenmasse zeigten die Klone S_RA_08, S_RB_13 und S_RE_09 bei allen Konzentrationen d.h. diese Genotypen hatten stärkere Wurzelsysteme unter NaCl-Belastung (Abbildung 30).

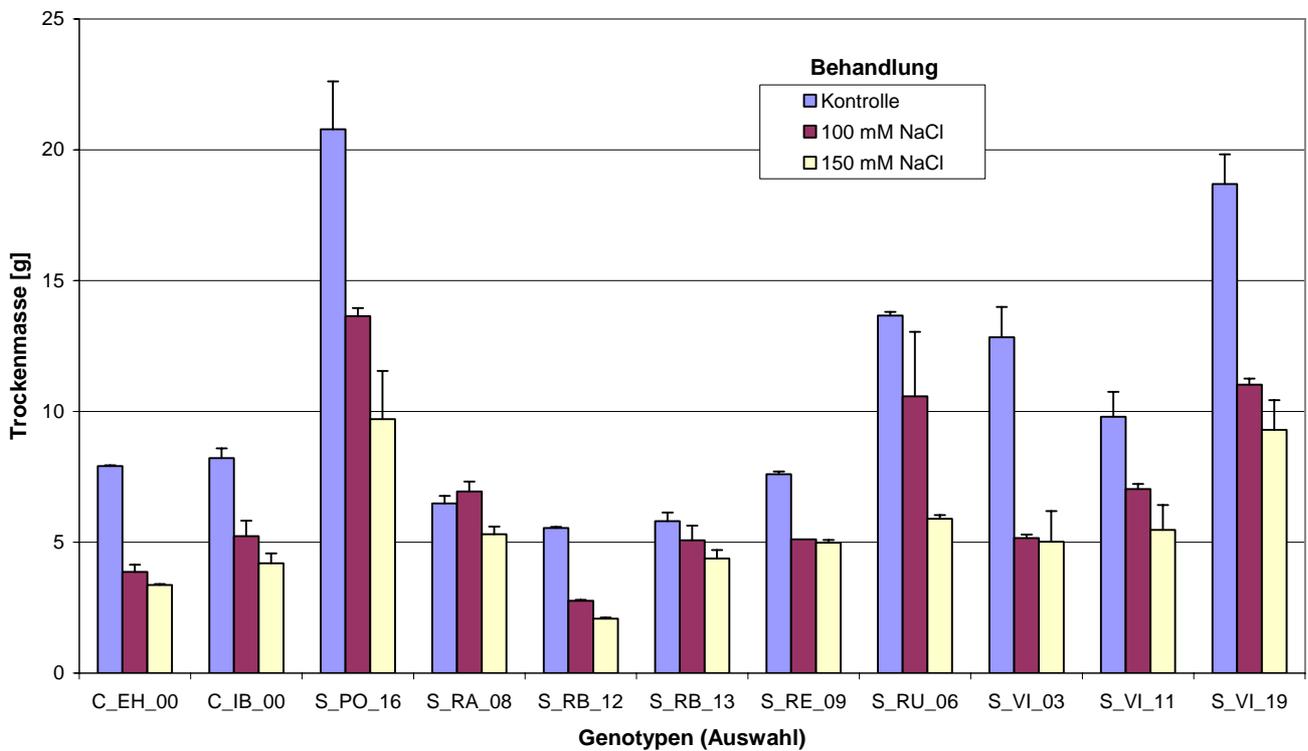


Abbildung 30: Trockenmasse der Wurzeln von Rosenklonen nach 4 Wochen Salzstress *ex vitro* im Gewächshaus (± Standardfehler)

4.4.2. Charakterisierung der auf Salztoleranz selektierten Rosen-Klone nach 12 Wochen NaCl-Stress

4.4.2.1. Blattschädigungen

Die Pflanzen aller Klone zeigten bis zur vierten Woche keine Nekrosen bei 100 mmol NaCl l⁻¹. In der 7. Woche traten erste Nekrosen (Note 1) nach einer Behandlung mit 100 mmol l⁻¹ bei dem Genotypen S_RE_09 auf. Ab der 10. bis 12. Woche wurden bei der Behandlung mit 100 mmol l⁻¹ nur Nekrosen an den Blatträndern sichtbar (Note 1). Bei der Konzentration von 150 mmol l⁻¹ zeigten sich die Nekrosen nach 4 Wochen zuerst bei S_RE_09 und ab der 6. Woche bei S_RU_08. Nach 10-wöchiger Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ waren bei den untersuchten Klonen alle Blätter abgestorben. Bei der Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ waren bei den Klonen S_RU_08 und S_RE_09 auch nach 12 Wochen kaum abgestorbene Blätter zu erkennen (Abbildung 31).

4.4.2.2. Trockenmassen

4.4.2.2.1. Blätter

Bei den Genotypen S_RA_08 und S_RE_09 zeigte sich ein signifikanter Einfluss auf die Trockenmasse der Blätter. Die Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ verursachte eine stärkere Reduzierung der Trockenmasse der Blätter im Vergleich zur Kontrolle (Tabelle 19).

4.4.2.2.2. Stängel

Die Stängeltrockenmasse nahm signifikant mit steigender NaCl-Behandlung ab. Bei den Konzentrationen von 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ reduzierte sich die Stängeltrockenmasse im Vergleich zur Kontrolle von 13,7 g auf 4,2 g bzw. 2,2 g (Tabelle 19).

4.4.2.2.3. Wurzeln

Das Wurzelsystem der Klone S_RA_08 und S_RE_09 wurde bei 100 mmol NaCl l⁻¹-Belastung kaum geschädigt. Dagegen wurde bei den Klonen S_RA_08 und S_RE_09 mit 150 mmol NaCl l⁻¹ nach 12 Wochen eine signifikante Reduzierung der Wurzeltrockenmasse gemessen. Die Variante mit 100 mmol NaCl l⁻¹ führte nach 12 Wochen zu keinem signifikanten Unterschied bei dem Genotyp S_RA_08 im Vergleich zur Kontrolle. Das Wurzelsystem wurde bei Salzstress bei S_RA_08 kaum reduziert und zeigte somit eine höhere Toleranz als Blätter und Stängel (Tabelle 19).



Abbildung 31: Einfluss von NaCl auf den Wachstum von *R. regeliana* (oben) und *R. rugosa* x *R. rugosa* `Alba` (unten) nach 12 Wochen Salzstress im Gewächshaus

Tabelle 19: Einfluss von NaCl auf die mittlere Trockenmasse der Blätter, Stängel und Wurzeln nach 12 Wochen Salzstress in *ex vitro* bei zwei Rosengentypen im Gewächshaus

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Trockenmasse [g]		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
S_RA_08	0	32,6 a	13,7 a	11,8 a
	100	15,7 b	4,2 b	11,3 a
	150	2,7 c	2,2 b	3,4 b
S_RE_09	0	32,1 a	13,0 a	11,5 a
	100	14,4 b	4,1 b	7,2 b
	150	3,5 c	2,3 b	4,4 b

4.4.2.3. Weitere Wachstumsparameter

4.4.2.3.1. Bestimmung der Stängellänge

Die Stängellänge nahm bei beiden Rosenklonen im Gewächshaus mit erhöhter NaCl-Behandlung nach 12 Wochen ab. Im Vergleich zur Kontrolle war die Reduktion durch die Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ am stärksten. Bereits mit 100 mmol l⁻¹ wurde eine deutliche Reduzierung der Stängellänge in beiden Genotypen nach 12 Wochen Behandlungszeit festgestellt (Tabelle 20).

4.4.2.3.2. Bestimmung der neue Austriebe

Die NaCl-Behandlung hatte 12 Wochen nach Behandlungsbeginn keinen signifikanten Einfluss auf die neuen Austriebe bei den Genotypen S_RA_08 und S_RE_09. Auch zeigten diese Pflanzen nach 12 Wochen kaum Blattschädigungen (Tabelle 20).

4.4.2.3.3. Bestimmung der maximalen Wurzellänge

Die Wurzellänge nahm in beiden Rosenklonen S_RA_08 und S_RE_09 signifikant mit steigender NaCl-Behandlung ab. Es ergab sich 12 Wochen nach Behandlungsbeginn eine Reduzierung der maximale Wurzellänge zwischen der 150 mmol NaCl l⁻¹ und der Kontrolle (Tabelle 20, Abbildung 32).

Tabelle 20: Einfluss von NaCl auf Trieb länge, Neuaustrieb und Wurzellänge bei 2 Rosengentypen *ex vitro* nach 12 Wochen Salzstress im Gewächshaus

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Trieb länge [cm]	Neuaustriebe [n]	Wurzellänge [cm]
S_RA_08	0	29,8 a	1,5 a	15,2 a
	100	12,1 b	1,5 a	11,1 b
	150	8,4 c	1,2 a	6,5 c
S_RE_09	0	23,9 a	1,2 a	18,1 a
	100	12,4 b	1,1 a	9,8 b
	150	9,1 c	1,2 a	7,1 b

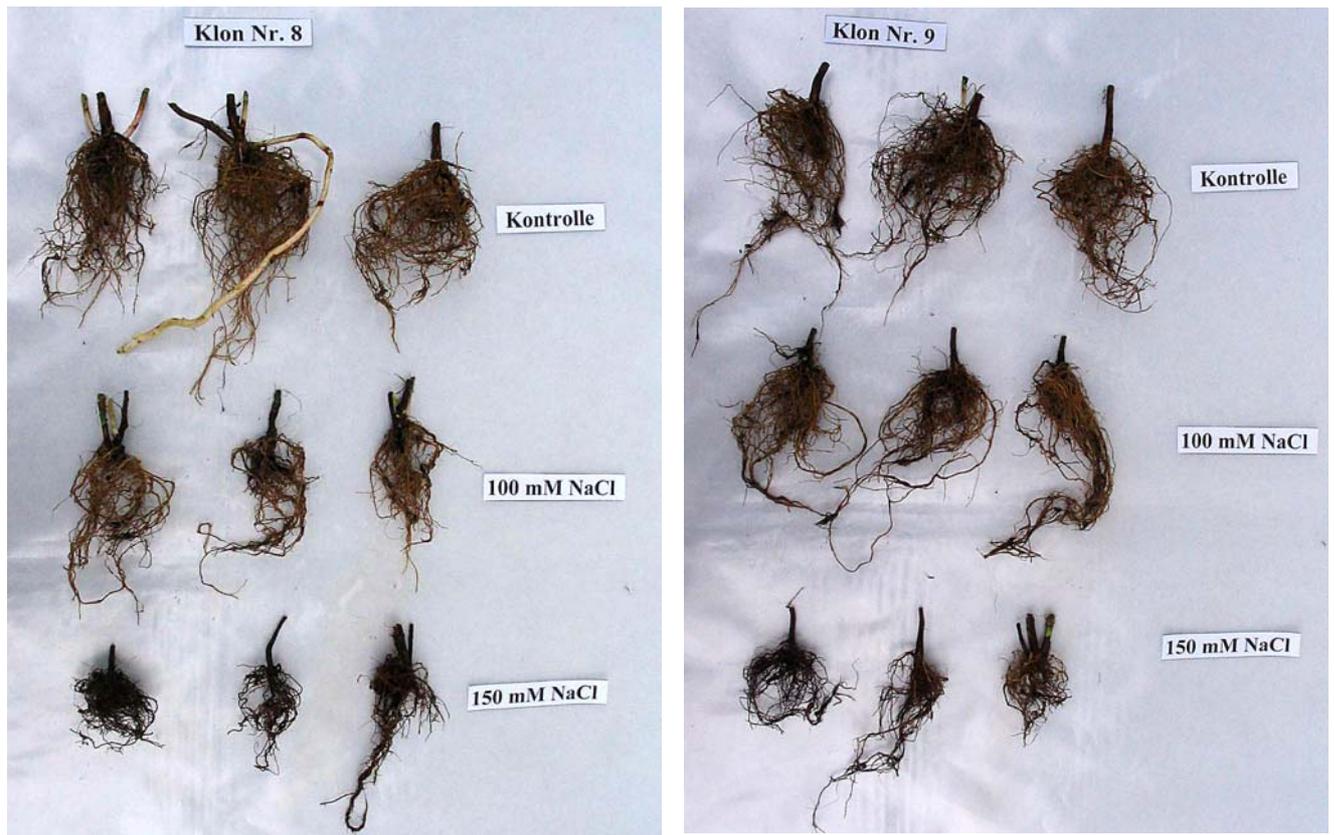


Abbildung 32: Einfluss von NaCl auf das Wurzelwachstum von *R. rugosa* x *R. rugosa* 'Alba' (links) und *R. regiana* (rechts) nach 12 Wochen Salzstress in *ex vitro* im Gewächshaus

4.4.3. Entwicklung von Blättern, Stängeln und Wurzeln der auf Salztoleranz selektierten Rosen-Klone nach 30 Wochen NaCl-Stress

4.4.3.1. Blattschädigungen

Die Genotypen S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11 wiesen kaum Blattschädigungen und die höchste Überlebensrate nach 4 Wochen nach der Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ auf. Diese Genotypen wurden daher mit derselben Konzentration von 100 mmol NaCl l⁻¹ bis zu 30 Wochen weiter behandelt. Die ersten Blattschädigungen (Nekrosen) traten bei den Rosenklonen S_VI_03 und S_VI_11 nach 6 Wochen mit 100 mmol l⁻¹ auf. Die Rosenklone S_PO_16 und S_RU_06 zeigten nach 6 Wochen mit 100 mmol NaCl l⁻¹ kaum Blattschädigungen. Im Verlauf der Versuche bzw. nach 10 Wochen zeigten alle Rosenklone Anteile abgestorbener Blätter mit Ausnahme des Klons S_PO_16, der ohne Symptome blieb. Am Ende des Versuchs hatten diese Klone grüne Blätter und neue Austriebe, d.h. diese Klone waren gegenüber Salzstress toleranter als die anderen.

4.4.3.2. Trockenmassen

4.4.3.2.1. Blätter

Bei den vier Rosen-Genotypen S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11 nahm die Trockenmasse der Blätter schon bei der Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ im Vergleich zur Kontrolle signifikant ab. Durch die Anwendung von 100 mmol NaCl l⁻¹ wurde die Trockenmasse der Blätter aller Rosenklone mit Ausnahme von S_PO_16 reduziert. Bei diesem Klon (S_PO_16) war mit 100 mmol NaCl l⁻¹ nach 30 Wochen Behandlungszeit eine geringere Reduzierung der Trockenmasse der Blätter im Vergleich zu den Rosenklonen S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11 zu verzeichnen (Tabelle 21).

4.4.3.2.2. Stängel

Die Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ reduzierte die Stängeltrockenmasse signifikant nach 30 Wochen Behandlungszeit bei allen Rosenklonen (S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11). Die geringste Abnahme der Stängeltrockenmasse zeigte sich bei S_PO_16 nach Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ im Vergleich zu den anderen Klonen (Tabelle 21).

Tabelle 21: Einfluss von NaCl auf die Trockenmasse bei vier gesunden und durch Salz geschädigten Rosengentypen nach 30 Wochen Salzstress in *ex vitro* im Gewächshaus

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Zustand	Trockenmasse [g]	
			Blätter	Stängel
S_PO_16	0	Gesund	48,7 a	52,9 a
	100		22,3 a	15,2 a
S_RU_06	0	Gesund	29,7 a	26,5 a
	100		8,6 b	2,9 b
S_VI_03	0	Gesund	60,8 a	35,6 a
	100		9,2 b	1,9 b
S_VI_11	0	Gesund	51,4 a	33,4 a
	100		7,2 b	3,1 b
S_PO_16	0	Salzschäden	19,6 a	13,4 b
	100		10,7 b	7,1 b
S_RU_06	0	Salzschäden	24,2 a	15,7 a
	100		15,9 a	5,8 a
S_VI_03	0	Salzschäden	42,7 a	21,4 a
	100		14,7 a	5,3 a
S_VI_11	0	Salzschäden	27,1 b	21,5 a
	100		13,6 a	8,9 a

4.4.3.2.3. Wurzeln

Bei den vier Rosen-Genotypen S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11 nahm die Trockenmasse der Wurzeln durch die 100 mmol NaCl l⁻¹ Behandlung im Vergleich zur Kontrolle signifikant ab. Die geringste Abnahme der Wurzeltrockenmasse zeigte S_PO_16 in

der Variante mit 100 mmol NaCl l⁻¹ im Vergleich zu den anderen Klonen. Offensichtlich reagiert das Wurzel- und das Sprosssystem von S_PO_16 tolerant auf die NaCl-Belastung (Tabelle 22).

Tabelle 22: Einfluss von NaCl auf das Trockengewicht der Wurzeln bei 4 Rosengentypen nach 30 Wochen Salzstress in *ex vitro* im Gewächshaus

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Trockenmasse Wurzeln [g]
S_PO_16	0	123,2 a
	100	42,2 b
S_RU_06	0	43,2 a
	100	13,8 b
S_VI_03	0	56,5 a
	100	10,6 b
S_VI_11	0	58,2 a
	100	10,2 b

4.4.3.3. Weitere Wachstumsparameter

4.4.3.3.1. Bestimmung der Trieblänge

Die 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung rief einen signifikanten Einfluss auf die Gesamtrieblänge bei allen Rosenklonen nach 30 Wochen Behandlungszeit im Vergleich zur Kontrolle hervor. Das heißt, die NaCl-Behandlung reduzierte den Triebzuwachs. Die Gesamtrieblänge pro Pflanze war nach 30 Wochen Behandlungszeit bei den Klonen S_VI_03 und S_VI_6 fast gleich. Die Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ hatte die geringste Reduzierung der Gesamtrieblänge bei den Klonen S_VI_11 (33,5 cm) und S_PO_16 (51,2 cm) im Vergleich zur Kontrolle (73,0 und 77,0 cm) zur Folge. Die Gesamtrieblänge kann daher als ein Merkmal zur Feststellung einer Reaktion der Rosen-Genotypen auf den Salzstress verwendet werden (Tabelle 23, Abbildung 33).

4.4.3.3.2. Bestimmung der neuen Austriebe unter NaCl -Stress

Die Zugabe von 100 mmol NaCl l⁻¹ führte nach 30 Wochen Behandlungszeit zu einer Abnahme der Anzahl neuer Austriebe bei allen Rosenklonen. Aber die Genotypen reagierten unter Salzstress unterschiedlich. S_PO_16 konnte unter Salzstress mit 100 mmol NaCl l⁻¹ wachsen und neue Austriebe bekommen. Die anderen Genotypen S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11 hatten weniger neue Austriebe unter den selben Bedingungen (Tabelle 23).

4.4.3.3.3. Bestimmung der maximalen Wurzellänge unter NaCl-Stress

Das Wurzelsystem bzw. die Wurzellänge aller Genotypen wurde durch die NaCl-Behandlung verringert. Die Wurzellänge nahm bei allen Genotypen signifikant mit der NaCl-Behandlung

im Vergleich zur Kontrolle ab. Die geringste Abnahme der Wurzellänge zeigte der Klon S_PO_16 (19,7 cm) bei einer NaCl Behandlung von 100 mmol l⁻¹ (Tabelle 23, Abbildung 34).



Abbildung 33: Einfluss von NaCl auf das Wachstum des Sprosssystems bei *R. cv. 'Perle d'Or'* (links) und *R. rugosa* (rechts) nach 30 Wochen Salzstress im Gewächshaus



Abbildung 34: Einfluss von NaCl auf die Wurzellänge bei 2 *R. cv. 'Perle d'Or'* (links) und *R. virginiana* (rechts) nach NaCl-Stress im Gewächshaus nach 30 Wochen

Tabelle 23: Einfluss von NaCl auf die Trieblänge, Zahl der Neuaustriebe und maximale Wurzellänge bei 4 Rosen-Genotypen nach unterschiedlicher NaCl-Applikation nach 30 Wochen *ex vitro* im Gewächshaus

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l⁻¹]	Trieblänge [cm]	Neuaustriebe [n]	Max. Wurzellänge [cm]
S_PO_16	0	76,9 a	22,1 a	38,8 a
	100	51,1 b	14,1 b	19,7 b
S_Ru_06	0	40,9 a	4,5 a	16,6 a
	100	26,1 b	4,4 a	8,4 b
S_VI_03	0	66,1 a	8,4 a	15,9 a
	100	27,2 b	5,1 b	9,6 b
S_VI_11	0	73,0 a	3,4 a	20,3 a
	100	33,5 b	2,5 a	9,2 b

4.5. Analyse von Anionen und Kationen in den Pflanzenorganen von Rosen-Klonen unter Salzstress im Gewächshausversuch

4.5.1. Bestimmung der Cl⁻-und Na⁺-Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach vier Wochen Salzstress

Chlorid- und Natriumgehalte in den verschiedenen Pflanzenteilen (Blättern, Stängeln, Wurzeln) wurden analysiert, um genauere Kenntnisse über deren Verteilung zu erhalten.

4.5.1.1. Chloridgehalte

4.5.1.1.1. Blätter

Der Chloridgehalt in der Pflanze nahm mit steigender NaCl-Behandlung generell zu, besonders stark durch die Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ (Tabelle im Anhang A6, Abbildung 35). Der Chloridgehalt in den Blättern der unbehandelten Kontrolle blieb konstant niedrig. Die Zunahme der NaCl-Konzentration im Gießwasser führte zu einem erhöhten Chloridgehalt in den Blättern bei allen Rosen-Genotypen. Die Zugabe von 100 mmol l⁻¹ NaCl im Gießwasser führte zu einer Verdopplung des Chloridgehaltes in den Blättern der Genotypen S_MF_K2, S_CA_K1, S_RB_12, S_RB_13, S_RB_14, S_RE_06, S_RA_08, S_RU_02, S_RU_03, S_VI_19 und der Sorten C_EH_00 und C_IB_00 im Vergleich zur Kontrolle. Sonst reagierten die Genotypen bezüglich der Chloridanreicherung in den Blättern unterschiedlich. Die Genotypen S_MF_K2, S_CA_K1, S_RB_14, S_RE_06, S_RA_08, S_RU_02, S_VI_19 und die Sorten C_EH_00 und C_IB_00 hatten bei den meisten Salzbehandlungen einen höheren Chloridgehalt im Vergleich zu den anderen Genotypen. Die Genotypen S_RE_09, S_RU_10, S_PO_16, S_RU_04 und S_VI_11 wiesen relativ geringe Chloridgehalte nach der 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung auf. Bei den salzempfindlichen Sorten C_EH_00 und C_IB_00 wurden im Vergleich zu den Klonen S_PO_16 und S_RA_11 drei bis vier Mal höhere Chloridkonzentrationen in den Blättern gefunden.

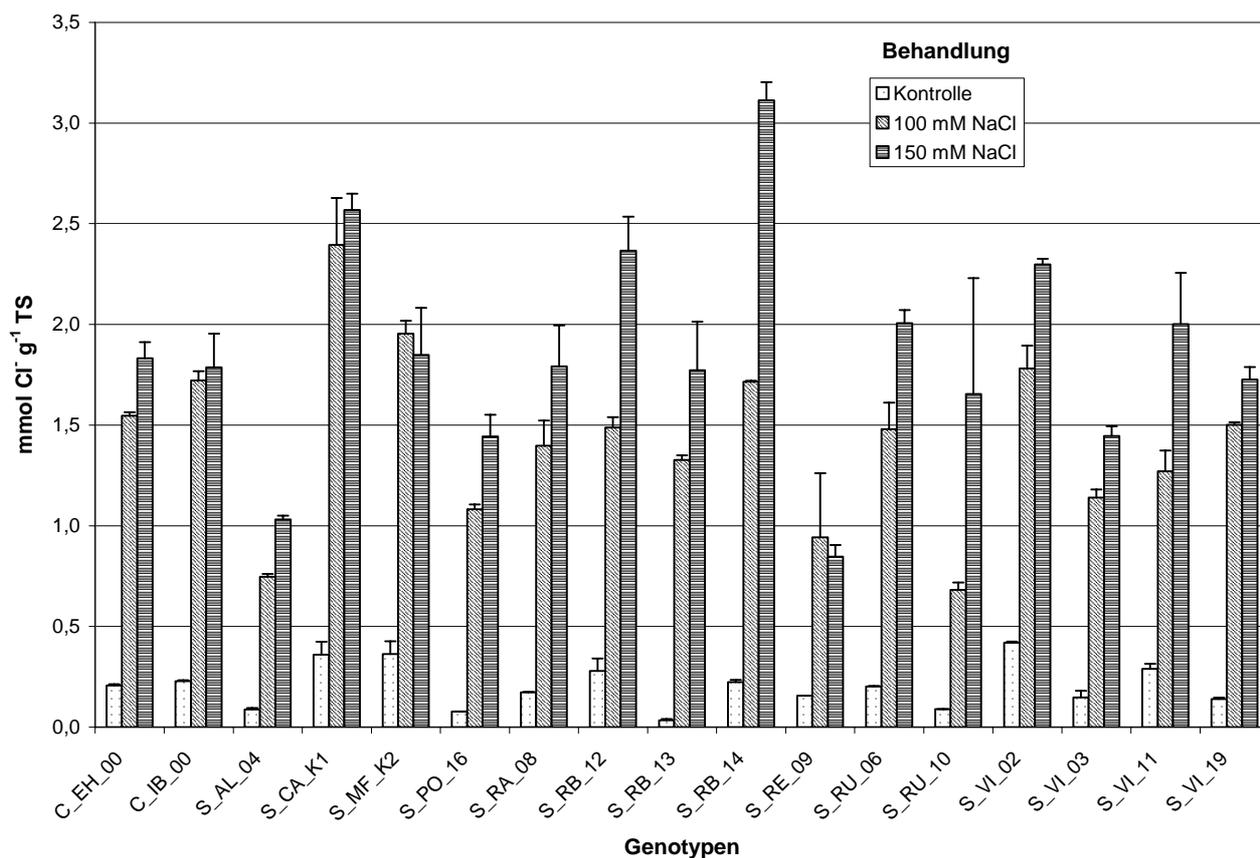
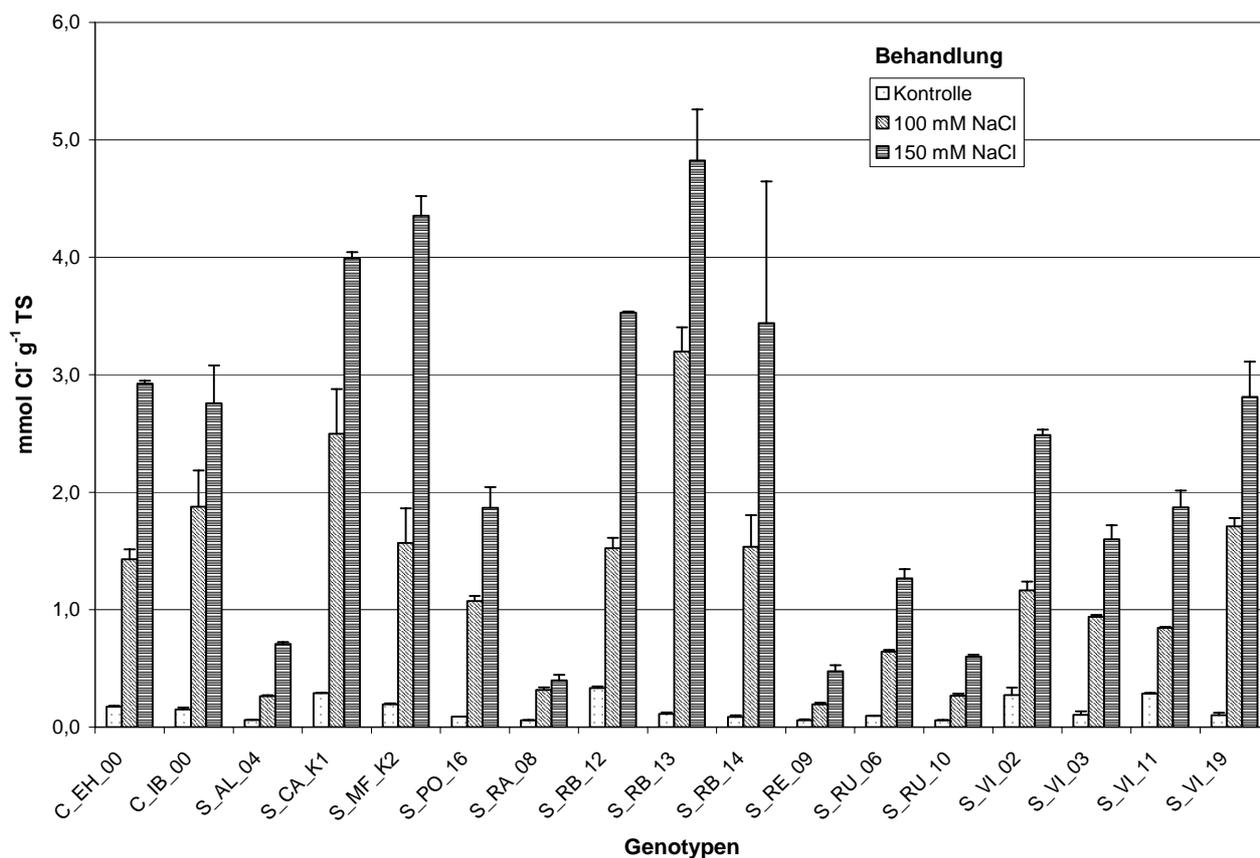


Abbildung 35: Vergleich der Chloridgehalte [mmol Cl⁻g⁻¹ TS] in Blättern von 17 Rosengentypen nach Salzstress (vier Wochen *ex vitro*; $\bar{\pm}$ Standardfehler)

4.5.1.1.2. Stängel

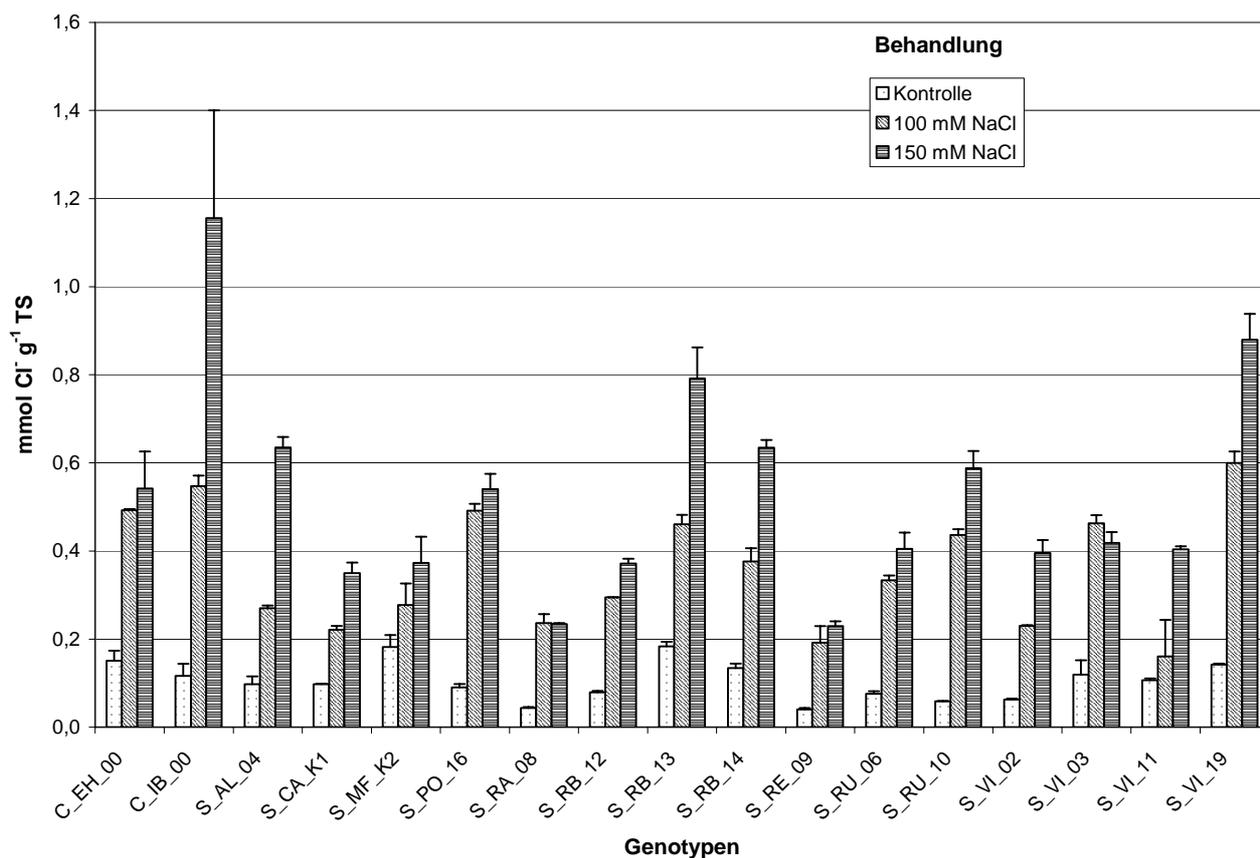
Der Chloridgehalt in den Stängelproben stieg kontinuierlich mit zunehmender NaCl-Konzentration an (Tabelle im Anhang A6, Abbildung 36). Der Chloridgehalt in den Stängeln der unbehandelten Kontrolle blieb konstant niedrig. Generell führte eine Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ zu höheren Chloridgehalten in allen Genotypen mit Ausnahme der Genotypen S_AL_04, S_RE_09, S_RU_10 und S_RA_08,. Sie wiesen einen wesentlich geringeren Chloridgehalt im Vergleich mit anderen Genotypen auf. Der Chloridgehalt in den Stängel nahm bei den Genotypen S_CA_K1, S_MF_K2, S_RB_12, S_RB_13, S_RB_14, S_RU_02, S_VI_19 und die Sorten C-EH-00, C_IB_00 stark zu.



**Abbildung 36: Vergleich der Chloridgehalte [mmol Cl⁻¹ TS] in Stängeln von 17 Rosen-
genotypen nach Salzstress (vier Wochen *ex vitro*; | Standardfehler)**

4.5.1.1.3. Wurzeln

In den Wurzeln aller Genotypen war der Chloridgehalt niedrig im Vergleich zum Chloridgehalt in den Blättern und Stängeln. Bei den Genotypen S_RE_09, S_RU_04, S_PO_16, S_RU_10, S_RB_14, S_RB_13 nahm der Chloridgehalt in den Wurzeln durch die Behandlungen mit 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ zu, mit Ausnahme der Genotypen S_RU_08 und S_RA_08, bei denen der Chloridgehalt in den Wurzeln fast gleich blieb. Die Genotypen S_MF_K2, S_CA_K1, S_RB_12, S_RB_13, S_RB_14, S_VI_11, S_VI_19, und die Sorten C_EH_00, C_IB_00 wiesen nach 4 Wochen einen wesentlich höheren Chloridgehalt in den Wurzeln auf (Tabelle im Anhang A6, Abbildung 37).



**Abbildung 37: Vergleich der Chloridgehalte [mmol Cl⁻g⁻¹ TS] in Wurzeln von 17 Rosen-
genotypen nach Salzstress (vier Wochen *ex vitro*; $\bar{}$ Standardfehler)**

4.5.1.2. Natriumgehalte

4.5.1.2.1. Blätter

Der Natriumgehalt in den verschiedenen Pflanzenteilen (Blätter, Stängel, Wurzeln) wurde nach 4 Wochen analysiert, um genauere Kenntnisse über die Verteilung zu erhalten (Tabelle im Anhang A7, Abbildung 38). Der Natriumgehalt in den Blättern der unbehandelten Kontrolle blieb konstant niedrig. Die Zunahme der NaCl-Konzentration im Gießwasser führte zu einem erhöhten Natriumgehalt in den Blättern bei allen Rosen-Genotypen. Die Behandlung mit 100 mmol l⁻¹ NaCl führte zu einem verdoppelten Natriumgehalt in den Blättern der Genotypen S_MF_K2, S_CA_K1, S_RB_12, S_RB_13, S_RB_14, S_RU_02, S_RU_03, S_VI_19 und der Sorten C_EH_00, C_IB_00 im Vergleich zur Kontrolle. Die Genotypen S_RU_06, S_RE_09, S_PO_16, und S_RA_08 hingegen wiesen nach der 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung geringere Natriumgehalte in den Blättern auf als die vorher genannten. Bei den salzempfindlichen Sorten C_EH_00, C_IB_00, S_MF_01 und S_CA_03 wurden drei bis vier Mal höhere Natriumkonzentrationen in den Blättern gefunden.

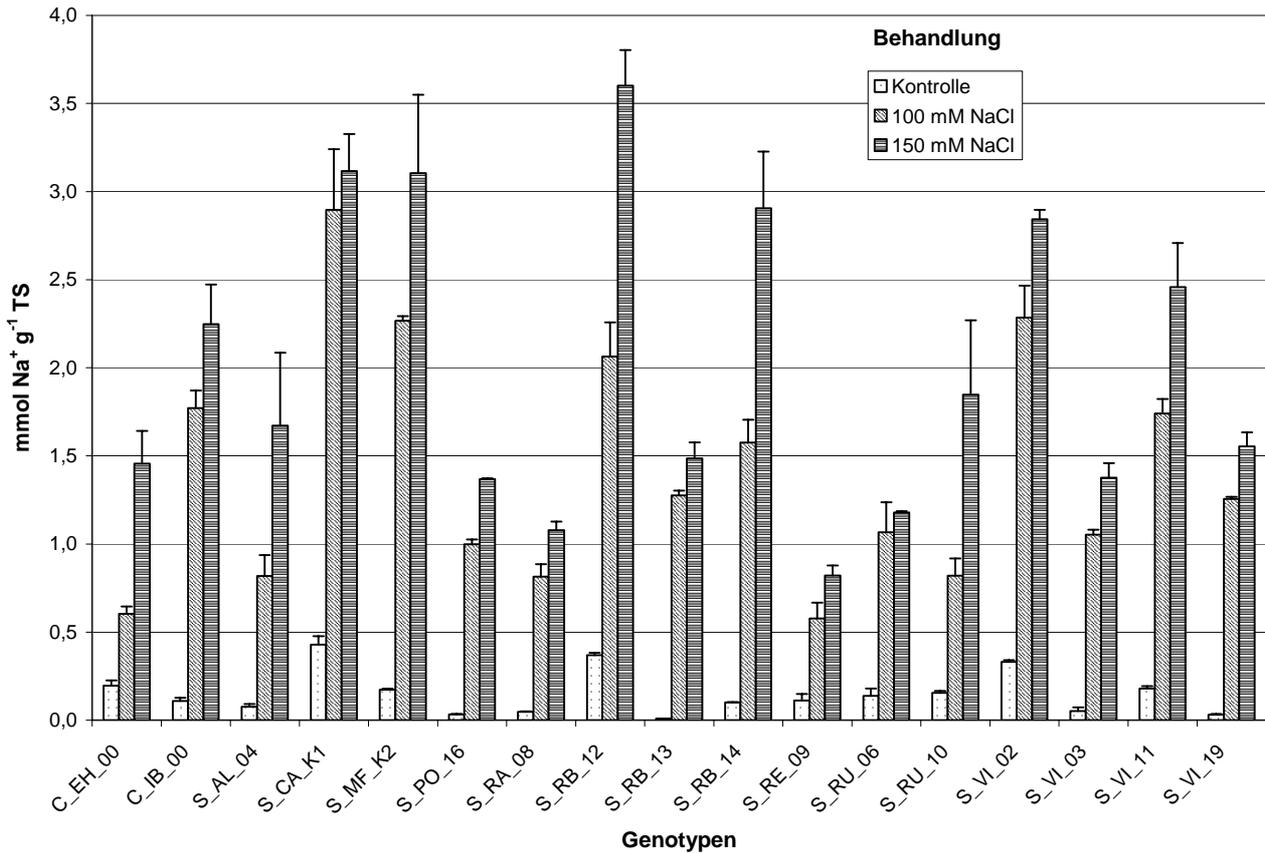


Abbildung 38: Vergleich der Natriumgehalte [mmol Na⁺ g⁻¹ TS] in Blättern von 17 Rosengentypen nach Salzstress (vier Wochen *ex vitro*; $\bar{\text{T}}$ Standardfehler)

4.5.1.2.2. Stängel

Der Natriumgehalt in Stängelproben stieg nach 4 Wochen kontinuierlich mit zunehmender NaCl-Konzentration an (Tabelle im Anhang A7, Abbildung 39). Der Natriumgehalt in den Stängeln der unbehandelten Kontrolle blieb konstant niedrig. Generell führte die 150 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung zu höherem Natriumgehalten in allen Genotypen mit Ausnahme der Genotypen S_RU_06, S_RU_09, S_RU_10, S_RA_08, S_RU_04 und S_PO_16. Sie wiesen einen wesentlich geringeren Natriumgehalt im Vergleich mit den o. g. Genotypen auf. Die Genotypen S_MF_K2, S_CA_K1, S_RU_12, S_RU_14, S_PO_16, S_VI_02, S_VI_19 wiesen dagegen überwiegend einen höheren Natriumgehalt auf als die Genotypen S_RU_06, S_RE_09, S_RU_10, S_RA_08 und S_RU_04.

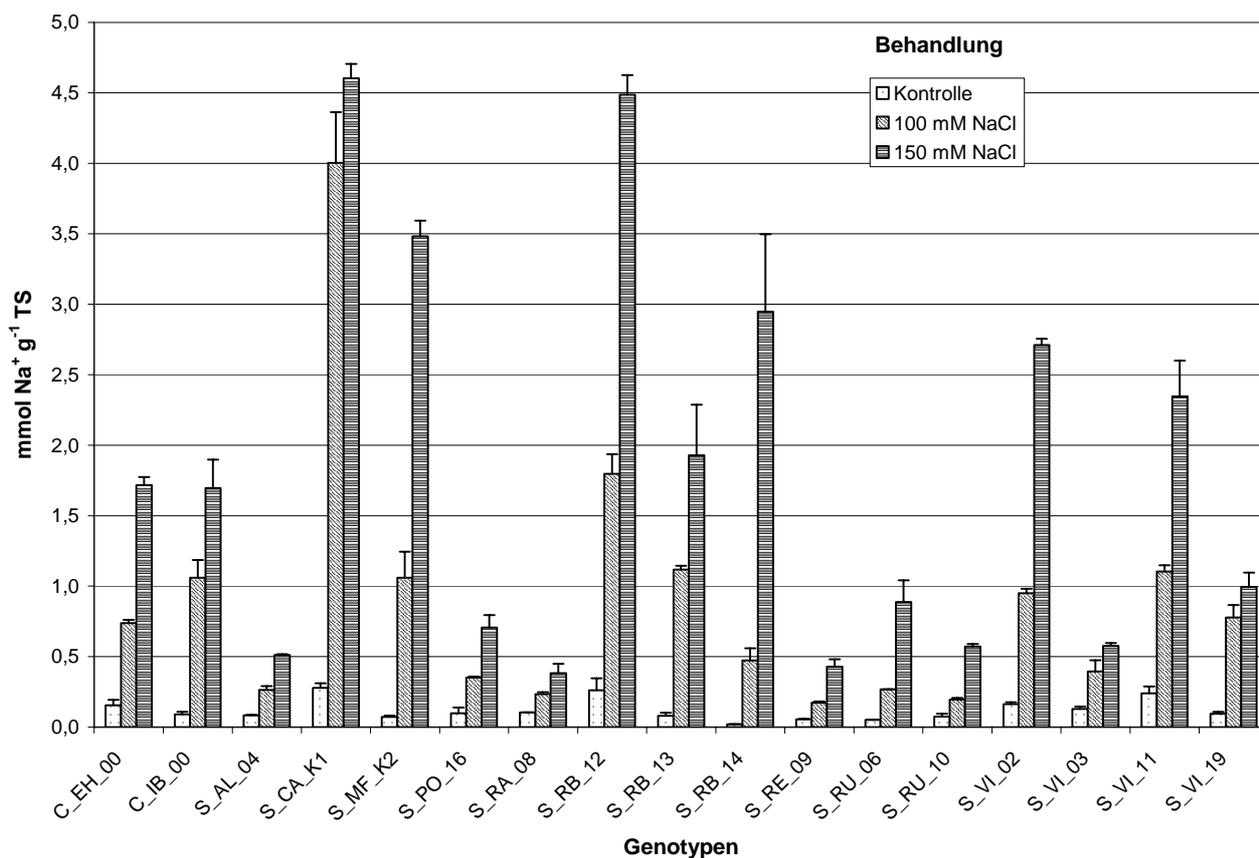


Abbildung 39: Vergleich der Natriumgehalte [mmol Na⁺ g⁻¹ TS] in Stängeln von 17 Rosengentypen nach Salzstress (vier Wochen *ex vitro*; $\bar{}$ Standardfehler)

4.5.1.2.3. Wurzeln

In den Wurzeln aller Genotypen war der Natriumgehalt nach NaCl-Behandlung niedrig im Vergleich zum Natriumgehalt in Blättern und Stängeln. Die Zunahme der NaCl-Konzentration im Gießwasser führte zu einem erhöhten Natriumgehalt in den Wurzeln bei allen Rosen-Genotypen. Die Zugabe von 150 mmol NaCl l⁻¹ im Gießwasser führte zu einer Verdopplung des Natriumgehaltes in den Wurzeln bei den Genotypen S_RU_02, S_RU_03 und S_RU_04. Die Behandlungen mit 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ erbrachten keinen signifikanten Unterschied der Natriumgehalte in den Wurzeln bei den Genotypen S_PO_16, S_RA_08, S_RE_09 und S_VI_19. Der Natriumgehalt in den unbehandelten Kontrollen war konstant niedrig bei allen Genotypen (Tabelle im Anhang A7, Abbildung 40).

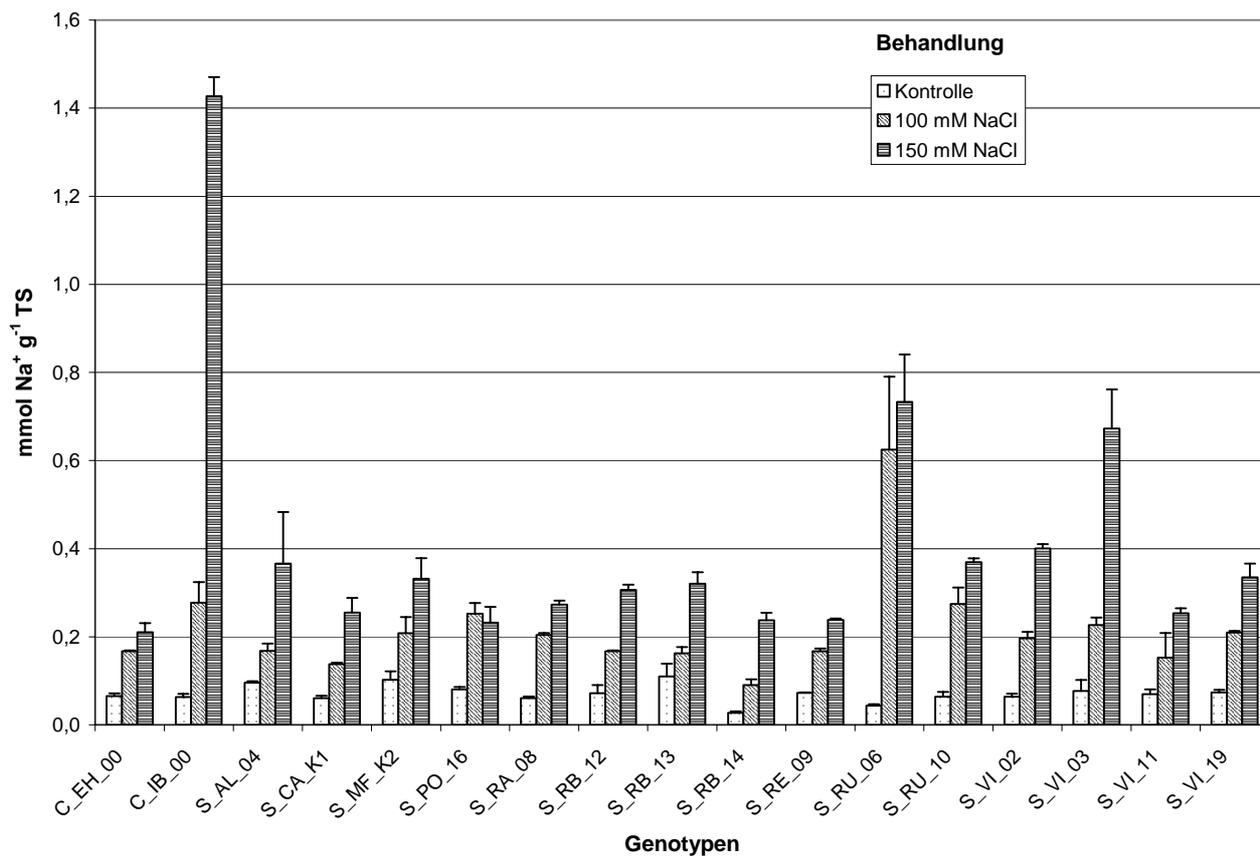


Abbildung 40: Vergleich der Natriumgehalte [mmol Na⁺ g⁻¹ TS] in Wurzeln von 17 Rosengentypen nach Salzstress (vier Wochen *ex vitro*; | Standardfehler)

4.5.2. Bestimmung der Cl⁻- und Na⁺-Gehalte in Blättern, Stängel und Wurzeln nach 12 Wochen Salzstress

4.5.2.1. Chloridgehalte

4.5.2.1.1. Blätter

Generell nahm der Chloridgehalt in Blättern mit steigender NaCl-Behandlung zu, besonders stark mit 150 mmol NaCl l⁻¹ bei S_RE_09 und S_RA_08. Der Chloridgehalt in den Blättern der unbehandelten Kontrolle blieb in den beiden Genotypen konstant niedrig. Die Zugabe von 100 mmol NaCl l⁻¹ im Gießwasser führte zu einer Verdopplung des Chloridgehalts in den Blättern beider Genotypen im Vergleich zur Kontrolle. Die Zugabe von 150 mmol NaCl l⁻¹ führte zu einem 8-fach höheren Chloridgehalt bei den Genotypen S_RE_09 und S_RA_08 im Vergleich zur Kontrolle. Die Behandlung bei 150 mmol NaCl l⁻¹ führte nach 12 Wochen zum Tod der Pflanzen (Tabelle 24).

4.5.2.1.2. Stängel

Der Chloridgehalt in den Stängeln nahm bei allen Genotypen mit steigender NaCl-Behandlung zu, besonders bei 150 mmol NaCl l⁻¹ im Vergleich zur Kontrolle. Der Chloridgehalt in der unbehandelten Kontrolle blieb konstant niedrig bei den Genotypen S_RE_09 und S_RA_08. Die Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ führte zu einer Verdoppelung des Chloridgehalts in den Stängeln bei allen Genotypen im Vergleich zur Kontrolle. Bei allen Genotypen war in den verschiedenen Salzstress-Varianten generell der Chloridgehalt in den Blättern viel höher als in den Stängeln (Tabelle 24).

4.5.2.1.3. Wurzeln

Bei den Genotypen S_RE_09 und S_RA_08 blieb nach der NaCl-Behandlung generell der Chloridgehalt in den Wurzeln im Vergleich zu den Blättern und Stängeln niedrig. Auch der Chloridgehalt in den Wurzeln nahm mit steigender NaCl-Behandlung zu, besonders bei der 150 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung. Der Chloridgehalt in den Wurzeln in der unbehandelten Kontrolle der Genotypen S_RE_09 und S_RA_08 blieb konstant niedrig (Tabelle 24).

Tabelle 24: Vergleich des Chloridgehalte [mmol Cl⁻ g⁻¹ TS] in Blättern, Stängeln und Wurzeln bei 2 Rosengentypen nach unterschiedlicher NaCl-Applikation 12 Wochen *ex vitro* im Gewächshausversuch

Genotypen	Behandlung NaCl [mmol l ⁻¹]	Chlorid [mmol Cl ⁻ g ⁻¹ TS]		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
S_RA_08	0	0,20 c	0,05 c	0,06 b
	100	1,29 b	0,26 b	0,12 b
	150	3,37 a	1,13 a	0,35 a
S_RE_09	0	0,24 c	0,03 c	0,04 b
	100	1,12 b	0,15 b	0,14 ba
	150	2,17 a	0,66 a	0,22 a

4.5.2.2. Natriumgehalte

4.5.2.2.1. Blättern

Die Erhöhung der NaCl-Konzentration im Gießwasser führte zu einem erhöhten Natriumgehalt in den Blättern bei den Genotypen S_RE_09 und S_RA_08. Die unbehandelte Kontrolle blieb konstant niedrig bei allen Genotypen. Die Verwendung von 100 mmol NaCl l⁻¹ führte zu einer Verdopplung des Natriumgehalts in den Genotypen S_RE_09 und S_RA_08 im Vergleich zur Kontrolle. Die Zugabe von 150 mmol NaCl l⁻¹ führte zum fünffachen Natriumgehalt in den Blättern der Genotypen S_RE_09 und S_RA_08 im Vergleich zur Kontrolle (Tabelle 25).

4.5.2.2.2. Stängel

Generell blieb der Natriumgehalt in den Stängeln nach einer NaCl-Behandlung niedrig im Vergleich zum Natriumgehalt in den Blättern. Bei einer Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ nahm der Natriumgehalt in den Stängeln mit steigender NaCl-Behandlung zu. Ein vierfacher Natriumgehalt in den Stängeln im Vergleich zur Kontrolle wurde bei den Genotypen S_RE_09 und S_RA_08 nach der 150 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung gemessen. Die unbehandelte Kontrolle blieb konstant niedrig bei allen Genotypen (Tabelle 25).

4.5.2.2.3. Wurzeln

Generell nahm der Natriumgehalt in den Wurzeln mit steigender NaCl-Behandlung zu. Bei der unbehandelten Kontrolle war der Natriumgehalt in den Wurzeln bei allen Genotypen konstant niedrig. Die Zugabe von 100 mmol NaCl l⁻¹ im Gießwasser führte in den Genotypen S_RE_09 und S_RA_08 zu einer Verdopplung des Natriumgehalts im Vergleich zur Kontrolle. Generell blieb der Natriumgehalt in den Wurzeln im Vergleich zu den Stängeln und Blättern niedrig (Tabelle 25).

Tabelle 25: Vergleich des Natriumgehalts (mmol) in Blättern, Stängeln und Wurzeln bei 2 Rosengentypen nach unterschiedlicher NaCl-Applikation nach 12 Wochen *ex vitro* im Gewächshausversuch

Genotypen	Behandlung NaCl [mmol l ⁻¹]	Natrium [mmol Na ⁺ g ⁻¹ TS]		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
S_RA_08	0	0,07 c	0,09 b	0,07 c
	100	0,38 b	0,14 b	0,17 b
	150	1,34 a	1,53 a	0,54 a
S_RE_09	0	0,08 b	0,08 b	0,10 b
	100	0,36 b	0,20 b	0,37 ba
	150	1,07 a	0,67 a	0,51 a

4.5.3. Bestimmung der Cl⁻- und Na⁺-Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach 30 Wochen Salzstress

Nach vier Wochen unter Stressbedingungen zeigten vier Rosen-Genotypen (S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11) in der Variante 100 mmol NaCl l⁻¹ die höchsten Überlebensraten. Diese vier Arten wurden weiter kultiviert und mit 100 mmol NaCl l⁻¹ bis zu 30 Wochen weiter behandelt. Dann wurden die gesunden (Salzschadstufe 0) und die geschädigten (teilweise abgestorbenen bzw. Salzschadstufen 1-3) Pflanzen in Blätter und Stängel getrennt. Anschließend wurden der Chlorid- und Natriumgehalt in den gesunden

(Salzschadstufe 0) bzw. geschädigten (Salzschadstufen 1-3) Blättern, Stängeln und Wurzeln bestimmt.

4.5.3.1. Bestimmung der Cl⁻- und Na⁺-Gehalte in den Organen ungeschädigter Pflanzen

4.5.3.1.1. Chloridgehalt in Blättern (Salzschadstufe 0)

Generell nahm der Chloridgehalt bei allen 4 Genotypen in den gesunden Blättern bei der Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ im Gießwasser im Vergleich zur Kontrolle zu. Die Genotypen reagierten auf eine 100 mmol⁻¹ NaCl-Behandlung unterschiedlich. Der Klon S_VI_11 akkumulierte einen höheren Chloridgehalt (1,01 mmol) in den gesunden Blättern als andere Genotypen (S_RU_03, S_RU_06 und S_PO_16). Diese 3 Rosen-Genotypen akkumulierten einen fast gleichen Chloridgehalt in den gesunden Blättern (0,73, 0,83 und 0,83 mmol) nach 30 Wochen in der 100 mmol NaCl l⁻¹-Variante. Bei der unbehandelten Kontrolle blieb der Chloridgehalt in den gesunden Blättern in allen vier Genotypen konstant niedrig (Tabelle 26).

4.5.3.1.2. Chloridgehalt in Stängeln (Salzschadstufe 0)

In den gesunden Stängeln der 4 Genotypen wurde ein deutlich geringerer Chloridgehalt als in den gesunden Blättern nachgewiesen. 30 Wochen nach Behandlungsbeginn mit 100 mmol NaCl l⁻¹ zeigten sie einen niedrigeren Chloridgehalt als in den Blättern. Der Klon S_RU_06 akkumulierte nach der Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ einen höheren Chloridgehalt in den gesunden Stängeln (0,39 mmol) als die Genotypen S_PO_16 (0,22 mmol), S_VI_03 (0,29 mmol) und S_VI_11 (0,27 mmol). Die unbehandelten Kontrollen hatten in den gesunden Stängeln einen konstant niedrigen Chloridgehalt (Tabelle 26).

Tabelle 26: Vergleich der Chloridgehalte (mmol Cl⁻ g⁻¹ TS) in gesunden Pflanzen bzw. Blättern und Stängeln bei vier Rosengenotypen nach 30 wöchigem NaCl-Stress (*ex vitro*-Versuch)

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Chlorid [mmol Cl ⁻ g ⁻¹ TS]	
		Blätter	Stängel
S_PO_16	0	0,22 a	0,06 a
	100	0,83 b	0,22 b
S_RU_06	0	0,11 a	0,06 a
	100	0,83 b	0,39 b
S_VI_03	0	0,18 a	0,05 a
	100	0,76 b	0,29 b
S_VI_11	0	0,11 a	0,05 a
	100	1,01 a	0,27 b

4.5.3.1.3. Natriumgehalt in Blättern (Salzschadstufe 0)

Die Zunahme der NaCl-Konzentration im Gießwasser führte zu einem erhöhten Natriumgehalt in den gesunden Blättern bei allen 4 Rosengenotypen im Vergleich zur Kontrolle. Die gesunden Blätter der zwei Genotypen S_RU_03 und S_VI_11 enthielten deutlich weniger Natrium nach der 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung über 30 Wochen (0,29 bzw. 0,28 mmol). Die Klone S_PO_16 und S_RU_06 hatten einen höheren Natriumgehalt in den gesunden Blättern nämlich 0,44 und 0,33 mmol nach 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung. Die unbehandelten Kontrollen hatten einen niedrigeren Natriumgehalt in gesunden Blättern (Tabelle 27).

4.5.3.1.4. Natriumgehalt in Stängeln (Salzschadstufe 0)

Die NaCl-Behandlung mit 100 mmol l⁻¹ führte nach 30 Wochen Behandlungszeit in den gesunden Stängeln bei allen 4 Genotypen zu einer höheren Natriumakkumulation im Vergleich zur Kontrolle. Die gesunden Blätter hatten dagegen einen noch höheren Natriumgehalt als in den Stängeln. Der Natriumgehalt in den 4 Rosen-Genotypen S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11 war fast gleich (0,22, 0,15, 0,13 und 0,12 mmol) nach der 100 mmol NaCl l⁻¹ -Behandlung. Die unbehandelten Kontrollen hatten einen niedrigeren Natriumgehalt in den gesunden Stängeln (Tabelle 27).

Tabelle 27: Vergleich der Natriumgehalte (mmol Na⁺ g⁻¹ TS) in gesunden Pflanzen bzw. Blättern und Stängeln bei vier Rosen-Genotypen nach 30 wöchigem NaCl-Stress (*ex vitro*-Versuch)

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Natrium [mmol Na ⁺ g ⁻¹ TS]	
		Blätter	Stängel
S_PO_16	0	0,09 a	0,05 a
	100	0,44 b	0,22 b
S_RU_06	0	0,04 a	0,06 a
	100	0,33 b	0,15 b
S_VI_03	0	0,19 a	0,06 a
	100	0,29 a	0,13 b
S_VI_11	0	0,02 a	0,06 a
	100	0,28 a	0,12 b

4.5.3.2. Bestimmung der Cl⁻- und Na⁺-Gehalte in geschädigten Pflanzen

4.5.3.2.1. Chloridgehalt in Blättern (Salzschadstufe 1-3)

Generell hatten die geschädigten Blätter aller 4 Rosen-Genotypen einen deutlich höheren Chloridgehalt als die gesunden Blätter. Aber die Genotypen reagierten unterschiedlich auf die 100 mmol NaCl l⁻¹ NaCl-Behandlung. So akkumulierte der Genotyp S_PO_16 einen niedrigeren Chloridgehalt in den geschädigten Blättern als die Genotypen S_RU_03,

S_RU_06 und S_VI_11. Bei der unbehandelten Kontrolle blieb der Chloridgehalt in den geschädigten Blättern aller vier Genotypen konstant niedrig (Tabelle 28).

4.5.3.2.2. Chloridgehalt in geschädigten Stängeln (Salzschadstufe 1-3)

Die geschädigten Stängel bei allen 4 Rosengentypen hatten einen höheren Chloridgehalt im Vergleich zur Kontrolle. Nach einem Behandlungszeitraum von 30 Wochen mit 100 mmol NaCl l⁻¹ wiesen die geschädigten Stängel einen niedrigeren Chloridgehalt im Vergleich zu den geschädigten Blättern auf. Die unbehandelten Kontrollen hatten in den geschädigten Stängeln einen konstant niedrigen Chloridgehalt (Tabelle 28).

Tabelle 28: Vergleich der Chloridgehalte (mmol Cl⁻ g⁻¹ TS) in geschädigten Blättern und Stängeln bei vier Rosen-Genotypen nach 30 wöchigem NaCl-Stress (*ex vitro*-Versuch)

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Chlorid [mmol Cl ⁻ g ⁻¹ TS]	
		Blätter	Stängel
S_PO_16	0	0,20 a	0,07 a
	100	0,82 b	0,28 b
S_RU_06	0	0,17 a	0,15 a
	100	0,99 b	0,40 b
S_VI_03	0	0,13 a	0,05 a
	100	1,15 a	0,22 b
S_VI_11	0	0,11 a	0,06 a
	100	0,97 b	0,27 b

4.5.3.2.3. Natriumgehalt in geschädigten Blättern (Salzschadstufe 1-3)

Allgemein wurde festgestellt, dass der Natriumgehalt in den geschädigten Blättern bei allen 4 Rosengentypen relativ niedrig war mit Ausnahme des Klons S_RU_06. Der hatte einen höheren Natriumgehalt in den geschädigten Blättern nach Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ nach 30 Wochen. Die unbehandelten Kontrollen hatten in den geschädigten Blättern einen konstant niedrigen Natriumgehalt (Tabelle 29).

4.5.3.2.4. Natriumgehalt in Stängeln (Salzschadstufe 1-3)

Die Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ führte nach 30 Wochen Behandlungszeit in den geschädigten Stängeln bei allen 4 Genotypen zu einer niedrigeren Natriumakkumulation im Vergleich zu den geschädigten Blättern. Die unbehandelten Kontrollen hatten einen noch niedrigeren Natriumgehalt in den geschädigten Stängeln (Tabelle 29).

Tabelle 29: Vergleich der Natriumgehalte ($\text{mmol Na}^+ \text{g}^{-1} \text{TS}$) in geschädigten Blättern und Stängeln bei vier Rosen-Genotypen nach 30 wöchigem NaCl-Stress (*ex vitro*-Versuch)

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l^{-1}]	Natrium [$\text{mmol Na}^+ \text{g}^{-1} \text{TS}$]	
		Blätter	Stängel
S_PO_16	0	0,07 a	0,04 a
	100	0,53 b	0,23 b
S_RU_06	0	0,06 a	0,09 a
	100	0,87 b	0,25 b
S_VI_03	0	0,04 a	0,06 a
	100	0,43 b	0,24 b
S_VI_11	0	0,05 a	0,11 a
	100	0,46 b	0,15 a

4.5.3.3. Bestimmung der Cl^- - und Na^+ -Gehalte in den Wurzelsystemen nach 30 Wochen

4.5.3.3.1. Chloridgehalt in Wurzeln

Die Rosenklone S_VI_11, S_RU_06, S_RU_03 wiesen in der $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ -Variante und einer Behandlungszeit von 30 Wochen nahezu den gleichen Chloridgehalt in den Wurzeln auf. Nur der Klon S_PO_16 akkumulierte einen höheren Chloridgehalt in den Wurzeln im Vergleich zu anderen Genotypen. Vermutlich hatte der Genotyp S_PO_16 die Fähigkeit, das Chlorid in den Wurzeln abzulagern, um das obere Sprosssystem vor Schädigung durch erhöhte Chloridanreicherung zu schützen. Die unbehandelten Kontrollen hatten in den Wurzeln einen konstant niedrigen Chloridgehalt (Tabelle 30).

4.5.3.3.2. Natriumgehalt in Wurzeln

Die Rosenklone S_VI_11, S_RU_03 und S_RU_06 akkumulierten einen niedrigen Natriumgehalt in den Wurzeln nach der $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ -Applikation nach 30 Wochen. Der Genotyp S_PO_16 hingegen akkumulierte einen höheren Natriumgehalt in den Wurzeln im Vergleich zu den anderen Genotypen. Der Genotyp S_PO_16 hatte folglich die Fähigkeit Natrium in den Wurzeln abzulagern, um das obere Sprosssystem vor Schädigung durch erhöhte Natriumanreicherung zu schützen (Tabelle 30).

Tabelle 30: Vergleich der Chlorid- bzw. Natriumgehalte (mmol Cl^- bzw. $\text{Na}^+ \text{g}^{-1} \text{TS}$) in den Wurzeln von vier Rosen-Genotypen nach 30 wöchigem NaCl-Stress (*ex vitro*-Versuch)

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l^{-1}]	Wurzelgehalte in [in $\text{mmol g}^{-1} \text{TS}$]	
		Cl^-	Na^+
S_PO_16	0	0,06 a	0,11 a
	100	0,19 b	0,27 b
S_RU_06	0	0,03 a	0,08 a
	100	0,12 b	0,22 b
S_VI_03	0	0,05 a	0,09 a
	100	0,13 b	0,17 b
S_VI_11	0	0,03 a	0,08 a
	100	0,13 b	0,17 b

4.6. Analyse von Anionen (Sulfat, Phosphat) und Kationen (Kalium) in den Sprossen von Rosen-Klonen unter Salzstress im Gewächshausversuch

4.6.1. Bestimmung der K^+ , PO_4^{3-} und SO_4^{2-} -Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach 4 Wochen Salzstress

4.6.1.1. Kaliumgehalte

4.6.1.1.1. Blätter

Beim Kaliumgehalt hatten die Rosen-Genotypen unterschiedlich reagiert. Beispielsweise nahm der Kaliumgehalt in Blättern mit steigender NaCl-Behandlung bei den Genotypen S_RA_08, C_EH_00, C_IB_00, S_RU_06 und S_RB_14 ab, besonders stark in der 150 mmol NaCl I^{-1} -Variante. Bei dieser Gruppe war der Kaliumgehalt in den Blättern der unbehandelten Kontrolle höher als der bei den Behandlungen mit 100 und 150 mmol NaCl I^{-1} . Jedoch bei den Genotypen S_VI_02, S_AL_10, S_CA_K1 und S_RB_12 nahm der Kaliumgehalt bei allen NaCl-Behandlung zu (Tabelle 31).

4.6.1.1.2. Stängel

Der Kaliumgehalt in den Stängeln nahm mit steigender NaCl-Behandlung ab, besonders stark durch die 150 mmol NaCl I^{-1} -Behandlung der Genotypen S_RB_13, S_RB_14, S_RE_09, S_PO_16 und S_RA_08. Bei den Genotypen S_VI_11, S_RU_06, S_VI_02, C_IB_00, S_VI_19 und S_CA_K1 zeigte sich jedoch das Gegenteil. Mit steigender NaCl-Behandlung nahm der Kaliumgehalt in den Stängeln zu (Tabelle 31).

4.6.1.1.3. Wurzeln

In den Wurzeln aller Genotypen war der Kaliumgehalt niedrig im Vergleich zum Kaliumgehalt in den Blättern und Stängeln. Bei den Genotypen S_RB_13, S_RB_14, S_RB_12, S_PO_16, S_VI_11, S_VI_19, S_CA_K1 und S_ME_K2 nahm der Kaliumgehalt in den Wurzeln durch die Behandlungen mit 100 und 150 mmol NaCl I^{-1} ab, mit Ausnahme der Genotypen C_IB_00 und S_RU_06. Dort nahm der Kaliumgehalt etwas zu (Tabelle 31).

4.6.1.2. Phosphatgehalte

4.6.1.2.1. Blätter

Der Phosphatgehalt nahm in den Blättern mit steigender NaCl-Behandlung bei den Genotypen C_IB_00, S_AL_04, S_RU_06, S_VI_02, S_VI_11, S_RA_10 ab. Mit Ausnahme

der Genotypen S_RE_09, S_PO_16 und S_ME_K2 nahm der Phosphatgehalt in den Blättern mit steigenden NaCl-Gaben zu (Tabelle 32).

4.6.1.2.2. Stängel

In den Stängeln aller Genotypen war der Phosphatgehalt niedrig im Vergleich zum Phosphatgehalt in den Blättern. Bei den Genotypen S_VI_19, S_CA_K1, S_ME_K2, S_RB_13, S_RB_14, S_RE_09, S_PO_16, S_RB_12, S_VI_11 und S_RU_06 nahm der Phosphatgehalt in den Stängeln durch die Behandlung mit 100 und 150 mmol l^{-1} NaCl zu (Tabelle 32).

4.6.1.2.3. Wurzeln

In den Wurzeln aller Genotypen war der Phosphatgehalt niedrig im Vergleich zum Phosphatgehalt in den Blättern und Stängeln. Bei den Genotypen S_MS_K2, S_CA_K1, S_RB_14, S_RB_13, S_RB_12, S_VI_02, S_RU_06 und S_AL_04 nahm der Phosphatgehalt in den Wurzeln durch die Behandlungen mit 100 und 150 mmol NaCl l^{-1} ab (Tabelle 32).

4.6.1.3. Sulfatgehalte

4.6.1.3.1. Blätter

Der Sulfatgehalt in den verschiedenen Pflanzenteilen (Blätter, Stängel, Wurzeln) wurde nach 4 Wochen analysiert, um genauere Kenntnisse über die Verteilung zu erhalten. Beispielsweise nahm der Sulfatgehalt mit steigender NaCl-Behandlung ab, besonders stark unter 150 mmol NaCl l^{-1} . Andererseits nahm bei den Genotypen S_PO_16 und S_RB_12 der Sulfatgehalt in den Blättern durch die Behandlungen mit 100 und 150 mmol NaCl l^{-1} zu (Tabelle 33).

4.6.1.3.2. Stängel

In den Stängeln nahm der Sulfatgehalt mit steigender NaCl-Behandlung zu, besonders durch die Behandlung mit 150 mmol NaCl l^{-1} bei den Genotypen S_VI_03, S_VI_11, S_RB_12, S_PO_16, S_RA_08 und S_RB_13 (Tabelle 33).

4.6.1.3.3. Wurzeln

In den Wurzeln aller Genotypen war der Sulfatgehalt niedrig im Vergleich zum Sulfatgehalt in den Blättern. Bei fast aller Genotypen nahm der Sulfatgehalt in den Wurzeln durch die Behandlungen mit 100 und 150 mmol NaCl l^{-1} ab, mit Ausnahme der Genotypen S_AL_10, S_VI_19 und S_PO_16, bei denen der Sulfatgehalt in den Wurzeln fast gleich blieb (Tabelle 33).

Tabelle 31: Kaliumgehalte (mmol K⁺ g⁻¹ TS) in Blättern, Stängeln und Wurzeln bei 10 Rosengentypen nach NaCl-Stress 4 Wochen *ex vitro* im Gewächshausversuch

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Kalium (mmol K ⁺ g ⁻¹ TS)		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
C_EH_00	0	0,48 a	0,19 b	0,24 a
	100	0,40 a	0,17 b	0,23 a
	150	0,35 a	0,44 a	0,29 a
C_IB_00	0	0,29 a	0,23 b	0,31 a
	100	0,23 b	0,31 ab	0,41 a
	150	0,20 b	0,52 a	0,31 a
S_PO_16	0	0,11 a	0,11 a	0,11 a
	100	0,09 a	0,09 a	0,08 a
	150	0,13 a	0,13 a	0,08 a
S_RA_08	0	0,51 a	0,15 a	0,15 a
	100	0,48 a	0,10 a	0,11 b
	150	0,43 a	0,10 a	0,08 c
S_RB_12	0	0,93 b	0,34 c	0,18 a
	100	1,10 b	0,67 b	0,07 b
	150	1,52 a	1,10 a	0,06 b
S_RB_13	0	0,86 b	0,24 a	0,23 a
	100	0,98 b	0,18 a	0,06 b
	150	1,29 a	0,15 a	0,08 b
S_RE_09	0	0,50 a	0,13 ab	0,13 a
	100	0,33 a	0,10 b	0,12 a
	150	0,35 a	0,17 a	0,08 a
S_RU_06	0	0,69 a	0,03 a	0,17 a
	100	0,51 a	0,03 a	0,27 a
	150	0,48 a	0,05 a	0,10 a
S_VI_11	0	0,77 a	0,35 a	0,11 a
	100	0,90 a	0,37 a	0,08 ab
	150	0,82 a	0,57 a	0,04 b
S_VI_19	0	0,98 a	0,16 a	0,17 a
	100	1,01 a	0,18 a	0,13 ab
	150	1,25 b	0,21 a	0,10 b
S_AL_04	0	0,30 a	0,18 a	0,32 a
	100	0,56 a	0,09 a	0,24 a
	150	0,42 a	0,21 a	0,16 a
S_CA_K1	0	0,92 a	0,45 b	0,28 a
	100	1,03 a	1,15 a	0,09 b
	150	1,01 a	1,17 a	0,07 b
S_MF_K2	0	0,15 a	0,21 a	0,35 a
	100	0,18 a	0,14 b	0,15 b
	150	0,16 a	0,24 a	0,19 b
S_VI_03	0	0,55 b	0,13 a	0,09 a
	100	0,79 a	0,08 a	0,09 a
	150	0,87 a	0,12 a	0,05 b

Tabelle 32: Phosphatgehalte (mmol PO₄³⁻ g⁻¹ TS) in Blättern, Stängeln und Wurzeln bei 10 Rosengenotypen nach NaCl-Stress 4 Wochen *ex vitro* im Gewächshausversuch

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Phosphat (mmol PO ₄ ³⁻ g ⁻¹ TS)		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
C_EH_00	0	0,17 a	0,07 b	0,03 a
	100	0,16 a	0,10 ab	0,05 a
	150	0,17 a	0,11 a	0,04 a
C_IB_00	0	0,18 a	0,08 a	0,03 a
	100	0,17 a	0,13 a	0,06 a
	150	0,10 b	0,11 a	0,05 a
S_PO_16	0	0,03 b	0,03 b	0,04 a
	100	0,03 a	0,03 a	0,05 a
	150	0,04 a	0,04 a	0,06 a
S_RA_08	0	0,07 a	0,03 a	0,03 a
	100	0,06 a	0,04 a	0,03 a
	150	0,06 a	0,05 a	0,03 a
S_RB_12	0	0,05 a	0,03 a	0,05 a
	100	0,04 a	0,03 a	0,03 a
	150	0,03 a	0,04 a	0,03 a
S_RB_13	0	0,15 b	0,05 a	0,03 a
	100	0,09 c	0,06 a	0,03 a
	150	0,21 a	0,07 a	0,02 a
S_RE_09	0	0,07 a	0,04 b	0,02 a
	100	0,08 a	0,04 b	0,04 a
	150	0,08 a	0,07 a	0,03 a
S_RU_06	0	0,15 a	0,03 a	0,02 a
	100	0,09 b	0,05 a	0,01 a
	150	0,07 b	0,06 a	0,02 a
S_VI_11	0	0,06 a	0,02 a	0,02 b
	100	0,03 a	0,03 a	0,05 a
	150	0,04 a	0,04 a	0,02 b
S_VI_19	0	0,9 a	0,05 a	0,03 a
	100	0,07 a	0,08 a	0,04 a
	150	0,09 a	0,08 a	0,04 a
S_AL_04	0	0,15 a	0,06 a	0,05 a
	100	0,12 a	0,04 a	0,03 a
	150	0,13 a	0,04 a	0,04 a
S_CA_K1	0	0,05 a	0,04 a	0,05 a
	100	0,04 ab	0,05 a	0,04 b
	150	0,03 b	0,05 a	0,04 b
S_MF_K2	0	0,10 b	0,08 b	0,05 a
	100	0,14 ab	0,10 b	0,04 a
	150	0,16 b	0,15 a	0,04 a
S_VI_03	0	0,07 a	0,03 b	0,04 a
	100	0,04 a	0,04 ab	0,05 a
	150	0,05 a	0,05 a	0,05 a

Tabelle 33: Sulfatgehalte (mmol SO₄²⁻ g⁻¹ TS) in Blättern, Stängeln und Wurzeln bei 10 Rosengenotypen nach NaCl-Stress 4 Wochen *ex vitro* im Gewächshausversuch

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Sulfat (mmol SO ₄ ²⁻ g ⁻¹ TS)		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
C_EH_00	0	0,07 a	0,05 a	0,05 a
	100	0,05 c	0,05 a	0,05 ab
	150	0,06 b	0,06 a	0,03 b
C_IB_00	0	0,07 a	0,04 a	0,04 a
	100	0,05 b	0,06 a	0,05 a
	150	0,03 c	0,06 a	0,04 a
S_PO_16	0	0,02 b	0,02 b	0,06 a
	100	0,03 ab	0,03 ab	0,06 a
	150	0,03 a	0,03 a	0,05 a
S_RA_08	0	0,08 a	0,03 a	0,06 a
	100	0,03 b	0,03 a	0,05 a
	150	0,04 b	0,04 a	0,04 a
S_RB_12	0	0,06 a	0,10 a	0,05 a
	100	0,06 a	0,10 a	0,04 a
	150	0,01 a	0,12 a	0,03 a
S_RB_13	0	0,01 a	0,03 b	0,06 a
	100	0,008 c	0,05 ab	0,04 a
	150	0,01 b	0,06 a	0,05 a
S_RE_09	0	0,11 a	0,03 a	0,04 a
	100	0,03 b	0,02 b	0,05 a
	150	0,03 b	0,03 a	0,03 a
S_RU_06	0	0,09 a	0,02 a	0,03 a
	100	0,02 b	0,02 a	0,03 a
	150	0,02 b	0,03 a	0,02 b
S_VI_11	0	0,13 a	0,09 a	0,06 a
	100	0,07 ab	0,10 a	0,06 ab
	150	0,05 b	0,11 a	0,03 b
S_VI_19	0	0,11 a	0,03 a	0,05 a
	100	0,06 b	0,04 a	0,06 a
	150	0,05 b	0,04 a	0,05 a
S_AL_04	0	0,06 a	0,03 a	0,08 a
	100	0,04 a	0,03 a	0,05 a
	150	0,05 a	0,04 a	0,05 a
S_CA_K1	0	0,08 a	0,08 a	0,06 a
	100	0,14 a	0,10 a	0,05 b
	150	0,12 a	0,12 a	0,04 c
S_MF_K2	0	0,009 a	0,03 c	0,04 a
	100	0,009 a	0,04 b	0,03 a
	150	0,01 a	0,08 a	0,02 a
S_VI_03	0	0,08 a	0,02 a	0,06 a
	100	0,04 b	0,03 a	0,05 ab
	150	0,05 b	0,03 a	0,04 b

4.6.2. Bestimmung der K⁺-, PO₄³⁻- und SO₄²⁻-Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach 12 Wochen Salzstress

4.6.2.1. Kaliumgehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln

In den beiden Rosen-Genotypen S_RA_08 und S_RE_09 war nach 12 Wochen Salzstress der Kaliumgehalt zwischen der unbehandelten Kontrolle und der Variante mit 100 mmol NaCl l⁻¹ signifikant nicht verschieden (0,88 und 0,73 mmol). Bei der Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ nahm der Kaliumgehalt bei beiden Genotypen (S_RA_08 und S_RE_09) in den Blättern zu (1,30 bzw. 1,21 mmol) und der Unterschied war signifikant (Tabelle 34). Der Kaliumgehalt in den Stängeln bei den beiden Genotypen nahm mit steigenden NaCl-Behandlungen ab. Der Unterschied zwischen den Behandlungen war signifikant. Generell war der Kaliumgehalt in den Stängeln geringer als in den Blättern. In den Wurzeln nahm der Kaliumgehalt mit steigender NaCl-Behandlung ab, besonders stark in den 150 mmol NaCl l⁻¹-Behandlungen bei beiden Genotypen. Der Kaliumgehalt in den Wurzeln war geringer als der in Blättern und Stängeln.

Tabelle 34: Vergleich der Kaliumgehalte (mmol K⁺ g⁻¹ TS) in Blättern, Stängeln und Wurzeln bei zwei Rosen-Genotypen nach unterschiedlicher NaCl-Applikation nach 12 Wochen in *ex vitro* im Gewächshausversuch

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Kalium (mmol K ⁺ g ⁻¹ TS)		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
S_RA_08	0	0,88 b	0,36 a	0,11 a
	100	0,73 b	0,24 a	0,09 a
	150	1,30 a	0,36 a	0,04 b
S_RE_09	0	0,76 b	0,13 a	0,09 a
	100	0,72 b	0,08 a	0,14 a
	150	1,21 a	0,11 a	0,06 a

4.6.2.2. Phosphatgehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln

Der Phosphatgehalt in den Blättern nahm nach 12 Wochen mit steigenden NaCl-Gaben beim Genotyp S_RA_08 zu. Zwischen den Behandlungen mit 100 und 150 mmol l⁻¹ und der unbehandelten Kontrolle war der Unterschied signifikant. Der Phosphatgehalt in den Stängeln war fast gleich mit dem in den Blättern und nahm in beiden Genotypen bei Behandlung mit höheren NaCl-Konzentrationen zu. Der Phosphatgehalt in den Wurzeln war geringer im Vergleich zu den Blättern und Stängeln. Es wurde festgestellt, dass es keine signifikanten Unterschiede zwischen den Behandlungen mit 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ und der Kontrolle gab (Tabelle 35).

Tabelle 35: Vergleich der Phosphatgehalte (mmol PO₄³⁻ g⁻¹ TS) in Blättern, Stängel und Wurzeln bei 2 Rosen-Genotypen nach unterschiedlicher NaCl-Applikation nach 12 Wochen in *ex vitro* im Gewächshausversuch

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Phosphat (mmol PO ₄ ³⁻ g ⁻¹ TS)		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
S_RA_08	0	0,07 b	0,05 a	0,03 a
	100	0,09 a	0,07 a	0,03 a
	150	1,0 a	0,08 a	0,05 a
S_RE_09	0	0,07 ab	0,03 b	0,03 a
	100	0,12 a	0,07 a	0,04 a
	150	0,05 b	0,06 a	0,04 a

4.6.2.3. Sulfatgehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln

Der Sulfatgehalt in den Blättern nahm nach 12 Wochen mit steigender NaCl-Behandlung ab, bei den Genotypen S_RA_08 und S_RE_09 war der Unterschied signifikant zwischen den einzelnen Applikationen. In den Stängeln war nur ein sehr geringer Sulfatgehalt in beiden Genotypen im Vergleich zum Gehalt in den Blättern. In den Wurzeln nahm der Sulfatgehalt nach 12 Wochen mit steigendem NaCl-Zugaben in beiden Genotypen ab (Tabelle 36).

Tabelle 36: Vergleich der Sulfatgehalte (mmol SO₄²⁻ g⁻¹ TS) in Blättern, Stängeln und Wurzeln bei 2 Rosen-Genotypen nach unterschiedlicher NaCl-Applikation in *ex vitro* nach 12 Wochen

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Sulfat (mmol SO ₄ ²⁻ g ⁻¹ TS)		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
S_RA_08	0	0,08 a	0,01 b	0,04 b
	100	0,03 b	0,01 b	0,05 a
	150	0,06 a	0,06 a	0,06 a
S_RE_09	0	0,10 a	0,03 a	0,05 a
	100	0,04 b	0,03 a	0,05 a
	150	0,02 b	0,04 a	0,03 a

4.6.3. Bestimmung der K⁺-, PO₄³⁻- und SO₄²⁻-Gehalte in Blättern, Stängeln und Wurzeln nach 30 Wochen Salzstress

Nach 4 Wochen Behandlungszeit wurden die überlebenden Pflanzen weiter kultiviert und mit 100 mmol NaCl l⁻¹ bis zu 30 Wochen weiter behandelt. Dann wurden die gesunden und geschädigten Blätter und Stängel getrennt. Anschließend wurden der Kalium-, Phosphat-, Sulfat- und Calciumgehalt sowohl in den gesunden als auch in den geschädigten Blättern

bestimmt. Ebenso wurde der Kalium, -Phosphat- und Sulfatgehalt in den gesunden und geschädigten Stängeln und in den Wurzeln bestimmt.

4.6.3.1. Kaliumgehalte

4.6.3.1.1. Blattanalysen

Beim Vergleich des Kaliumgehalts in den gesunden und geschädigten Blättern bei 4 Rosen-Genotypen wurde nach 30 Wochen Salzstress mit 100 mmol NaCl l⁻¹ festgestellt, dass der Kaliumgehalt bei allen 4 Genotypen S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11 in den gesunden Blättern höher als in den geschädigten Blättern war. Bei den gesunden Blättern gab es in Bezug auf den Kaliumgehalt keine signifikanten Unterschiede zwischen der Kontrolle und der 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung bei allen 4 Genotypen (Tabelle 37). Mit Ausnahme des Genotyps S_RU_06 gab es signifikante Unterschiede zwischen der Kontrolle (0,53 mmol) und der 100 mmol NaCl l⁻¹ Behandlung (0,42 mmol) nach 30 Wochen Salzstress. Die geschädigten Blätter wiesen nach 30 Wochen Salzbehandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ einen deutlich niedrigeren Kaliumgehalt im Vergleich zu den gesunden Blättern bei allen 4 Genotypen S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11 auf.

4.6.3.1.2. Stängelanalysen

Die gesunden Stängel wiesen nach 30 Wochen Behandlungszeit mit 100 mmol NaCl l⁻¹ einen deutlich höheren Kaliumgehalt im Vergleich zu den geschädigten Blättern auf (Tabelle 38). Es bestand kein Unterschied bezüglich des Kaliumgehaltes in den gesunden Stängeln zwischen der Kontrolle und der 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung bei allen 4 Rosen-Genotypen. Eine Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ führte nach 30 Wochen Salzstress zu keinem signifikanten Unterschied mit Ausnahme des Genotyps S_PO_16.

4.6.3.1.3. Wurzelanalysen

In den Wurzeln aller 4 Genotypen war der Kaliumgehalt niedriger im Vergleich zum Kaliumgehalt in den Blättern und Stängeln. Bei den Genotypen S_PO_16 und S_VI_11 nahm der Kaliumgehalt in den Wurzeln durch die Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ ab (Tabelle 39). Die Genotypen S_RU_06 und S_VI_03 wiesen nach 30 Wochen einen wesentlich höheren Kaliumgehalt in den Wurzeln auf (Tabelle 39).

Tabelle 37: Vergleich der Kaliumgehalte (mmol g^{-1} TS) in den gesunden und geschädigten Blättern bei vier Rosengentypen nach NaCl-Applikation *ex vitro* nach 30 Wochen

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l^{-1}]	Zustand	Kalium [$\text{mmol K}^+ \text{g}^{-1}$ TS]
S_PO_16	0	Gesund	0,46 a
	100		0,36 a
S_RU_06	0	Gesund	0,53 a
	100		0,42 b
S_VI_03	0	Gesund	0,31 a
	100		0,30 a
S_VI_11	0	Gesund	0,37 a
	100		0,22 a
S_PO_16	0	Salzschäden	0,17 a
	100		0,10 a
S_RU_06	0	Salzschäden	0,21 a
	100		0,15 a
S_VI_03	0	Salzschäden	0,25 a
	100		0,16 b
S_VI_11	0	Salzschäden	0,21 a
	100		0,17 a

Tabelle 38: Vergleich der Kaliumgehalte ($\text{mmol K}^+ \text{g}^{-1}$ TS) in den gesunden und geschädigten Stängeln bei vier Rosengentypen nach NaCl-Applikation *ex vitro* nach 30 Wochen

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l^{-1}]	Zustand	Kalium [$\text{mmol K}^+ \text{g}^{-1}$ TS]
S_PO_16	0	Gesund	0,15 a
	100		0,17 a
S_RU_06	0	Gesund	0,14 a
	100		0,20 a
S_VI_03	0	Gesund	0,11 a
	100		0,18 a
S_VI_11	0	Gesund	0,10 a
	100		0,08 a
S_PO_16	0	Salzschäden	0,08 b
	100		0,13 a
S_RU_06	0	Salzschäden	0,11 a
	100		0,10 a
S_VI_03	0	Salzschäden	0,08 a
	100		0,14 a
S_VI_11	0	Salzschäden	0,07 a
	100		0,08 a

Tabelle 39: Vergleich der Kaliumgehalte ($\text{mmol K}^+ \text{g}^{-1} \text{TS}$) in den Wurzeln bei vier Rosengentypen nach NaCl-Applikation *ex vitro* nach 30 Wochen

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l^{-1}]	Kalium [$\text{mmol K}^+ \text{g}^{-1} \text{TS}$]
S_PO_16	0	0,12 a
	100	0,06 b
S_RU_06	0	0,04 a
	100	0,05 a
S_VI_03	0	0,04 b
	100	0,07 a
S_VI_11	0	0,05 a
	100	0,04 a

4.6.3.2. Phosphatgehalte

4.6.3.2.1. Blattanalysen

Der Phosphatgehalt in verschiedenen Pflanzenteilen (Blätter, Stängel, Wurzeln) wurde nach 30 Wochen Behandlungszeit mit $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ analysiert, um genauere Kenntnisse über die Verteilung zu erhalten. In den gesunden Blättern war durch die $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ Behandlung der Phosphatgehalt geringer als bei der unbehandelten Kontrolle und der Unterschied war nicht signifikant. Bei den geschädigten Blättern war kein Unterschied zwischen der Behandlung mit $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ und der unbehandelten Kontrolle bei allen Genotypen mit Ausnahme des Genotyps S_RU_06, dort war der Unterschied signifikant (Tabelle 40).

4.6.3.2.2. Gesunde und geschädigte Stängel

Die gesunden Stängel hatten keinen signifikant höheren Phosphatgehalt im Vergleich zu der Kontrolle.. Die Behandlung mit $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ führte nach 30 Wochen Behandlungszeit allerdings zu einem höheren Phosphatgehalt in den gesunden Stängel bei den Genotypen S_PO_16, S_RU_06 und S_VI_11 im Vergleich zu der unbehandelten Kontrolle. Die geschädigten Stängeln hatten einen höheren Phosphatgehalt bei den Genotypen S_PO_16 und S_VI_03 nach der Behandlung mit $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ (Tabelle 40).

4.6.3.2.3. Wurzelanalysen

In den Wurzeln aller 4 Rosen-Genotypen war der Phosphatgehalt niedrig im Vergleich zum Phosphatgehalt in den Blättern. Die Behandlung mit $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ verursachte einen höheren Phosphatgehalt in den Wurzeln im Vergleich zu der unbehandelten Kontrolle (Tabelle 41).

Tabelle 40: Vergleich der Phosphatgehalte ($\text{mmol PO}_4^{3-} \text{g}^{-1} \text{TS}$) in den gesunden und geschädigten Blättern und Stängeln bei vier Rosengentypen nach NaCl-Applikation *ex vitro* nach 30 Wochen

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l^{-1}]	Zustand	Phosphatgehalt [$\text{mmol PO}_4^{3-} \text{g}^{-1} \text{TS}$]	
			Blätter	Stängel
S_PO_16	0	Gesund	0,08 a	0,02 b
	100		0,07 a	0,05 a
S_RU_06	0	Gesund	0,12 a	0,02 a
	100		0,11 a	0,02 a
S_VI_03	0	Gesund	0,15 a	0,03 a
	100		0,13 a	0,04 a
S_VI_11	0	Gesund	0,11 a	0,02 b
	100		0,11 a	0,05 a
S_PO_16	0	Salzschäden	0,07 a	0,04 a
	100		0,05 a	0,03 a
S_RU_06	0	Salzschäden	0,12 a	0,03 a
	100		0,08 b	0,04 a
S_VI_03	0	Salzschäden	0,14 a	0,01 a
	100		0,18 a	0,04 a
S_VI_11	0	Salzschäden	0,09 a	0,01 b
	100		0,10 a	0,02 a

Tabelle 41: Vergleich der Phosphatgehalte ($\text{mmol PO}_4^{3-} \text{g}^{-1} \text{TS}$) in den Wurzeln bei vier Rosengentypen nach NaCl-Applikation *ex vitro* nach 30 Wochen

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l^{-1}]	Phosphatgehalt [$\text{mmol PO}_4^{3-} \text{g}^{-1} \text{TS}$]
S_PO_16	0	0,02 b
	100	0,03 b
S_RU_06	0	0,01 b
	100	0,02 a
S_VI_03	0	0,06 a
	100	0,06 a
S_VI_11	0	0,06 a
	100	0,07 a

4.6.3.3. Sulfatgehalte

4.6.3.3.1. Blattanalysen

Der Sulfatgehalt in den geschädigten Blättern war höher als der Sulfatgehalt in den gesunden Blättern. In den gesunden Blättern war der Unterschied zwischen der Behandlung mit $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ und der Kontrolle in Bezug auf den Sulfatgehalt in allen 4 Rosengentypen signifikant. Aber der Sulfatgehalt in den geschädigten Blättern war zwischen der Kontrolle und der Behandlung mit $100 \text{ mmol NaCl l}^{-1}$ mit Ausnahme des Klons S_RE_06 nicht unterschiedlich (Tabelle 42).

4.6.3.3.2. Stängelanalysen

Der Sulfatgehalt in den gesunden Stängeln war gering bei der Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle. Auch bei den geschädigten Stängeln war der Sulfatgehalt bei den Genotypen S_PO_16 und S_VI_11 durch die Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ keine signifikant unterschied und die Kontrolle. Hingegen nahm beim Genotyp S_VI_06 der Sulfatgehalt in den geschädigten Stängeln durch die Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle ab (Tabelle 42).

4.6.3.3.3. Wurzelanalysen

Der Sulfatgehalt nahm in den Wurzeln durch die Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ bei den Genotypen S_PO_16 und S_VI_11 zu, während er bei den Genotypen S_RE_06 und S_VI_03 in den Wurzeln 30 Wochen nach Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ nahezu gleich blieb, d.h. der Salzstress hatte hier keinen Einfluss auf den Sulfatgehalt in den Wurzeln (Tabelle 43).

Tabelle 42: Vergleich der Sulfatgehalte (mmol SO₄²⁻ g⁻¹ TS) in den gesunden und geschädigten Blättern und Stängeln bei vier Rosen-Genotypen nach NaCl-Applikation im *ex vitro*-Versuch nach 30 Wochen

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l ⁻¹]	Zustand	Sulfatgehalt [mmol SO ₄ ²⁻ g ⁻¹ TS]	
			Blätter	Stängel
S_PO_16	0	Gesund	0,10 a	0,004 b
	100		0,06 b	0,03 a
S_RU_06	0	Gesund	0,10 a	0,03 a
	100		0,03 b	0,02 a
S_VI_03	0	Gesund	0,11 a	0,03 a
	100		0,04 a	0,03 a
S_VI_11	0	Gesund	0,08 a	0,02 b
	100		0,05 b	0,05 a
S_PO_16	0	Salzschäden	0,14 a	0,02 b
	100		0,15 a	0,04 a
S_RU_06	0	Salzschäden	0,18 a	0,03 a
	100		0,08 b	0,02 b
S_VI_03	0	Salzschäden	0,12 a	0,02 a
	100		0,13 a	0,04 a
S_VI_11	0	Salzschäden	0,13 a	0,02 b
	100		0,07 a	0,04 a

Tabelle 43: Vergleich der Sulfatgehalte ($\text{mmol SO}_4^{2-} \text{ g}^{-1} \text{ TS}$) in den Wurzeln bei vier Rosengenotypen nach unterschiedlicher NaCl-Applikation *ex vitro* nach 30 Wochen

Genotypen	NaCl-Stress [mmol l^{-1}]	Sulfatgehalt [$\text{mmol SO}_4^{2-} \text{ g}^{-1} \text{ TS}$]
S_PO_16	0	0,07 a
	100	0,09 a
S_RU_06	0	0,06 a
	100	0,06 a
S_VI_03	0	0,06 a
	100	0,06 a
S_VI_11	0	0,06 a
	100	0,07 a

5. Diskussion

5.1. Keimungsraten von Rosengenotypen unter Salzstress

Wie von Glycophyten erwartet werden konnte, verschlechterte sich die Keimung der untersuchten *Rosa*-Populationen unter Salzstress. Besonders Konzentrationen ab 150 bzw. 200 mmol NaCl l⁻¹ im Medium führten zu stark reduzierten Keimungsraten aller Prüflinge (Tabellen 11 und 12). Zwischen den hier geprüften Arten bzw. Herkünften waren deutliche Unterschiede zu verzeichnen. Obwohl spezielle Literaturangaben zu *Rosa*-Keimung unter Salzstress fehlen, beschreiben beispielsweise RAUSER und CROWLE (1963), dass nicht alle Spezies gleichermaßen empfindlich auf NaCl Stress reagieren. SHONJANI (2002) nennt *Beta vulgaris* und *Gossypium hirsutum* als anfällige Arten. COONS et al. (1990) finden Sortenunterschiede bei Kopfsalatsorten. TOBE und OMASO (1999) bei *Brassica dasphylla* und *Agriophyllum squarrosum*. Angaben zur Toleranz gegenüber NaCl-Stress finden sich weiter bei SHONJANI (2002) für *Oryza sativa* und *Zea mays*, bei ZIA und KHAN (2004) für *Limonium stocksii*, bei UCHIYAMA (1987) für *Atriplex nummularia*, bei MASUDA (1999) für *Triglochin maritimum*, bei FELLNER und SAWHNEY (2001) für *Lycopersicon esculentum* oder bei TOBE und OMASO (1999) für *Hedysarum scoparium* und *Artemisia ordosica*. Unter unseren *Rosa*-Genotypen erwiesen sich als besonders anfällig: *R. arvensis*, *R. multiflora*, *R. carolina* sowie *R. rubiginosa*. Dagegen zeigten *R. agrestis*, *R. foliolosa*, *R. helenae*, *R. nitida*, *R. cv. 'Perle d'Or'*, *R. regaliana*, *R. rugosa*, *R. rugosa 'Alba'* und *R. virginiana* unter den eingesetzten Genotypen verhältnismäßig gute Keimungsraten unter Salzstress.

5.1.1. Stratifikation bei Rosen

Für unsere Rosen war die Stratifikationsphase kurz (3 bis 6 Monate). Es handelte um Kaltstratifikation 4°C, daher war die Keimungsrate bei allen Rosen-Arten gering. Einige Rosen-Arten wie *R. canina* brauchen z.B. bis zu 18 Monaten Stratifikation, um zur Keimung zu kommen. FEUERHAHN und SPETHMANN (1995) haben festgestellt, dass bei 13 Rosen-Arten z.B. *R. arvensis*, *R. canina*, *R. canina 'Pfänders'*, *R. gallica* und *R. jundzillii* nach 12 Wochen warmen und 10 Wochen kalten Stratifikationsbedingungen (insgesamt 22 Wochen) durchschnittlich die höchsten Keimprozente erzielt wurden. *R. rubiginosa* erreichte die maximale Keimrate von 67,8 % schon nach 14 Wochen Stratifikation (aufgeteilt in 6 Wochen Warm- und 8 Wochen Kalt-Stratifikation). Generell brauchen Rosen-Arten zwei Stratifikationsbedingungen (warm und kalt): nach der Ernte Warm-Stratifikation (10-12

Wochen, 20-25 °C im Sand und Vermiculite Mischung mit Kompoststarter, dann Kalt-Stratifikation (10-12 Wochen, 4-5 °C). Bis zu 95% der Rosensamen keimen innerhalb von 6 Monaten (SPETHMANN und FEUERHAHN, 2003).

5.2. *In vitro*-Experimente

5.2.1. Charakterisierung der Salztoleranz selektierter Rosengenotypen

Die NaCl-Behandlungen hatten einen signifikanten Einfluss auf die vegetative Leistung *in vitro*. Auch hier traten wieder eine unterschiedliche Verträglichkeiten gegenüber dem NaCl-Stress zwischen den Rosenklonen auf. Bei allen Genotypen waren Frischgewicht und die Sprosslänge mit steigender Konzentration von NaCl im MS-Medium reduziert. Relativ gute Verträglichkeiten verzeichneten die Genotypen S_PO_16, S_RA_08, S_VI_19 und S_RU_06 bei den Behandlungen mit 50 und 100 mmol NaCl l⁻¹. Hier war kaum eine Reduzierung der Sprosslänge im Vergleich zur Kontrolle festzustellen.

Die Anzahl und Länge der Wurzeln war bei allen Klonen unter NaCl-Stress reduziert. Als relativ robust bei den Behandlungen mit 50 und 100 mmol NaCl l⁻¹ im Vergleich zur Kontrolle fielen die Genotypen S_PO_16, S_RA_08, S_RE_09 und S_RU_06 auf. Die Bewurzelung aller Genotypen nahm mit steigender Konzentration von NaCl kontinuierlich ab. Bei den Konzentrationen 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ war die Wurzelbildung der Genotypen C_EH_00, C_IB_00 und S_RE_13 vollständig unterdrückt – im Gegensatz zu S_PO_16, S_RE_09 und S_RU_06, bei denen noch Wurzelbildung und die wenigsten Nekrosen an den Wurzeln festzustellen waren (Tabelle 16, Abbildung 15). In der neueren Literatur zur Salzstresstoleranz *in vitro* stellt WAHOME (2000) bei Rosen fest, dass *Rosa hybrida* 'Kiss', *R. hybrida* 'Kardinal', *R. chinensis* 'Major' und *R. rubiginosa* unter Salzstress im MS-Bewurzelungsmedium bei 30 mmol NaCl l⁻¹ Sprosslänge und Frischgewicht deutlich reduzieren. Zu ähnlichen Aussage *in vitro* kommen SANTOS und CALDERIA (1999) für *Helianthus annuus* bei 50 mmol NaCl l⁻¹ nach 2 Wochen, TSVETKOV (2000) für *Populus tremula* bei 300 mmol NaCl l⁻¹. ROUSSOS und PONTIKIS (2003) finden bei *Simmondsia chinensis* abnehmende den Frisch- und Trockengewichte der Sprosse bei 1,0 % NaCl *in vitro* und ALY (2004) bei *Pyrus* Genotypen *in vitro* nach 100 und 200 mmol l⁻¹ NaCl-Stress.

Vergleichende Untersuchungen zur Reaktion auf Salzstress von *ex vitro*-Pflanzen und *in vitro*-Kulturen fehlen in der Literatur. Sie wären für zukünftige Selektionsarbeiten bei *Rosa spp.* wünschenswert.

5.2.2. Chlorid- und Natriumakkumulation in den Sprossen

Chlorid

Bei allen Rosengenotypen führten steigende NaCl-Konzentrationen im MS-Medium zu erhöhten Chloridgehalten im Spross (Tabelle 17, Abbildung 21). Die Klone reagierten unterschiedlich. Die Genotypen S_RA_08, S_RU_06, S_PO_16 und S_VI_11 hatten bei allen Behandlungen einen relativ niedrigen Chloridgehalt im Vergleich zu den anderen Genotypen. Eine Vermeidung höherer, toxischer Chloridwerte im Spross scheint bei der Salztoleranz von Pflanzen eine günstige Rolle zu spielen, da sie zu Schäden und schließlich Verlust der Blätter führen. WAHOME (2000) fand bei den Rosengenotypen *Rosa hybrida* 'Kiss', *R. hybrida* 'Kardinal', *R. chinensis* 'Major' und *R. rubiginosa* ähnliche Ergebnisse: Salzstress im MS-Bewurzelungsmedium (20 und 30 mmol NaCl l⁻¹) erhöhte die Chlorid-Konzentration in Blättern bei allen vier Rosengenotypen. Entsprechende Befunde sind von FREYTAG et al. (1990) bei *Beta vulgaris* in Blättern, BASU et al. (2002) bei *Oryza sativa* im Spross, CHAUDARY et al. (1997) bei *Medicago media* im Sprossen, SANTOS und CALDERIA (1999) bei *Helianthus annuus* im Trieben, TAL et al., (1979) bei *Lycopersicon esculentum*, *Lycopersicon perwiannum* und *Solanum pennellii* im Blättern *in vitro* bzw. ORTON (1979) bei *Hordeum vulgare* und *Hordeum jubatum* im Trieben *in vitro* beschrieben worden.

Natrium

Der Natriumgehalt der Sprosse nahm mit steigenden NaCl-Behandlungen im MS-Medium bei allen Genotypen zu (Abbildung 21). Er verdoppelte sich bei der Behandlung mit 50 mmol NaCl l⁻¹ im Vergleich zur Kontrolle. Alle Genotypen hatten dabei einen relativ niedrigeren molaren Natriumgehalt bezogen auf die Chloridwerte. Der schädigende Einfluss von Natrium auf das Wachstum der Pflanzen wird geringer als die Wirkung von Chlorid eingeschätzt, weil Na⁺-Aufnahme und Transport sehr selektiv sind bzw. mit der K⁺-Aufnahme konkurrieren (s. auch Punkt 5.3.3 weiter unten).

Wie von WAHOME (2000) bei vier Rosengenotypen beschrieben, konnte auch in den eigenen Versuchen ein linearer Anstieg des Natriumgehaltes in den Blättern mit steigender NaCl-Konzentration im MS-Medium beobachtet werden. Vergleichbare Ergebnisse finden sich auch bei FREYTAG et al. (1990) für *Beta vulgaris* in Blättern, ORTON (1979) für *Hordeum vulgare* und *Hordeum jubatum* in Trieben, BASU et al. (2002) für *Oryza sativa* im Spross, TAL et al. (1979) für *Lycopersicon esculentum*, *Lycopersicon perwiannum* und *Solanum pennellii* in Blättern *in vitro*, CHAUDARY et al. (1997) für *Medicago media* in Sprossen, SANTOS et al. (1999) für *Helianthus annuus* in Trieben.

5.3. *Ex vitro*-Versuche

5.3.1. Die vegetative Leistung als Merkmal für Salzstress

Die Abnahme der Trockenmasse der Organe (Blätter, Stängel und Wurzeln) bei zunehmender NaCl-Konzentration lässt sich auf eine Abnahme der Wurzelaktivität unter Salzstress zurückführen. Eine weitere Ursache sind indirekt die auftretenden Salzschäden an den Blättern. Bei geschädigten Blättern vermindern sich die Assimilationskapazität und damit auch die Produktion der Assimilate (SOYLU und LÜDDERS, 1988). Extreme Salzbelastung führt zu Wuchsdepressionen und Hemmung des Wurzelwachstums, Knospen treiben verspätet und kümmerlich aus, die Blätter bleiben klein. Zellbezirke sterben ab und verursachen Wurzel-, Knospen-, Blattrand- und Sprossspitzennekrosen (LARCHER, 1994). Nach SHANNON und GRIEVE (1999) reagieren Pflanzenarten im Allgemeinen unter salinen Bedingungen mit reduziertem Wachstum und entsprechend kleineren und weniger Blättern und reduzierter Höhe der Pflanzen. Speziell Arten der Gattung *Rosa* reagierten unter Salzbelastung wie andere Pflanzenarten, jedoch Gattungsspezifisch differenziert.

Die vegetative Leistung der Prüflinge wurde entsprechend durch die Bestimmung der Trockenmasse aller Organe, Blätter, Stängel und Wurzeln jeweils nach 4, 12 und 30 Wochen Behandlungszeit ermittelt. Bereits nach vier Wochen war ein signifikanter Einfluss der Behandlungen auf die Trockenmasse der Blätter, Stängel und Wurzeln feststellbar. Die Klone reagierten unter Salzstress (insbesondere bei 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹) stark unterschiedlich. Eine signifikante Reduzierung der Trockenmasse der Blätter, Stängel und Wurzeln fiel bei den empfindlichen Genotypen S_RB_12, S_RB_13, C_EH_00 und C_IB_00 auf. Die geringsten Einbußen aller untersuchten Organe waren nach dieser Zeit bei den Rosenklonen S_PO_16, S_RU_06, S_VI_19 und S_VI_11 festzustellen (Tabellen 19, 20, 23, Abbildung 34).

Nach 30 Wochen unter einem Stressregime von 100 mmol NaCl l⁻¹ traten weitere, signifikante Reduzierungen der Trockengewichte von Blättern, Stängeln und Wurzeln bei den vier verbliebenen Rosengentypen S_PO_16, S_RU_06, S_VI_03 und S_VI_11 auf. Die geringsten Verluste fanden sich bei Klon S_PO_16 (Tabellen 21, 22, Abbildung 33, 34). Die Behandlung mit 100 mmol NaCl l⁻¹ hatte bei allen vier Rosenklonen nach 30 Wochen einen negativen Einfluss auf die Gesamtrieblänge im Vergleich zur Kontrolle. Die NaCl-Behandlung reduzierte den Triebzuwachs. Die geringsten Einbußen der Gesamtrieblänge wiesen die Klone S_VI_11 und S_PO_16 auf. Die Bestimmung der Gesamtlänge der Triebe scheint daher als Merkmal geeignet sein, die Reaktion von Rosengentypen auf Salzstress zu beschreiben (Tabellen 23). Die Ergebnisse decken sich mit den Befunden von WAHOME

(2000) nach Versuchen zur Salzstresstoleranz bei vier verschiedenen Rosen-Arten (*Rosa hybrida* 'Kiss', *R. hybrida* 'Kardinal', *R. chinensis* 'Major' und *R. rubiginosa*). Er konnte zwischen den Genotypen im Triebzuwachs gleichfalls signifikante Unterschiede in der jeweiligen Belastungsstufe feststellen.

Ähnlich wiesen *Rosa hybrida* 'Baccara' okuliert auf *Rosa chinensis* 'Major' (YARON et al., 1969), *Rosa multiflora* (BERNSTEIN et al., 1972), *R. hybrida* cv. 'Bridal', Veredlung auf *R. manetti* (CABRERA und PERDOMO, 2003), *R. cv.* 'Europa' (SONNEVELD et al., 1999), *R. cv.* 'Madelon' (BAAS und VAN DEN BERG, 1999), *R. cv.* 'Sunlight' (ISHIDA et al., 1979), *R. cv.* 'Sunlight', Veredlung auf *R. multiflora* (ISHIDA et al., 1979 I, III), *R. hybrida* cv. 'Mercedes', Veredlung auf *R. indica* 'Major' (FEIGIN et al., 1988), *R. indica* 'Major' (YARON et al., 1969), *Rosa species* (LIN WU et al., 2001) und *Rhododendron simsii* Planch (RISSE und SCHENK, 1990) eine Reduzierung des Spross- und Wurzelwachstums auf.

Bei den Untersuchungen der Wurzelsysteme nach 30 Wochen Behandlungszeit fiel auf, dass die Klone S_PO_16 und S_VI_11 hier toleranter als bei den Sprossen auf die NaCl-Belastung reagierten. Dagegen war das Wurzelsystem der Klone C_EH_00 und C_IB_00 etwa gleich empfindlich wie das Sprossystem.

Nach Untersuchungen von CUARTERO und FERNANDEZ-MUNOZ (1999) an Tomaten wird unter Salzstress zuerst das Wurzelsystem beeinflusst. Dieses reagiert mit verringertem Wachstum, morphologischen und physiologischen Änderungen. Die Mineralstoff- und Wasseraufnahme werden beeinträchtigt. Im Allgemeinen stören erhöhte Salzkonzentrationen im Substrat das Gleichgewicht zwischen Wasserzufuhr aus dem Boden und Wasserabgabe der Blätter einer Pflanze. Als Folge der verminderten Wasserzufuhr durch Senkung des Saugspannungsgradienten wird der Wassergehalt der Blätter und damit der Turgor reduziert. Durch Stomatenschluss werden die Transpiration und die Photosynthese eingeschränkt (DINKELBERG, 1990). Auch erhöhte Salinität veranlasst durch Konkurrenz bei der Ionenaufnahme eine reduzierte Nährstoffversorgung, einen gestörten Transport und eine gestörte Verteilung der Mineralstoffe in der Pflanze. Entsprechend wird die Biomasseproduktion der Pflanzen stark reduziert (GRATTAN und GRIEVE, 1999). Die signifikante Verringerung der Gesamtspross- und Wurzeltrockenmasse aller Genotypen in den eigenen Untersuchungen kann so erklärt werden.

5.3.2. Chloridverteilung in den Pflanzenorganen

In den eigenen Untersuchungen wurden mit Zunahme der NaCl-Konzentration im Gießwasser erhöhte Chloridgehalte in allen Rosengentypen festgestellt. Die geschädigten Pflanzen

erreichten in den Blättern Konzentrationen von 0,85 bis 2,57 mmol Cl⁻ g⁻¹ TS, in den Stängeln von 0,48 bis 4,82 mmol Cl⁻ g⁻¹ TS und in den Wurzeln von 0,33 bis 1,16 mmol Cl⁻ g⁻¹ TS.

Nach vier Wochen führte die Zugabe von 100 mmol NaCl l⁻¹ im Gießwasser in den Blättern zu einer Verdopplung des Chloridgehaltes der Genotypen S_MF_K2, S_CA_K2, S_RB_12, S_RB_13, S_RB_14, S_RE_06, S_RA_08 und S_RU_02 im Vergleich zur Kontrolle. Die Klone S_RE_09, S_RU_10, S_PO_16 und S_VI_11 wiesen relativ einen geringen Anstieg nach 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung auf. Bei den salzempfindlichen Sorten (Elveshörn und I. Bergmann) wurden im Vergleich zu den Klonen S_PO_16 und S_VI_11 drei bis vier Mal höhere Chloridkonzentrationen in den Blättern gefunden.

Der Chloridgehalt in den Stängelproben stieg kontinuierlich mit zunehmender NaCl-Konzentration an. Die Behandlung mit 150 mmol NaCl l⁻¹ führte zu höheren Chloridgehalten in allen Genotypen - mit Ausnahme der Genotypen S_RU_06, S_RE_09, S_RA_08 und S_PO_16. Diese wiesen einen wesentlich geringeren Chloridgehalt auf.

In den Wurzeln aller Genotypen war der Chloridgehalten niedrig im Vergleich zu den Werten in Blättern und Stängeln. Bei den Genotypen S_RE_09, S_PO_16 und S_RU_10 nahm der Chloridgehalten in den Wurzeln durch die Behandlungen mit 100 und 150 mmol NaCl l⁻¹ nach 4 Wochen Behandlungszeit zu (Tabellen 25).

Ein weiterer Anstieg der Werte wurde nach 30 Wochen Behandlungszeit bestimmt; auch hier wird deutlich mehr Chlorid als Natrium in Blättern der vier verbliebenen Genotypen akkumuliert.

Die geschädigten Blätter hatten einen deutlich höheren Chloridgehalt als die gesunden Blätter. Nach CHARTZOULAKIS (1994) ist der Chloridgehalt in Blättern unter Salzstress immer höher als der Natriumgehalt. Ein grundsätzlich höherer (molarer) Chloridgehalt konnte in den eigenen Versuchen in allen Pflanzenteilen bestätigt werden. Der Einfluss von Chlorid auf die Pflanzenschädigung ist deutlich höher als der von Natrium. Die Chloridionen haben eine hohe Wasserlöslichkeit und werden von den Pflanzen viel schneller als z. B. Phosphat- und Sulfationen aus dem Boden aufgenommen. Mechanismen zur selektiven Aufnahme, wie bei Natrium, scheinen für Chloridionen nicht zu existieren. In der Pflanze haben die Chloridionen eine sehr gute Beweglichkeit und damit verbunden hervorragende Transporteigenschaften. Insbesondere der schnelle Transport mit dem Transpirationsstrom in juvenile Pflanzenteile (Blätter und Triebe) kann durch ein sprunghaftes Ansteigen des Chloridgehaltes für die Pflanzen toxisch wirken.

Über zunehmende Chloridwerte im Spross- und Wurzelsystem nach steigenden NaCl-Behandlungen bei *Rosa* berichten CABRERA und PERDOMO (2003): *R. hybrida* cv.

'Bridal', Veredlung auf *R. manetti*; SONNEVELD et al. (1999): *R.* cv. 'Europa'; BAAS und VAN DEN BERG (1999): *R.* cv. 'Madelon'; ISHIDA et al. (1979): *R.* cv. 'Sunlight'; ISHIDA et al. (1979): *R.* cv. 'Sunlight', Veredlung auf *R. multiflora*; FEIGIN et al. (1988): *R. hybrida* cv. 'Mercedes', Veredlung auf *R. indica* Major; YARON et al. (1969): *R. indica* 'Major'; LIN WU et al. (2001): *Rosa species* und RISSE und SCHENK (1990): *Rhododendron simsii* Planch.

EBERT (1998) vermutet, dass die geschädigten Blätter mehr oder weniger schnell abgeworfen werden, so dass es bei starker Salzbelastung zu einem Verkahlen basaler Triebabschnitte kommen kann. Diese Reaktion kann durchaus als Schutzmechanismus gedeutet werden, mit dem sich die Pflanzen der aufgenommenen Salze wieder entledigen. Auch PARDOSSI et al. (1999) wiesen bei *Apium graveolens* nach, dass die Salztoleranz durch die Natrium- und Chloridakkumulation in den Blättern zu deren osmotischer Anpassung beiträgt. In den jungen Blättern kommt es zu einer Hemmung, aber nicht zur Verhinderung der Natrium- und Chloridakkumulation.

In den eigenen Untersuchungen fanden wir nach 30 Wochen Behandlungszeit in gesunden und geschädigten Blättern der Klone S_PO_16 und S_RU_06 geringere Chloridgehalte als im Klon S_VI_11. Die Verminderung des Chloridgehaltes in Blättern könnte damit auch durch die Begrenzung des Transports von Chlorid aus der Wurzeln in den oberen Pflanzenteilen begründet werden. Nach BERGMANN (1993) und YARON et al. (1969) sollen chloridtolerante Rosengenotypen Gehalte bis (4 %) in der TS ohne Schädigungen ertragen können.

In unseren Versuchen fanden wir weiter nach 30 Wochen Behandlungszeit bei den Klonen S_PO_16 und S_RU_06 eine deutlich höhere Chloridkonzentration in den Wurzeln als Folge der 100 mmol NaCl l⁻¹-Behandlung.

Die Wurzel, als potentes Speicherorgan für Chlorid- und für Natriumionen (s. unten), scheint eine bedeutende Funktion für die Erhöhung der Salztoleranz zu haben. DÖRING und LÜDDERS (1987) berichten über Salzversuche bei Granatapfel, wonach in Wurzeln (ca. 1,8 %) höhere Chloridgehalte auftraten als in den Sprossen (ca. 1,0 %). WAHOME (2000) wies in den Wurzeln verschiedener Genotypen der Gattung *Rosa* einen höheren Chloridgehalt als in den Sprossen nach. *Rosa rubiginosa* mit deutlich höheren Chloridgehalten (1,7 %) in den Wurzeln nach einem Stress von 30 mmol NaCl l⁻¹ als die tolerantere *Rosa chinensis* (1,2%) soll auf einen reduzierten Transport von Chlorid aus den Wurzeln in die oberirdischen Pflanzenteile zurückzuführen sein. *Rosa chinensis* konnte in der Wurzel kaum noch Chlorid speichern, während *Rosa rubiginosa* durch eine weitere Erhöhung

des Chloridgehaltes in der Wurzel die Chloridakkumulation in den Sprossen (0,2 %) bremsen konnte. Bei *Rosa chinensis* betrug die Chloridkonzentration in den Sprossen dagegen 0,7 %. WAHOME (2000) beobachtete gleichfalls eine genotypspezifische Chloridakkumulation in den Wurzeln von Rosenklonen. Bemerkenswert ist die vergleichbare Reaktion unserer *Rosa*-Klone S_PO_16 und S_RU_06 mit *Rosa rubiginosa*. Auch diese Klone wiesen nach 30 Wochen Behandlungszeit bei einem Salzstress von 100 mmol NaCl l⁻¹ kaum geschädigte Pflanzen auf. Eine ähnliche Reaktion wie *Rosa chinensis* zeigten die anfälligen Klone S_CA_K1 und S_MF_01, die höhere Chloridkonzentrationen in den Sprossen als in den die Wurzeln akkumulierten.

5.3.3. Natriumverteilung in den Pflanzenorganen

In allen Untersuchungen war der Natriumgehalt in den untersuchten Pflanzenteilen geringer als der Chloridgehalt. Der Einfluss von Natrium auf das Wachstum bzw. die Schädigungen der Pflanzen wird geringer als die Wirkung von Chlorid eingestuft, weil Na⁺-Aufnahme und Transport sehr selektiv sind bzw. mit der K⁺-Aufnahme konkurrieren. Gleichzeitig bilden Pflanzen Mechanismen zur Verminderung der Na⁺-Aufnahme und zum Kurzstreckentransport von Na⁺, aufgrund einer geringen Membranpermeabilität. Dagegen werden die Chloridionen wegen ihrer hohen Wasserlöslichkeit sehr rasch von den Pflanzen aufgenommen und transportiert. Damit kann bei hohen Chloridkonzentrationen im Boden schneller eine toxische Wirkung eintreten als bei hohen Natriumkonzentrationen.

In unseren Experimenten führte die Zunahme der NaCl-Konzentration im Gießwasser bei allen Rosengenotypen zu einem erhöhten Natriumgehalt in den Blättern. Die Klone S_PO_16, S_RU_06, S_RE_09 und S_VI_11 wiesen nach der 100 mmol l⁻¹ NaCl-Behandlung relativ geringere Natriumgehalte in den Blättern auf als die salzempfindlichen Sorten bzw. Klone C_EH_00, C_IB_00, S_MF_01 und S_CA_03, in denen das vierfache gefunden wurde. Auch in den Stängelproben ließen mit zunehmender NaCl-Konzentration kontinuierlich zunehmende Natriumwerte analysieren. Unter Stress mit 150 mmol l⁻¹ NaCl nahmen die Werte weiter zu. Die Genotypen S_PO_16, S_RU_06, S_RE_09 und S_VI_11 wiesen einen geringeren Natriumgehalt im Vergleich zu den salzempfindlichen Typen auf.

In den Wurzeln aller Genotypen nahm der Natriumgehalt mit Zunahme der NaCl-Konzentration im Gießwasser zu. Die Genotypen S_PO_16, S_RU_06, S_Ra_08 und S_VI_19 hatten nach vier Wochen einen vergleichsweise höheren Natriumgehalt in den Wurzeln unter Stress mit 100 bzw. 150 mmol l⁻¹ NaCl (Abbildung 40). Zwischen den Klonen gab es große Unterschiede bis zum Erreichen der Letalitätsgrenze. Zu diesem Zeitpunkt akkumulierten die Pflanzen in den Blättern Werte von 0,82 bis 3,60 mmol Na⁺ g⁻¹ TS, in den

Stängeln von 0,5 bis 4,5 mmol Na⁺ g⁻¹ TS und in den Wurzeln von 0,23 bis 1,43 mmol Na⁺ g⁻¹ Trockensubstanz.

Die Ergebnisse stehen im Einklang mit den Angaben bei WAHOME (2000), der bei *Rosa chinensis* schon bei einer Behandlung mit 20 mmol NaCl l⁻¹ über relativ hohe Natriumgehalte in den Blättern von ca. 0,6 % berichtete. Bei *Prunus laurocerasus* waren die Natriumgehalte der Blätter mit den NaCl-Konzentrationen im Stressmedium positiv korreliert (ARTMEYER und ALT, 1996). Auch in unseren Versuchen beobachteten wir einen linearen Anstieg der Natriumwerte in den Blättern. Mit Erreichen der Letalitätsgrenze stiegen die Werte jedoch nicht weiter an oder sanken sogar. Offensichtlich konnten die Blätter nach dem Absterben kein weiteres Natrium mehr aufnehmen bzw. es wurde in andere Pflanzenteile verlagert. BALLESTEROS et al. (1997) haben festgestellt, dass das Wurzelsystem von *Helianthus annuus* nur bei niedriger Salzbelastung in der Lage war, den Natriumtransport in das Sprosssystem zu hemmen.

Unter unseren getesteten Genotypen fielen die Klone S_PO_16 und S_RU_06 gegenüber Klon S_VI_11 durch einen geringeren Natriumgehalt nach 30 Wochen Behandlungszeit in den gesunden und in den geschädigten Blättern auf. Die Verminderung des Natriumgehaltes in Blättern dieser relativ salztoleranten Gruppe könnte durch die Behinderung des Transports von Natrium aus der Wurzeln in den oberen Pflanzenteilen begründet werden. So stellten wir S_PO_16 und S_RU_06 deutlich höhere Natriumkonzentrationen in den Wurzeln in der 100 mmol NaCl l⁻¹-Stressvariante nach 30 Wochen Behandlungszeit fest.

Wie schon in Abschnitt 5.3.2 erwähnt, scheint das Wurzelsystem der Pflanzen als Speicherort für Ionen (z. B. Na⁺ oder Cl⁻) eine bedeutende Rolle in der Ausbildung einer wirksamen Salztoleranz einzunehmen. BALLESTEROS et al. (1997) führen aus, dass bei Pflanzen, die Toleranz gegen niedrige Salzbelastungen aufweisen, die Akkumulation von Natrium im Spross begrenzt ist. Nach DINKELBERG (1990) können Pflanzen durch erhöhte Na⁺- und Cl⁻-Anreicherung in den Wurzeln ihre osmotische Anpassung unter salinen Bedingungen verbessern. Der von ihm beschriebene Resistenzmechanismus arbeitet auf der Grundlage eines eingeschränkten Transportes von Na⁺ in den Spross, sogar bei hohen Salzkonzentrationen von 300 bis 400 mmol NaCl l⁻¹. Auf der Basis dieser Hypothesen ließe sich bei den selektierten Klonen S_PO_16 und S_RU_06 deren (relativ) salztolerantes Verhalten erklären, da hier bereits bei einer niedrigen Salzbelastung höhere Natriumgehalte in den Wurzeln als in den Sprossen nachzuweisen waren.

5.4. Fazit: Die salztoleranten Genotypen „S_PO_16“ und „S_RU_06“

5.4.1. Selektionsverfahren

Aus der Literatur wird deutlich, dass Salzstress auf komplexe Weise auf die Pflanze einwirkt und vielfältige physiologische Reaktionen auslöst. So beobachtet man eine Reduzierung der Biomasse, Blattschäden und Wurzeldepressionen. Ebenso vielfältig scheinen die Anpassungs- und Schutzmechanismen der Spezies zu sein, wobei Unterschiede zwischen den Arten und innerhalb von Populationen zu finden sind.

Der Schwerpunkt der vorliegenden Arbeit bestand hauptsächlich in der Anwendung von Ausleseschritten bei *Rosa*, um salztolerante(re) Genotypen für die weitere Verwendung bereitzustellen. Es zeigte sich, dass dies zumindest in zwei Fällen mit den Klonen S_PO_16 und S_RU_06 gelang, die aus Sämlingspopulationen der Sorte 'Perle d'Or' bzw. *R. rugosa* hervorgingen. Die Praxistauglichkeit des Materials muss allerdings weiteren Untersuchungen vorbehalten bleiben. Die geeignete Selektionsmethode stellte sich wie folgt dar: Anwendung von NaCl-Stress auf Sämlinge im Durchlaufverfahren → *in vitro*-Verklonung der Überlebenden → *ex vitro*-Stressung, wieder im Durchlaufverfahren (vergl. Abbildung 3). In der *in vitro*-Selektion werden keine Vorteile gesehen, obwohl sich Anfälligkeit bzw. Toleranz der Genotypen gegenüber Salzstress im wesentlichen bestätigten.

5.4.2. Merkmale der Salztoleranz

Lässt sich die unterschiedliche Salztoleranz der geprüften Klone auf bestimmte physiologische und morphologische Merkmalsausprägungen zurückführen? Dieser Frage konnte im Rahmen der vorliegenden Arbeit nur ansatzweise nachgegangen werden.

Erste Hinweise zu den Besonderheiten der Genotypen mit erhöhter Stresstoleranz geben die Untersuchungen zur Ionenverteilung in den Organen der Pflanzen. Den Kationen- bzw. Anionenanalysen ist zu entnehmen, dass resistente Klone *im Vergleich* zu den anfälligen

- geringere Natrium- und Chloridwerte im Spross aufwiesen,
- dagegen höhere Mengen in den Wurzeln akkumulierten,
- eine höhere Kaliumanreicherung zeigten.

Über die Bedeutung der Natrium- und Chloridentlastung der Blattspreiten im Zusammenhang mit der Salztoleranz wurde schon weiter oben berichtet. Die Befunde decken sich mit den Untersuchungen von WAHOME (2000) zur Salztoleranz bei *Rosa rubiginosa*. Auch hier scheinen die widerstandsfähigeren Klone effektivere Mechanismen als die anfälligen

Genotypen entwickelt zu haben, wobei zusätzlich die Einlagerung in Vakuolen bzw. im Stängelgewebe zu berücksichtigen wäre.

Auffällig war insbesondere die Kaliumanreicherung des Klons bei S_PO_16, da unter Salzstress ein höherer Kaliumbedarf postuliert wird (PITMAN und SADDLER, 1967). Man vermutet, dass bei salzresistenten Genotypen die K^+ -Aufnahme entgegen einem Gradienten mit Hilfe eines ‚High affinity‘-Mechanismus effektiver funktioniert (WOLF und JESCHKE, 1987). Eventuell spiegelt diese anscheinend effektivere Kaliumaufnahme aber auch nur den Stresszustand des Sprosses wider, d. h. die bessere Energieversorgung der Wurzel aufgrund effizienter arbeitender Photosynthese von resistenten Genotypen. Der Abnahme der Kaliumwerte nach 30wöchiger Versuchsdauer könnte mit der Verringerung der relativen Wachstumsraten und damit einem geringeren Bedarf der Pflanze an Kalium zusammenhängen.

5.4.3. Ausblick

Die angewendete Screening-Methode auf Salzresistenz im Sinn einer einfachen Ja/Nein - Antwort führte zu - wenn auch wenigen - Genotypen, die unter den gegebenen Versuchsbedingungen eine gewisse Salzresistenz aufweisen. Für weitere Arbeiten könnte man den Anregungen von YEO und FLOWERS (1986) folgen. Die Autoren schlugen (am Beispiel Reis) vor, einzelne Merkmale der Salzresistenz zu definieren und in einzelnen Genotypen zu identifizieren. Diese Merkmalsträger sollte dann mit den Methoden der klassischen Züchtung miteinander gekreuzt werden, um so die positiven Eigenschaften nach und nach miteinander zu kombinieren. Die vorliegende Arbeit leistete einen ersten Beitrag in dieser Richtung.

6. Literaturverzeichnis

- ADAM, P. 1990: Salt marsh ecology. Cambridge University Press, Cambridge.
- AFRIDI, M. M.; ALI, Q. und DWIVEDI, R. S. 1988: Effect of salinity on growth and ionic composition of *Oryza sativa* and *Diplachne fusca*. J. Ind. Bot. Soc. 67: 166-182.
- AGAMI, M. 1986: The effects of different soil water potentials, temperature and salinity on germination of seeds of the desert shrub *Zygophyllum dumosum*. Physiol. Plant. 67: 305-309.
- ÄGYPTISCHES BUNDESMINISTERIUM, 2000: Marketing and feasibility of cut flowers project in Egypt. Handbook of Egypt vol. II part A.
- AHMAD, R., ZAHEER, S.H. und ISMAIL, S. 1992: Role of silicon in salt resistance of wheat (*Triticum aestivum* L.) Plant Sci. 85: 43-50.
- ALARCON, J. J., MORALES, M. A., TORRECILIAS, A. und SANCHEZ-BLANCO, M. J. 1999: Growth, water relations and accumulation of organic and inorganic solutes in halophyte *Limonium latifolium* cv. `Avignon` and its interspecific hybrid *Limonium caspia* x *Limonium latifolium* cv. `Beltlaard` during salt stress. J. Plant Physiology 145: 795-801.
- ALFOCEA, F. P., ESTAN M.T., CARO, M. und BOLARIN, C. M. 1993: Response of tomato cultivars to salinity. Plant and Soil 150: 203-211.
- ALVAREZ, I., TOMARO, M.L. und BENAVIDES, M. P. 2003: Changes in polyamines, proline and ethylene in sunflower calluses treated with NaCl. Plant Cell, Tissue and Organ Culture 74: 51-59.
- ALY, A. M. K. 2004: Regeneration selektierter adulter *Pyrus*-Wildformen von Trockenstandorten und Prüfung ausgewählter Klone auf Salztoleranz für die Verwendung als Unterlage in ariden Gebieten. Dissertation- Humboldt- Universität zu Berlin.
- AMOR, F. M., MARTINEZ, V. und CERDA, A. 2001: Salt tolerance of tomato plants as affected by stage of plant development. Hortscience 36 (7): 1260-1263.
- AMTMANN, A. und SANDERS, D. 1999: Mechanisms of Na⁺ uptake by plant cells. Adv. Bot. Res. 29: 75-112.
- AMZALLAG, G. N. 2000: Maternal transmission of adaptive modifications in salt-treated *Sorghum bicolor*: a first stage in ecotypic differentiation. New Phytol 146: 483-492.
- ANTHONI, U., CHRISTOPHERSEN, C.; HOUGAARD, L., und NIELSEN, H. P. 1991: Quaternary ammonium compounds in the biosphere an example of a versatile adaptive strategy. Comp. Biochem. Physiol 99: 1-18.
- APOSTOL, K. G., ZWIAZEK, J. und MACKINNON, D. M., 2002: NaCl and Na₂SO₄ alter responses of jack pine (*Pinus banksiana*) seedlings to boron. Plant and Soil 240: 321-329.

- ARAKAWA, T., und TIMASHEFF, S. N. 1985: The stabilization of proteins by Osmolytes. *Biophys. J.* 47: 411-414.
- ARTMEYER, D. und ALT, D. 1996: Wirkung von Natriumchlorid auf *Prunus laurocerasus* und *Thuja occidentalis*. *Baumschulpraxis* 5 (8): 197-200.
- ASCH, F. 1992: Auswirkungen von Salzstress und relativer Luftfeuchtigkeit auf das Sprosswasserpotential, den Diffusionswiderstand der Stomata und den Abscisinsäuregehalt des Xylems von vier Reissorten. Diplomarbeit, Hamburg pp. 75.
- ASCH, F. 1997: Physiologische Faktoren der Salzresistenz bei Reis (*Oryza sativa* L.). Dissertation - Hamburg, pp.197.
- ASCH, F., DÖRFFLING, K. und DINGKUHN, M. 1995: Response of rice varieties to soil salinity and air humidity: a possible involvement of root-borne ABA. *Plant and Soil*, 177: 11-19.
- ASHRAF, M. und MCNEILLY, T. 2004: Salinity tolerance in *Brassica* oilseeds. *Critical Reviews in Plant Sciences* 23 (2): 157-174.
- ASHRAF, M. 1994: Breeding for salinity resistance in plants. *Critical Rev Plant Sci.* 13: 17-42.
- ASHRAF, M. 2004: Photosynthetic capacity and ion accumulation in a medicinal plant henbane (*Hyoscyamus niger* L.) under salt stress. *J. Applied Botany- Angewandte Botanik* 78: 91-96.
- ASHRAF, M. und HARRIS, P.J. C. 2004: Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Science* 166: 3-16.
- ASHRAF, M., BOKHARI, M.H. und KARIM, F. 1988: Salinity effects on some cultivars lines of mash (*Vigna mungo* L.) at two growth stages. *Biologia.* 34 (2): 309-327.
- ASLAM M., QURESHI, R. H. und AHMAD, N. 1989: Effect of external sodium chloride on ionic variations in leaves of Rice varieties. *J. Agric. Res. Lahore* 27 (4): 327-332.
- ASLAM, M., QURESHI, R. H., und AHMED, N. 1993: A rapid screening technique for salt tolerance in rice (*Oryza sativa* L.) *Plant and Soil* 150: 99-107.
- AYERS, A. D., ALDRICH, D. G., und COONY, J. J. 1951: Sodium and chloride injury of forte avocado leaves. *Calif. Avocado Soc. Yrbk.* 36: 174-178.
- AZIZ, A., MARTIN-TANGUY, J. und LARHER, F. 1998: Stress-induced changes in polyamine and tyramine levels can regulate proline accumulation in tomato leaf discs treated with sodium chloride. *Physiol Plant* 104: 195-202.
- BAAS, R. und VAN DEN BERG, D. 1999: Sodium accumulation and nutrient discharge in recirculation systems: A case study with roses. *Acta Horticulturae* 507: 157-164.
- BAAS, R., NIJSSEN, H. M. C., VAN DEN BERG, T. J. M. und WARMENHOVEN, M. G. 1995: Yield and quality of carnation (*Dianthus caryophyllus* L.) and gerbera (*Gerbera jamesonii* L.) in closed nutrient system as effected by sodium chloride. *Scientia Horticulturae* 61: 273-284.

- BAJJI, M.; KINET, J. M. und LUTTS, S. 2002: Osmotic and ionic effects of NaCl on germination, early seedling growth, and ion content of *Atriplex halimus* (Chenopodiaceae). *Canadian Journal Botany* 80 (3): 297-304.
- BAKKER, J.P., DIJKSTRA, M. und RUSSCHEN, P.T. 1985: Dispersal, germination and early establishment of halophytes and glycophytes on a grazed and abandoned salt-marsh gradient. *New Phytol.* 101: 291-308.
- BALLESTROS, E.; BLUMWALD, E.; DONAIRE, J. P. und BELVER, A. 1997: Na⁺/H⁺ antiport activity in tonoplast vesicles isolated from sunflower roots induced by NaCl-Stress. *Physiol. Plant* 99: 328-334.
- BANDURSKA, H. 1993: *In vitro* and in vivo effect of proline on nitrate reductase activity under osmotic stress in barley. *Acta Physiol. Plant* 15: 83-88.
- BANULS, J. und PRIMO-MILLO, E. 1995: Effects of salinity on some *Citrus* scion-rootstock combinations. *Annals Botany* 76: 97-102.
- BARKLA, B. J.; ZINGARELLI, L., BLUMWALD, E., und SMITH, J. A. C. 1995: Tonoplast Na⁺/H⁺ antiport activity and its energization by the vacuolar H⁺-ATPase in the halophytic plant *Mesembryanthemum crystallinum* L. *Plant Physiology* 109: 549-556.
- BAR-NUN, N. und POLJAKOFF-MAYBER, A. 1977: Salinity stress and the content of proline in roots of *Pisum sativum* and *Tamarix tetragyna*. *Ann. Bot. (London) N.S.* 41: 173-179.
- BASKIN, C.C. und BASKIN, J.M. 1998: Seeds. Pp. 459-558. Academic Press, San Diego.
- BASU, S.; GAURAB, G., und MUKHERJEE, B. B., 2002: Salt tolerance in rice *in vitro*: Implication of accumulation of Na⁺, K⁺ and Proline. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 69: 55-64.
- BERGMANN, W. 1993: Ernährungsstörungen bei Kulturpflanzen. Entstehung, visuelle und analytische Diagnose. Gustav Fischer. Jena. Stuttgart.
- BERNSTEIN, L. 1964: Reducing salt injury to ornamental shrubs in the West. U.S.D.A. Home Gard. Bul. 95: 1-6.
- BERNSTEIN, L., FRANCOIS, L.E. und CLARK, R.A. 1972: Salt tolerance of ornamental shrubs und ground covers. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97: 550-556.
- BERNSTEIN, N., SILK W. K., LÄUCHLI, A. 1993: Growth and development of Sorghum leaves under conditions of NaCl stress. *Planta.* 191: 433-439.
- BINZEL, M. L.; HESS, F. D.; BRESSAN, R. A. und HASEGAWA, P. M. 1988: Intracellular compartmentation of ions in salt-adapted tobacco cells. *Plant Physiol.* 79: 118-125.
- BINZEL, M. L.; DANA HESS, F.; BRESSAN, R. A. und HASEGAWA, P. M. 1989: Mechanism of adaptation to salinity in cultured glycophyte cells. In: Cherry JH (ed) *Environmental Stress in Plants* (139-153). Springer-Verlag, Berlin.
- BINZEL, M. L.; HASEGAWA, P. M.; HANDA, A. K. und BRESSAN, R. A. 1985: Adaption of tobacco cells to NaCl. *Plant Physiol.* 79: 118-125.

- BINZEL, M. L.; HESS, F. D.; BRESSAN, A. R., und HASEGAWA, P. M. 1989: Mechanisms of adaption to salinity in cultured glycophyte cells. P. 139-157. In: J.H. Cherry (ed.), Biochemical and physiological mechanisms associated with environmental stress tolerance. NATO ASI Series. G19. Springer - Verlag, Berlin.
- BLISS, R. D.; PLATT-ALOIA, K. A. und THOMOSON, W. W. 1986: Osmotic sensitivity in relation to salt sensitivity in germinating barley seeds. *Plant Cell and Environment* 9: 721-725.
- BLUMWALD, E. 2000: Sodium transport and salt tolerance in plants. *Current Opinion in Cell Biology* 12: 431-434.
- BLUMWALD, E.; AHARON, G. S. und APOSE, M. P. 2000: Sodium transport in plant cells. *Biochimica and Biophysica Acta*. 1465: 140-151.
- BOHNERT, H.J., NELSON, D. E. und JENSEN, R.G. 1995: Adaptations to environmental stresses. *Plant Cell* 7: 1099-1111.
- BOHRA, J. S. und DÖRFFLING, K. 1993: Potassium nutrition of Rice (*Oryza sativa* L.) varieties under NaCl salinity. *Plant and Soil* 152: 299-303.
- BOHRA, J. S. und DÖRFFLING, K. 1991: Effect of Abscisic acid Application on salt tolerance of rice varieties. *IRRI Research News* 16(5): 15-16.
- BOLARIN, M. C., SANTA-CRUZ, A., CAYUELA, E. und PEREZ-ALFOCEA, F. 1995: Short-term solute changes in leaves and roots of cultivated and wild tomato seedlings under salinity. *J. Plant Physiol.* 147: 463-468.
- BOTRINI, L., PAOLA L. und GRAIFENBERG, A. 2000: Potassium affects sodium content in tomato plants grown in hydroponic cultivation under saline-sodic stress. *Hortscience* 35 (7): 1220-1222.
- BRADFORD, K. J., 1995: Water relations in seed germination. In: J. Kigel & G. Galili (Eds.), *Seed Development and Germination* 351-396. Marcel Dekker, Inc., New York.
- BRAUN, Y.; HASSISIM, M., LERNER, H. R. und REINHOLD, L. 1986: Studies on H⁺-translocation ATPases in plants of varying resistance to salinity. *Plant Physiology* 81: 1050-1056.
- BROWNELL, P. F. und CROSSLAND, C. J. 1972: The requirement for sodium as a micronutrient by species having the C₄ dicarboxylic photosynthetic pathway. *Plant Physiol.* 49: 794-797.
- BROWNELL, P. F. und CROSSLAND, C. J. 1974: Growth responses to sodium by *Bryophyllum tubiflorum* under conditions inducing crassulacean acid metabolism. *Plant Physiol.* 54: 416-417.
- BROYER, T. C.; CARLTON, A. B.; JOHNSON, C. M. und STOUT, P. R. 1954: Chlorine –a micronutrient element for higher plants. *Plant Physiol.* 29: 526-532.
- BROYER, T.C. 1966: Chlorine nutrition of tomato: Observations on inadvertent accretion and loss and their implications. *Physiol Plant.* 19: 925-936.

- BRUNOLD, C.; RÜEGSEGGER, A., und BRÄNDLE, R. 1996: Stress bei Pflanzen. Ökologie. Physiologie. Biochemie. Molekularbiologie. Verlag Paul Haupt. Bern. Stuttgart. Wien.
- BRUNOLD, C.; RÜEGSEGGER, A., und BRÄNDLE, R. (Eds.) ., 1996: Einführung in Stress bei Pflanzen, Ökologie, Physiologie, Biochemie, Molekularbiologie. Verlag Paul Haupt, Berne, pp. 17-34.
- CABALLERO, M. C. und REIMANN-PHILIPP, R., 1989: Rose rootstock breeding for salinity tolerance. *Acta Horticulturae* 246: 345-351.
- CABRERA, R. I. und PERDOMO, P. 2003: Reassessing the salinity tolerance of greenhouse roses under soilless production conditions. *Hortscience* 38 (4): 533-536.
- CABRERA, R. I., 2001: Effect of NaCl salinity and nitrogen fertilizer formulation on yield and nutrient status of roses. *Acta Hort.* 547: 255-260.
- CARROW, R. N. und DUNCAN, R. R. 1998: Salt-affected turfgrass sites: Assessment and management. Ann. Arbor. Press. Chelsea, Mich.
- CHAANIN, A. 2004: Mündliche Mitteilung, W. Kordes ‚Sohn‘ Deutschland.
- CHANDLER, S. F., und THORPE, A. T. 1987: Characterization of Growth, Water Relations, and Proline Accumulation in Sodium Sulfate Tolerant Callus of *Brassica napus* L. cv Westar (Canola). *Plant Physiol.* 84: 106-111.
- CHARTZOULAKIS, K., S. 1994: Photosynthesis, water relations and leaf growth of cucumber exposed to salt stress. *Sci. Hort.* 59: 27-35.
- CHAUDHARY, M. T.; MERRETT, M. J. und WAINWRIGHT, S. J. 1997: Ion accumulation in lucerne plants regenerated from salt-adapted suspension cultures compared with recultured cells from these plants. *Plant Cell Reports* 17: 145-149.
- CHEESEMAN, M. J. und HANSON, J. B. 1979: Energy-linked potassium influx as related to cell potential in corn roots. *Plant Physiol.* 64: 842-845.
- CHEESEMAN, M. J., 1988: Mechanisms of salinity tolerance in plants. *Plant Physiol.* 87: 547-550.
- CHOW, W. S. BALL, M C. und ANDERSON, M. J. 1990: Growth and photosynthetic responses of spinach to salinity. Implications of K⁺ nutrition for salt tolerance. *Austral. J. Plant Physiol.*, 17: 563-578.
- CHUAN, C. L., und KAO, C. H. 1996: Proline accumulation is associated with inhibition of rice seedling root growth caused by NaCl. *Plant Science* 114: 121-128.
- CID, M. C., CABALLERO, M. und REIMANN-PHILLIPP, R. 1989: Rose rootstock breeding for salinity tolerance. *Acta Hort.* 246: 345-351.
- CLUFF, G.; EVANS, R. A. und YOUNG, J. A. 1983: Desert salt grass seed germination and seedbed ecology. *J. Range Management*, 36: 419-422.

- COONS, J. M.; KUEHL, R. O. und SIMONS, N. R. 1990: Tolerance of ten lettuce cultivars to high temperature combined with NaCl during germination. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 115 (6): 1004-1007.
- COUGHLAN, S. J. und WYN JONES, R. G. 1980: Some responses of *Spinacea oleracea* to salt stress. *J. Exp. Bot.* 31: 883-893.
- CRAMER, G. R.; ALBERICO, G. J. und SCHMIDT, C. 1994: Salt tolerance is not associated with the sodium accumulation of two maize hybrids. *Austral. J. Plant Physiol.* 21: 675-692.
- CSONKA, L. N., 1989: Physiological and genetic responses of bacteria to osmotic stress. *Microbiol. Rev.* 53: 121-147.
- CUARTERO, J. und FERNANDEZ-MUNOZ, R. 1999: Tomato und salinity. *Scienta Hort.* 78: 83-125.
- DE DATTA S. K. 1981: Principles and practices of Rice production. John Wiley and Sons, Sing pore.
- DE VRIES, D. P. 2003: Rootstock Breeding 'Usage of Rootstocks'. Elsevier Ltd. 645 - 663.
- DELAUNEY, A. J., und VERMA, D. P. S. 1993: Proline biosynthesis and osmoregulation in plants. *Plant Journal* 4: 215-223.
- DELFINE, S., ALVINO, A., ZACCHINI, M., und LORETO, F. 1998: Consequences of salt stress on conductance to CO₂ diffusion, Rubisco characteristics and anatomy of spinach leaves. *Austral. J. Plant Physiol.* 25: 395-402.
- DILY, L. F.; BILLARD, J. P. und BOUCAUD, J., 1991: Polyamine levels in relation to growth and NaCl concentration in normal and habituated sugar beet cultures. *Plant Cell Environ.* 14: 327-332.
- DINGKUNH, M. und ASCH, F. 1994: Testing hypotheses on Rice salt tolerance by simulation. In west Africa Rice development association (ed), Annual report 1993. Bouake 01, BP 2551, Ivory Coast, pp 85-86.
- DINGKUNH, M., 1985: Physiologische Faktoren der Trockenheitsresistenz bei Rice. Dissertation – Universität, Hamburg, pp 220.
- DINGKUNH, M.; ASCH, F. und MIEZAN, K. M., 1993: Salt tolerance of Rice varieties under irrigated condictions in the Sahel. In west Africa Rice development association (ed), Annual Report 1992. Bouake 01, BP 2551, Ivory Coast 3-11.
- DINKELBERG, W. 1990: Einfluss Jahrzeitlich unterschiedlicher Na-Belastung auf Photosynthese, Transpiration und Fruchtqualität von Apfelbäumen. Dissertation- Humboldt- Universität zu Berlin.
- DIX, P. J. und PEARCE, S. R. 1981: Proline Accumulation in NaCl-resistant and sensitive cell Lines of *Nicotiana sylvestris*. *Z. Pflanzenphysiol.* 102: 243-248.
- DÖRFFLING, K. 1982: Das Hormonsystem der Pflanzen. Thieme-Verlag, Stuttgart.

- DÖRING, J. und LÜDDERS, P. 1986: Einfluss unterschiedlich hoher Salzgaben auf *Punica granatum* L. bei verschiedenen Wurzeltemperaturen. Gartenbauwiss. 52: 92-96.
- DÖRING, J. und LÜDDERS, P. 1987: Einfluß von Na-Salzen auf Na⁺, Cl⁻ und SO₄⁻ Gehalt in Blättern, Trieben und Wurzeln von *Punica granatum* L. Gartenbauwissenschaft 52 (1): 26-31.
- DRACUP, M. 1991: Increasing salt tolerance of plants through cell culture requires greater understanding of tolerance mechanisms. Austral J. Plant Physiol. 18: 1-15.
- DURAND, M.; LACAN, D., 1994: Sodium partitioning within the shoot of soybean. Physiol. Plant 91: 65-71.
- EBERT, G. 1998: Wachstum und Stoffwechsel von Obstgehölzen bei Salzstress. Habilitationsschrift. Humboldt- Universität zu Berlin.
- EHSANPOUR, A. A., und FATAHIAN, N. 2003: Effects of salt and proline on *Medicago sativa* callus. Plant Cell, Tissue and Organ Culture 73: 53-56.
- EL-KHASHAB, A. M., EL-SAMMAK, A. F., ELAIDY, A. A., SALAMA, M. I. und RIEGER, M. 1997: Paclobutrazol reduces some negative effects of salt stress in peach. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 122 (1): 43-46.
- EL-SIDDIG, K.; INANAGA, S.; ALI, A. M.; GEBAUER, J. und EBERT, G., 2004: Response of *Tamarindus indica* L. to iso-osmotic solutions of NaCl and PEG during germination. J. Applied Botany- Angewandte Botanik 78: 1-4.
- EL-SIDDIG, M. und LÜDDERS, P., 1994: Interactive effects of salinity and nitrogen nutrition on vegetative growth of apples. Gartenbauwiss. 59: 58-61.
- EPSTEIN, E., NORLYN, J. D. RUSH, D.W., KINGSBURY, R.W., KELLEY, D. B., CUNNINGHAM, G. A. und WRONA, A. F. 1980: Saline culture of crops: A genetic approach. Science 210: 399-404.
- ERDEI, L.; TOTH, I. und ZSOLDOS, F. 1979: Hormonal regulation of Ca²⁺ stimulated K⁺ influx and Ca²⁺, K⁺- ATPase in rice roots: in vivo and *in vitro* effects of Auxins and reconstitution of the ATPase. Physiol. Plant. 45: 448-452.
- FEIGIN, A., GANMORE-NEUMANN, R. und GILEAD, S. 1988: Response of rose plants to Cl⁻ and NO₃ salinity under different CO₂ atmospheres. ISOSC PROCEEDINGS 135-143.
- FERGUSON, L., POSS, J. A., GRATTAN, S. R., DRIEVE, C. M, WANG, D., WILSON, C., DONOVAN, T. J. und CHAO, C. T. 2002: Pistachio rootstocks influence scion growth and ion relations under salinity and boron stress. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 127 (2): 194-199.
- FERNANDEZ, FALCON, M., LACKAN, D, und WORONA, A. 1986: The effect of chloride and bicarbonate levels in irrigation water on nutrition contents, production and quality of cut roses” Mercedes”. Scienta. Horticulturae. 29: 373-385.

- FLOWERS, T. J. und LÄUCHLI, A. 1983: Sodium versus potassium: Substitution and compartmentation. In "Encyclopedia of Plant Physiology, New Series"(A. Läuchli and R. L. Bielski. Eds.), Vol. 15B, pp.651-681. Springer- Verlag, Berlin and New York.
- FLOWERS, T. J.; HAJIBAGHERI, M. A. und CLIPSON, N. W. 1986: Halophytes. Quarterly Review of Biology, 61 (3): 313-337.
- FLOWERS, T. J.; HAJIBAGHERI, M. A. und YEO, A. R. 1991: Ion accumulation in the cell walls of rice plants growing under saline conditions: Evidence for the Oertli hypothesis. Plant Cell and Environment 14: 319-325.
- FLOWERS, T. J.; LACHNO, D. R, FLOWERS, S. A., und YEO, A. R. 1985: Some effects of sodium chloride on cells of rice cultured *in vitro*. Plant Sci. Lett. 39: 205-211.
- FLOWERS, T. J. und YEO, A. R. 1995: Breeding for resistance in crop plants where next. Austral J. Plant. Physiol. 22: 875-884.
- FLOWERS, T. J. und YEO, A. R. 1986: Ion relations of plants under drought and salinity. Austral J. Plant. Physiol. 13: 75-91.
- FLOWERS, T. J. und YEO, A. R. 1981: Variability in resistance of sodium chloride salinity within Rice (*Oryza sativa* L.) varieties. New. Phytol. 88: 363-373.
- FLOWERS, T. J.; TROKE, P. F. und YEO, A. R. 1977: The Mechanism of salt tolerance in Halophytes. Ann. Rev. Plant Physiol. 28: 89-121.
- FOOLAD, M.R., SUBBIAH, P., KRAMER, C., HARGRAVA, G. und LIN, G.Y. 2003: Genetic relationships among cold, salt and drought tolerance during seed germination in an interspecific cross of tomato. Euphytica 130: 199-206.
- FRANCOIS, L. E. 1982: Salt tolerance of eight ornamental tree species. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 107 (1): 66-68.
- FRANCOIS, L. E. und MAAS, E.V. 1994: Crop response and management on salt-affected soils. In Handbook of plant crop stress. Ed. M. 149-181. Marcel. DEKKER, Inc., New York, USA.
- FRANK, W., RATNADEWI, D. und RESKI, R. 2005: *Physcomitrella patens* is highly tolerant against drought, salt and osmotic stress. Planta, 220: 384-394.
- GANGOPADHYAY, G., BASU, S. und GUPTA, S. 1997: *In vitro* selection and physiological characterization of NaCl- and mannitol-adapted callus lines in *Brassica juncea*. Plant Cell, Tissue Organ Culture 50: 161-169.
- FEUERHAHN, B. und SPETHMANN, W. 1995: Kompoststarter verbessert die Keimung von Rosensaatgut. TASPO-Gartenbaumagazin 4 (8): 25-26.
- GARCIA, F. N., MARTINEZ, V., CERDA, A. und CARVAJAL, M. 2002: Water and nutrient uptake of grafted tomato plants grown under saline conditions. J. Plant Physiol. 159: 899-905.

- GARCIA-SANCHEZ, F., CARVAJAL, M., CERDA, A. und MARTINEZ, V. 2003 I: Response of «Star Ruby» grapefruit on two rootstocks to NaCl salinity. *J. Horticultural Science & Biotechnology* 78 (6): 859-865.
- GARCIA-SANCHEZ, F., JIFON, L. J., CARVAJAL, M. SYVERTSEN, P. J. 2003 II: Gas exchange, chlorophyll and nutrient contents in relation to Na⁺ and Cl⁻ accumulation in “Sunburst” mandarin grafted on different rootstocks. *Plant Science* 162: 705-712.
- GEBAUER, J., EL-SIDDIG, K. und EBERT, G. 2001: Response of *Tamarindus indica* seedlings to salt stress. *J. Applied Botany-Angewandte Botanik* 75: 97-100.
- GOLDNER, R., UMIEL, N., und CHEN, Y., 1977: The growth of carrot callus cultures at various concentrations and composition of saline water. *Z. Pflanzenphysiol.* 85-101.
- GORHAM, J. 1992: Salt tolerance of plants. *Sci. Progress. Oxford* 76: 273-285.
- GORHAM, J. 1994: Salt tolerance in the triticeae: K/Na discrimination in some perennial wheatgrasses and their amphiploide with wheat. *J. Exp. Bot.* 45: 441-447.
- GORHAM, J., WYN JONES, R.G. und MCDONNELL, E. 1985: Some mechanisms of salt resistance in crop plants. *Plant and Soil* 89: 15-40.
- GRAIFENBERG, A.; GIUSTINIANI, L.; TEMPERINI, O. und LIPUCCI, PAOLA, M. 1995: Allocation of Na⁺, Cl⁻, K⁺ and Ca⁺² within plant tissues in globe artichoke (*Cynara scolimus* L.) under saline-Sodic conditions. *Scientia Horticulturae* 63:1-10.
- GRATTAN, S. R. und GRIEVE, C.M. 1999: Salinity-mineral nutrient relations in horticulture crops. *Sci. Hort.* 78: 127-157.
- GREENWAY, H. und MUNNUS, R. 1980: Mechanisms of salt tolerance in non-halophytes. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 31: 149-190.
- GUPTA, A. und SINGHAL, G. S. 1996: Effect of sodium and calcium chlorides, abscisic acid and proline on callus cultures of *Arachis hypogaea* L. *Biologia Plantarum.* 38 (4): 525-529.
- HAGEMEYER, J. und WAISEL, Y. 1989: Influence of NaCl, Cd (NO₃)₂ and air humidity on transpiration of *Tamarix aphylla*. *Physiol. Plant* 75: 280-284.
- HANSON, A. D., und HITZ, W. D. 1982: Metabolic responses of mesophytes to plant water deficits. *Annu. Rev. Plant Physiol.* 33: 163-203.
- HARDEGREE, S. P. und EMMERICH, W. E. 1990: Partitioning water potential and specific salt effect on seed germination of four grasses. *Annals of Botany* 66: 587-585.
- HARVEY, D. M. R.; HALL, J. L.; FLOWERS, T. J. und KENT, B. 1981: Quantitative ion localization within *Suaeda maritima* leaf mesophyll cells. *Planta* 151: 555-560.
- HAYWARD, K. F.; LONG, E. M., und UHIVTS, R. 1946: Effects of chloride and sulfate salts on the growth and development of Alberta peach on Shalil and Lovel rootstocks. *U. S. Dept. Of Agr. Tech. Bul.* 922, 48.

- HEUER, B. und NADLER, A. 1998: Physiological response of potato plants to soil salinity and water deficit. *Plant Science* 137: 43-51.
- HILL, S., ABAIDOO, R. und MIYASAKA, S. 1998: Sodium chloride concentration affects early growth and nutrient accumulation in taro. *Hortscience* 33 (7): 1153-1156.
- HOPKINS, W. G. 1995: Introduction to plant physiology. John Wiley and Sons. New York.
- HUGHES, HOWARD, E. und HANAN, J. 1978: Effect of salinity in water supplies on greenhouse Rose production. *J. Amer. Soc. Hort. Sci* 103 (5): 694-699
- INADA, M., UEDA, A. und SHI, W. 2005: A stress-inducible plasma membrane 3 (AcPMP3) in a monocotyledonous halophyte, *Aneurolepidium chinense*, regulates cellular Na⁺ and K⁺ accumulation under salt stress. *Planta*, 220: 395-402.
- ISHIDA, A., MASUI, M., NUKAYA, A. und OGURA, T. 1979 I: Salt tolerance of roses in sand and soil cultures. *J. Japan. Soc. Hort. Sci.* 47 (4): 517-523.
- ISHIDA, A., MASUI, M., NUKAYA, A. und OGURA, T. 1979 II: Salt tolerance of carnation in sand and soil cultures. *J. Japan. Soc. Hort. Sci.* 48 (3): 322-326.
- ISHIDA, A.; SHIGEOKA, H.; NUKAYA, A., und MASUL, M., 1979 III: Effect of diluted sea water on the growth and yield of roses. *Bulletin of Faculty of Agriculture (University of Kyushu, Japan)* 34: 255-263.
- JACOBY, B. 1964: Function of bean roots and stems in sodium retention. *Plant Physiol.* 39: 445-449.
- JACOBY, B. 1979: Sodium recirculation and loss from *Phaseolus vulgaris* L. *Ann. Bot.* 43: 741-744.
- JAIN, S.; NAINAWATEE, H. S.; Jain, R. K. und Chowdhury, J. B. 1991: Proline status of genetically stable salt-tolerant *Brassica juncea* L. Somaclones and their parent cv. Prakash. *Plant Cell Reports.* 9: 684-687.
- JESCHKE, W. D. 1948: K⁺-Na⁺ exchange at cellular membranes, intracellular compartmentation of cations, and salt resistance. In *Salinity Resistance in Plants: Strategies for crop Improvement* (Ed. Staples, R.C. and Toenniessen, G.H.). New York: John Wiley & Sons, 37-66.
- JESCHKE, W. D. und WOLF, O. 1988: Effect of NaCl salinity on growth, development, ion distribution and ion translocation in castor bean (*Ricinus communis* L.). *J. Plant. Physiol.* 132: 45-53.
- JESCHKE, W. D. und PATE, J. S. 1991: Cation and chloride partitioning through xylem and phloem within the whole plant of *Ricinus communis* L. under conditions of salt stress. *J. Exp. Bot.* 42: 1105-1116.
- JESCHKE, W. D., PATE, J. S. und ATKINS, C. A. 1986: Effects of NaCl salinity on growth, Development, ion transport and ion storage in white lupin (*Lupinus albus* L. cv. Ultra). *J. Plant Physiol.* 124: 257-279.

- JOHNSON, C. M.; STOUT, P. R.; BROYER, T. C. und CARLTON, A. B. 1957: Comparative chlorine requirements of different plant species. *Plant Soil* 8: 337-353.
- JONES, R. A. 1986: High salt tolerance potential in *Lycopersicon* species during germination. *Euphytica* 35: 575-582.
- KAHN, M.A. 1991: Studies on germination of *Cressa cretica* L. seeds. *Pakistan J. Weed Sci. Res.* 4: 89-98.
- KAHN, M. A. und WEBER, D.J. 1986: Factors influencing seed germination in *Salicornia pacifica* var. *Utahensis*. *Amer. J. Bot.* 73: 1163-1167.
- KAPPEN, L. und HAEGER, S. 1991: Stomatal responses of *Tradescantia albiflora* to changing. *Bot.* 83: 177-186.
- KARAKAS, B., BIANCO, R., und RIEGER, M. 2000: Association of marginal leaf scorch with sodium accumulation in salt-stressed Peach. *Hortscience* 35 (1): 83-84.
- KATEMBE, W.J., UNGER, I.A. und MITCHEL, J.P., 1998: Effects of saline germination and growth of two *Atriplex* species (Chenopodiaceae). *Bot.* 82: 167-175.
- KAYA, C., KIRNAK, H. und HIGGS, D. 2001: Enhancement of growth and normal growth parameters by foliar application of potassium and phosphorus in tomato cultivars growth at high NaCl salinity. *J. Plant Nutrition* 24 (2): 357-367.
- KOHEIL, M.A.; HILAL, S. H.; EL-ALFY, S. T., und LEISTNER, E. 1992: Quaternary ammonium compounds in intact plants and cell suspension cultures of *Atriplex semibaccata* and *A. halimus* during osmotic stress. *Phytochemistry* 31: 2003-2008.
- KOYRO, H. W. 2000: Effect of high NaCl-salinity on plant growth, leaf morphology and ion composition in leaf tissues of *Beta vulgaris* ssp. *maritima*. *J. Applied Botany-Angewandte Botanik* 74: 67 -73.
- KRISHNARAJ, S. und THORPE, T. A. 1996: Salinity stress effects on ¹⁴C-1 and ¹⁴C-6 Glucose metabolism of a salt tolerant and salt susceptible variety of wheat. *Int. J. Plant. Sci.* 157: 110-117.
- KUIPER, D. und SCHUIT, J. 1987: Physiological Plasticity in Varieties of Wheat and Barley Differing in Salt resistance; responses of Growth and Respiration and their Possible Connection with Cytokinins. *Acta. Botanica. Neerlandica* 36: 198-211.
- LARCHER, W. 1984: *Ökologie der Pflanzen*. E. Ulmer, Stuttgart, 4. Auflage.
- LARSSON, M.; LARSSON, C. M.; WHIFORD, P. N.; CLARKSON, D. T. 1989: Influence of osmotic stress on nitrate reductase activity in wheat (*Triticum aestivum* L.) and the role of abscisic acid. *J. Exp. Bot.* 220: 1265-1271.
- LÄUCHLI, A. and WIENEKE, J. 1979: Studies on growth and distribution of Na⁺, K⁺ and Cl⁻ in soybean varieties differing in salt tolerance. *Z. Pflanzenernaehr. Bodenkd.* 142: 3-13.
- LAUTER, D. und MUNNS, D. N. 1987: Salt sensitivity of chickpea during vegetative growth and at different humidities. *Austral J. Plant Physiol.* 14: 171-180.

- LAZOF, D. und CHEESEMAN, J. 1988a: Sodium and potassium compartmentation and transport in the roots of intact lettuce plants. *Plant Physiol.* 88: 1279-1284.
- LAZOF, D. und CHEESEMAN, J. 1988b: Sodium and potassium compartmentation and transport across the roots of intact *Spergularia marina*. *Plant Physiol.* 88: 1274-1278.
- LEE, G.; DUNCAN, R. R. und CARROW, R. N. 2004: Salinity tolerance of seashore *paspalum ecotypes*: Shoot growth responses and criteria. *Hortscience* 39 (5): 1138-1142.
- LEE, S. Y.; LEE, J. H. und KWON, T. O. 2003: Selection of salt-tolerant doubled haploids in rice anther culture. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 74: 143-149.
- ROSIE, L. B. 2000: Roadside De-icing salts and ornamental plants. *Landscape Horticulture* HO-142-W. 1-6.
- LERNER, H. R.; REINHOLD, L.; GUY, R.; BRAUN, Y.; HASIDIM, M. und POLJAKOFF-MAYBER, A. 1983: Salt activation and inhibition of membrane ATPase from roots of the halophyte *Atriplex nummularia*. *Plant Cell Environ.* 6: 501-506.
- LEVITT, J. 1972: *Responses of Plants to Environmental Stress*. New York: Academic Press.
- LEVITT, J. 1980: *Response of plants to environmental stresses. II. Water, radiation, salt, and other stresses*. Acad. Press, Inc. Orlando Florida.
- LIN WU, GUO XUN, HUNTER, K., ZAGORY, E., WATERS, R. und BROWN, J. 2001: Studies of salt tolerance of landscape plant species and California native grasses for recycled water irrigation. Slosson Report.
- LIU, C. und COOPER, R. J. 2002: Humic acid application does not improve salt tolerance of hydroponically grown creeping bentgrass. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 127 (2): 219-223.
- LIU, J. und ZHU, J. K. 1998: A calcium sensor homolog required for plant salt tolerance. *Science* 280: 1943-1945.
- LORENZO, H.; CID, M. C.; SIVERIO, M. J. und RUANO, M. C. 2000: Effects of sodium on mineral nutrition in rose plants. *Ann. Appl. Biol.* 137: 65-72.
- LU, A. und ZHANG, B. 1998: Thermostability of photosystem II is increased in salt stressed sorghum. *J. Plant Physiol* 147: 463-468.
- LU, C.; QIU, N.; LU, Q.; WANG, B. und KUANG, T. 2002: Does salt stress led to increased susceptibility of photosystem II to photoinhibition and changes in photosynthetic pigment composition in halophyte *Suaeda salsa* grown outdoors? *Plant Science.* 163: 1063-1068.
- LUO, Y. H. und STRAIN, B. R. 1992: Alteration of components of leaf water potential and water content in velvet leaves and the effects of long-term humidity difference. *Plant Physiol.* 98: 966-970.

- LUTTS, S.; KINET, J. M. und BOUHARMONT, J. 1996: Effects of salt stress on growth, mineral nutrition and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance. *Plant Growth Regulation, Plant Physiol.* 99: 890-895.
- MAAS, E.V. 1986: Salt tolerance of plants. *Applied Agricultural Research* 1:12-26.
- MANETAS, Y. 1990: A re-examination of NaCl effects on phosphoenolpyruvate carboxylase at high (physiological) enzyme concentrations. *Physiol. Plant* 78: 225-229.
- MANOHAR, M.S. 1966: Effects of "osmotic" systems on germination of pea (*Pisum sativum* L.). *Planta* 71: 81-86.
- MARSCHNER, H. 1995: *Mineral Nutrition of Higher Plants*. Academic Press, London, pp. 890.
- MARSCHNER, H. und MIX, G. 1974: Einfluss von Natrium und Mycostatin auf den Mineralstoffgehalt im Blattgewebe und die Feinstruktur der Chloroplasten. *Z. Pflanzenernaehr. Bodenkd.* 136: 203-219.
- MASUDA, M.; MAKI, M. und YAHARA, T. 1999: Effects of salinity and temperature on seed germination in a Japanese endangered halophyte *Triglochin maritimum* (Juncaginaceae). *J. Plant. Res.* 112: 457-461.
- MATOH, T., MATSUSHITA, N., TAKAHASCHI, E., 1988: Salt tolerance of the reed plant, *Phragmites communis*. *Physiol Plant* 72: 8-14.
- MATSUSHITA, N. und MATOH, T. 1991: Characterization of Na⁺ exclusion mechanisms of salt-tolerant reed plants in comparison with salt-sensitive rice plants. *Physiol. Plant* 83: 170-176.
- MAVROGIANOPOULOS, G., SAVVAS, D. und VOGLI, V. 2002: Influence of NaCl-salinity imposed on half of the root system of hydroponically grown tomato on growth, yield and tissue mineral composition. *J. Horticultural Science & Biotechnology* 77(5): 557-564.
- MCCALL, W. W.; STINSON, R. F., und LINDSTROM, R. S. 1961: The Effect of salinity on growth of container grown greenhouse roses. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Bul.* 44: 66-69.
- MENEGUZZO, S., NAVARI-IZZO F. und IZZO, R. 1999: Antioxidative responses of shoots and roots of wheat to increasing NaCl concentrations. *J. Plant Physiol.* 155: 274-280.
- MENEGUZZO, S., NAVARI-IZZO F. und IZZO, R. 2000: NaCl effects on water relations and accumulation of mineral nutrients in shoots, roots and cell sap of wheat seedlings. *J. Plant Physiol.* 156: 711-716.
- MENGEL, K. 1980: Effect of potassium on the assimilate conduction to storage tissue. *Ber. Deutsch. Bot. Ges.*, 93: 353-362.
- MENGEL, K. und KIRKBY, E. A. 1982: *Principles of Plant Nutrition* (3rd edn). International Potash Institute, Bern, Switzerland, pp. 655.

- MICKELBART, M. V., und ARPAIA, M.L. 2002: Rootstock influences changes in ion concentrations, growth, and photosynthesis of "Hass" Avocado trees in response to salinity. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 127 (4): 649-655.
- MOHR, H. und SCHOPFER, P. 1992: *Pflanzenphysiologie*. Springer-Verlag, Berlin.
- MORABITO, D., JOLIVET, Y., PRAT, D. und DIZENGREMEL, P. 1996: Differences in the physiological responses of two clones of *Eucalyptus microtheca* selected for their salt tolerance. *Plant Science* 114: 129-139.
- MORGAN, J. M. 1984: Osmoregulation and water stress in higher plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 35: 229-319.
- MÜHLING, K. H. und LÄUCHLI, A. 2002: Effect of salt stress on growth and cation compartmentation in leaves of two plant species differing in salt tolerance. *J. Plant Physiol.* 159: 137-146.
- MÜLLER, P. G., SAXE, H., PEDERSEN, L. und RANDRUP, T. B. 2002: Differences in salt sensitivity of four deciduous tree species to soil or airborne salt. *Physiologia Plantarum* 114: 223-230.
- MUNNS, R. und RAWSON, H. M. 1999: Effect of salinity on salt accumulation and reproductive development in the apical meristem of wheat and barley. *Austral. J. Plant Physiol.* 26: 459-464.
- MUNNS, R. und TERMAAT, A. 1986: Whole-plant responses to salinity. *Austral. J. Plant Physiol.* 13: 143-160.
- MUNSHAW, G. C.; ZHANG, X., und ERVIN, E. H. 2004: Effect of salinity on Bermudagrass cold hardiness. *Hortscience* 39 (2): 420-423.
- MURASHIG, T. und SKOOG, F. 1962: A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiol. Plant* 15: 473-497.
- MYERS, B. A.; DENNIS, W. W.; CALLIAN, L.; HUNTER, C. C., 1995: Long term effects of saline irrigation on the yield and growth of mature Williams pear trees. *Irrig. Sci.* 16: 35-46.
- NADIOO, G. und NAICKER, K. 1992: Seed germination in the coastal halophytes *Triglochin bulbosa* and *Triglochin striata*. *Aquatic Botany* 42: 217-229.
- NEUE, H. U.; EI-NAGGAR, I. A. und RASHID, M. 1990: Responses and tolerance mechanisms of rice to saline soil conditions. *Transactions Vol. IV, 14th International Congress of Soil Science, Kyoto, Japan* 50-55.
- NÖLTE, J., 1996: Massnahmen zu Verbesserungen von Richtigkeit und Wiederholbarkeit mit einem Array-ICP-Emissionsspektrometer. In WELZ, B.: *CANAS'95 Colloquium Analytische Atomspektroskopie*, Bodenseewerk Perkin-Elmer GmbH.
- O'LEARY, J. W. 1995: Adaptive components of salt tolerance. In: *Handbook of plant and crop physiology* 577-588.

- OERTLI, J. J., 1969: Extracellular salt accumulation a possible-mechanism of salt injury in plants. *Agrochemica* 12: 461-469.
- OKUBO, M. und SAKURATANI, T. 2000: Effects of sodium chloride on survival and stem elongation of two Asian pear rootstock seedlings. *Scientia Horticulturae* 85: 85-90.
- OKUBO, M.; FURUKAWA, Y. und SAKURATANI, T. 2000: Growth, flowering and leaf properties of pear cultivars grafted on two Asian pear rootstock seedlings under NaCl irrigation. *Scientia Horticulturae* 85: 91-101.
- PAEK, K. Y.; CHANDLER, S. F. und THORPE, T. A. 1988: Physiological effects of Na₂SO₄ and NaCl on callus cultures of *Brassica campestris* (Chinese cabbage). *Physiol. Plant.* 72: 160-166.
- PANDEY, U. K. und SRIVASTAVA, R. D. 1991: Leaf potassium as an Index of salt tolerance in Paddy. *Nat. Acad. Sci. Lett.* 14: 161-164.
- PARDOSSI, A.; MALORGIO, F. und TOGNOMI, F. 1999: Salt tolerance and mineral relations for celery. *J. Plant Nutr.* 22: 151-161.
- PARKS, E. G.; DIETRICH, A. M. und SCHUMAKER, S. K. 2002: Increased Vacuolar Na⁺/H⁺ exchange activity in *Salicornia bigelovii* Torr. In response to NaCl. *J. Experimental Botany* 53 (371): 1055-1065.
- PEREZ-ALFOCEA, F., BALIBREA, M. E., SANTA CRUZ, A. und ESTAN, M.T. 1996: Agronomical and physiological characterization of salinity tolerance in a commercial tomato hybrid. *Plant and Soil* 180: 251-257.
- PEREZ-ALFOCEA, F.; SANTA, CRUZ, A.; GUERRIER, G., und BOLARIN, M. C. 1994: NaCl stress-induced organic solute changes on leaves and calli of *Lycopersicon esculentum*, *L. pennellii* and their interspecific hybrid. *J. Plant Physiol.* 143: 106-111.
- PERTWEE, J. 2003: Production and marketing of Roses II Reed Business Information, International Agri-and Horticulture, Publisher of Flower Tech magazine.
- PHILLIPS, R. und RIX, M. 1994: Roses. Pan Books Ltd, Cavaye Place, London, swio 9 PG.
- PICCHIONI, G. A. und MIYAMOTO, S. 1990: Salt effects on growth and ion uptake of Pistachia rootstock seedlings. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 115: 647-653.
- PITMAN, M.G. und SADDLER, H. D. W. 1967: Active sodium and Potassium transport in cells of Barley Roots. *Proc. Nat. Acad. Sci. USA* 57: 44-49.
- PROTRADE, A. 1996: Exporting cut flowers and foliage. A survey and marketing guide on the major markets in the European Union. Profound. Advisers in Development. Bundesrepublik Deutschland. International Agri-and Horticulture, Publisher of Flower Tech magazine
- QADAR, A. 1988: Potassium status of the rice shoot as in index for salt tolerance. *Ind. J. Plant Physiol.* 31 (4): 388-393.

- QUIAN, Y. L., KOSKI, A. J. und WELTON, R. 2001: Amending sand with isolite and zeolite under saline conditions: Leachate composition and salt deposition. *Hortscience* 36 (4): 717-720.
- RAUSER, W. E., und CROWLE, W. H. 1963: Salt resistance of Russian wildrye grass in relation to tall wheatgrass and slender wheatgrass. *Can. J. Plant Sci.* 43: 397-407.
- RAWSON, H. M. 1986: Gas exchange and growth in wheat and barley grown in salt. *Austral. J. Plant Physiol.* 13: 475-489.
- RAWSON, H. M., LONG, M. J. und MUNNS, R. 1988: Growth and development in NaCl-treated plants leaf Na^+ and Cl^- concentrations do not determine gas exchanges of leaf blades in Barley. *Austral. J. Plant Physiol.* 15: 519-527.
- REDDY, P. J., und VAIDYANATH, K., 1986: *In vitro* characterization of salt stress effects and the selection of salt tolerant plants in rice (*Oryza sativa* L.). *Theor. Appl. Genet.* 71: 757-760.
- REHMAN, S.; HARRIS, P.; BOURNE, W. und WILKIN, J. 2000: The relationship between ions, vigour and salinity tolerance of *Acacia* seeds. *Plant and Soil* 220: 229-233.
- RENAULT, S., CROSER C., FRANKLIN, J. A. und ZWIAZEK, J. 2001: Effects of NaCl and Na_2SO_4 on red-osier dogwood *Cornus stolonifera* Michx. seedlings. *Plant and Soil* 233: 261-268.
- RENGASMY, P. und OLSSON, K. A. 1991: Sodicity and soil structure. *Austral. J. Soil Res.* 29: 935-952.
- REUVENI, M. H.; BENNETT, A. B.; BRESSAN, R. A., und HASEGAWA, P. M. 1990: Enhanced H^+ transport capacity and ATP hydrolysis activity of the tonoplast H^+ -ATPase after NaCl adaptation. *Plant Physiol.* 94: 524-530.
- REUVENI, M. H.; BENNETT, A. B., BRESSAN, R. A., und POLJAKOFF- MAYBER, A. 1991: Salinity induced changes in hexokinase activity of carrot cells in suspension culture. *Life Science Advances Plant Physiol.* 10: 13-19.
- RHODES, D. und HANSON, A. D. 1993: Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 44: 357-384.
- RICHARDS, L. A. 1954: Diagnosis and improvement of saline soils. U.S. Dept. of Agr. Hdbk. 60: 160 pp.
- RIKIN, A. 1992: Temporal organization of chilling resistance in cotton seedlings: Effects of low temperature and relative humidity. *Planta*, 187: 517-522.
- RISSE, I. und SCHENK, M. 1990: Einfluß von Cl^- , Na^+ und SO_4^{2-} im Gießwasser auf das Wachstum von Azaleen. *Gartenbauwissenschaft* 55 (6): 252-258.
- RIVERS, W.G. und WEBER, D.J. 1971: The influence of salinity and temperature on seed germination in *Salicornia bigelocii*. *Physiol. Plant* 24: 73-75.
- ROBERT, J. R., und SMITH, F. A., 2000: The limits of sodium/calcium interactions in plant growth. *Austral. J. Plant Physiol.* 27: 709-715.

- ROBINSON, S. P. und JONES, G. P. 1986: Accumulation of Glycinebetaine in chloroplasts provides osmotic adjustment during salt stress. *Austral. J. Plant Physiol.* 13: 659-668.
- ROBINSON, S. P.; DOWNTON, W. J. S. und MILLHOUSE, J. A. 1983: Photosynthesis and ion content of leaves and isolated chloroplasts salt-stressed spinach. *Plant Physiol.* 73: 238-242.
- ROGERS, M. E. and NOBLE, C. L. 1992: Variation in growth and ion accumulation between two selected populations of *Trifolium repens* L. differing in salt tolerance. *Plant and Soil* 146: 131-136.
- ROMERO-ARANDA, R., SORIA, T. und CUARTERO, J. 2002: Greenhouse mist improves yield of tomato plants grown under saline conditions. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 127 (4): 644-648.
- ROSIE, B. L. 2001: Roadside De-Icing Salts and Ornamental Plants. Slosson Report 2000-2001 pp.1-22.
- ROUSSOS, P. A., und PONTIKIS, C. A. 2003: Long term effects of sodium chloride salinity on growing *in vitro*, proline and phenolic compound content of jojoba explants. *Europ. J. Hort. Sci.*, 68 (1): 38-44. ISSN 1611-4426.
- RUS, A. M.; PANOFF, M., PEREZ-ALFOCEA, F. und BOLARIN, M. C. 1999: NaCl responses in tomato calli and whole plants. *J. Plant. Physiol.* 155: 727-733.
- RUSH, D.W. und EPSTEIN, E. 1976: Differences between salt sensitive and salt-tolerant genotypes of tomato. *Plant Physiol.* 57: 162-166.
- SACHER, R. F. und STAPLES, R. C. 1983: Ion regulation and response of tomato to sodium chloride a homeostatic system. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 108 (4): 566-569.
- SAIRAM, R. K., RAO, K.V. und SRIVASTAVA, G. C. 2002: Differential response of wheat genotypes to long term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration. *Plant Science* 163: 1037-1046.
- SALAMA, S.; TRIVEDI, s.; BUSHEVA, M; ARAFA, A; GARAB, G. und EARAB, L. 1994: Effects of NaCl salinity on growth, cation accumulation, chloroplast structure and function in Wheat cultivars differing in salt tolerance. *J. Plant Physiol.* 144: 241-247.
- SANCHEZ-DIAZ, M., APARICIO-TEJO, P.M., und PENA, J. I.. 1982: The effect of NaCl salinity and water stress with polyethylene glycol on nitrogen fixation, stomatal response and transpiration of *Medicago sativa*, *Trifolium repens* and *T. brachycalycinum* (sub-clover). *Physiol. Plant* 54: 361-366.
- SANTA-CRUZ, A.; ACOSTA, M.; PEREZ-ALFOCEA, F. und BOLARIN, M. C. 1997: Changes in free polyamine levels induced by salt stress in leaves of cultivated and wild tomato species. *Physiol. Plant* 101: 341-346.
- SANTA-CRUZ, A.; ACOSTA, M.; RUS, A. und BOLARIN, M. C. 1999: Short term salt tolerance mechanisms in differentially salt tolerant tomato species. *Plant Physiol. Biochem.* 37: 65-71.

- SANTOS, C. L. und CALDEIRA, G. 1999: Comparative responses of *Helianthus annuus* plants and calli exposed to NaCl: Growth rate and osmotic regulation in intact plants and calli. J. Plant Physiol. 155: 769-777.
- SATTER, R. L.; APPLEWHITE, P. B. und GALSTON, A. W. 1974: Rhythmic potassium flux in Albizza. Effect of aminophylline, cations and inhibitors of respiration and protein synthesis. Plant Physiol. 54: 280-285.
- SAVVAS, D. und LENZ, F. 1994: Einfluss einer NaCl- Salzbelastung auf das vegetative und generative Wachstum von Aubergine (*Solanum melongena* L.) in Hydrokultur. Gartenbauwissenschaft, 59 (4): 172-177.
- SCHMUTZ, U. und LÜDDERS, P. 1999: Einfluß von NaCl-Salinität auf das Wachstum, den Blatte-Gaswechsel und die Mineralstoffgehalte von veredelten Mango-Unterlagen der Sorten „13-1“ und Turpentine. Gartenbauwissenschaft, 64 (2): 60-64.
- SEHMER, L., ALAOUI-SOSSE und DIZENGREMEL, P. 1995: Effect of salt stress on growth and on the detoxifying pathway of pedunculate oak seedlings (*Quercus robur* L.). J. Plant Physiol. 147: 144-151.
- SERRANO, R.; MULET, M. J.; RIOS, G.; JOSE, A.; MARQUEZ, A., und MONTESINOS, C. 1999 : A glimpse of the mechanisms of ion homeostasis during salt stress. Journal Experimental Botany 50: 1023-1036.
- SHANNON, M. C. und GRIEVE, C. M. 1999: Tolerance of vegetable crops to salinity. Sci. Hort. 78: 5-38.
- SHARMA S. K. 1996: Effects of salinity on uptake and distribution of Na⁺, Cl⁻ and K⁺ in two wheat cultivars. Biologia Plantarum 38 (2): 261-267.
- SHARP, R. E.; HSIAO, T. C. und SILK, W. K. 1990: Growth of maize primary root at low water potential's. Plant Physiol. 93: 1337-1346.
- SHEN, B. et al., 1997: Increased resistance to oxidative stress in transgenic plants. Plant Physiol. 96: 1667-1677.
- SHILLO, R.; DING, M.; PASTERNAK, D., und ZACCAI, M. 2002: Cultivation of cut flower and bulb species with saline water. Scientia Horticulturae 92: 41-54.
- SHOMER-ILAN, A., und MOUSLEM-BENO. D. 1991: Phospoenolpyruvate (PEP) as a possible endogenic protecting agent of PEP-using enzymes against inactivation by salt. P. 185-188. In: J. Biggins (ed.), Progress in photosynthesis research 4: Dordrecht, Netherlands.
- SHONJANI, S. 2002: Salt sensitivity of rice , maize , sugar beet, and cotton during germination and early vegetative growth. Dissertation- Giessen.
- SING, B. P. 1982: Salt tolerance studies in roses. Haryana Agric. Univ. Hissar, India. Thesis Abst. 8: 229-230.
- SMITH, D. E. und WARREN, G. F. 1957: Studies of soluble salts in greenhouse soils. Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. 70: 501-511.

- SONNEVELD, C., BAAS, R., NIJSSEN, H. M. C. und HOOG, D. J. 1999: Salt tolerance of flower crops grown in soilless culture. *J. of Nutrition*, 22 (6): 1033-1048.
- SOYLU, M. und LÜDDERS, P. 1988: Einfluss unterschiedlich hoher Na⁺-Konzentration auf das vegetative Wachstum der Apfelsorte `Golden Delicious`. *Gartenbauwiss.* 53: 253-257.
- SPEER, M. und KAISER, W. M. 1991: Ion relations symplastic and apoplastic space in leaves from *Spinacea oleracea* L. and *Pisum sativum* L. under salinity. *Plant Physiol.*, 97: 990-997
- SPETHMANN, W. und FEUERHAHN, B. 2003: *Genetics/ Species Crosses*. Elsevier Ld. All Rights Reserved. 1: 299-311.
- STARK, C. 1991: Salzresistenz, osmotische Adaption und Alkalihaushalt landwirtschaftlicher Nutzpflanzen unter dem Einfluß zytokininanaloger Bioregulatoren. Habilitationsschrift, Leipzig.
- STELZER, R. und LÄUCHLI, A. 1977: Salz- und Überflutungstoleranz von *Puccinellia peisonis*. II. Strukturelle Differenzierung der Wurzel in Beziehung zur Funktion. *Z. Pflanzenphysiol.* 84: 95-108.
- STOREY, R. und WALKER, R. R. 1999: *Citrus* and salinity. *Scientia Horticulturae* 78: 39-81.
- STEWART, G. R. und LEE, J.A. 1974: The role of proline accumulation in halophytes. *Planta* 120: 279-289.
- SUMARYATI, S.; NEGRUTIU, I., und JACOBS, M., 1992: Characterization and regeneration of salt-and water-stress mutants from protoplast culture of *Nicotiana plumbaginifolia* (Viriani). *Theor. Appl. Genet.* 83: 613-619.
- SUPLICK-PLOENSE, M. R.; QIAN, Y. L. und READ, J. C. 2002: Relative NaCl tolerance of Kentucky bluegrass, Texas bluegrass, and their hybrids. *Crop Science.* 42: 2025-2030.
- TAKANO, T. 1988: Effect of conductivity and temperature of nutrient solution on the mineral nutrition of horticultural crops in water culture. *Acta Horticulturae* 230: 299-305.
- TAL, M., 1990: Somaclonal variation for salt resistance. In: Bajaj, Y.P.S. (ed.), *Biotechnology in Agriculture and Forestry*, Vol. 11. Somaclonal Variation in Crop Improvement, Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg. 236-257.
- TAL, M., 1993: *In vitro* methodology for increasing salt tolerance in crop plants. 336: 69-78.
- TAL, M.; HEIKIN, H. und DEHAN, K., 1979: Salt Tolerance in the Wild Relatives of the Cultivated Tomato: Responses of Callus Tissue of *Lycopersicon esculentum* and two of its *L. peruniannum* and *Solanum pennellii* to high salinity. *Z. Pflanzenphysiol.* 86: 231-240.
- TARDIEU, F. und DAVIES, W. J. 1992 : Stomata response to abscise acid is a function of current plant water status. *Plant Physiol.* 98: 540-545.

- TERRY, N. 1977: Photosynthesis, growth and the role of chloride. *Plant Physiol.* 60: 69-75.
- THOMAS, J. C.; DE-ARMOND, R. L. und BOHNERT, H. J. 1992: Influence of NaCl on growth, proline and phosphoenolpyruvate carboxylase levels in *Mesembryanthemum crystallinum* suspension cultures. *Plant Physiol.* 98: 626-631.
- TOBE, K., ZHANG, L. und OMASA, K. 2000: Alleviatory effects of calcium toxicity of sodium, potassium and magnesium chlorides to seed germination in three non-halophytes. *Seed Sci. Res.* 13: 47-54.
- TOBE, K., ZHANG, L. und OMASA, K. 1999: Effects of NaCl on seed germination of five nonhalophytic species from a Chinese desert environment. *Seed Sci. & Technol.* 27: 851-863.
- TOZLU, I., MOORE, A.G. und GUY, C. L. 2000: Effects of increasing NaCl concentration on stem elongation, dry mass production, and macro- and micro-nutrient accumulation in *Poncirus trifoliata*. *Austral. J. Plant Physiol.* 27: 35-42.
- TSUCHIYA, M.; MIYAKE, M.; BONILIA, P. und KUMANO, S. 1994: Physiological response to salinity in rice plant: IV. Ion exclusion in the excised root exposed to NaCl-stress with hydraulic pressure. *Jap. J. Crop. Sci.* 64: 93-101.
- TSVETKOV, I.; HAUSMAN, J. F., und DJILIANOV, D., 2000: Changes in salt and osmotically stressed poplar shoots grown *in vitro*. First meeting of the cost 843 WG3. Nover 23-25, Blankenberge, Belgium.
- UCHIYAMA, Y. 1987: Salt tolerance of *Atriplex nummularia*. *Tech. Bull. Agric. Res. Cen.* 22: 1-69.
- UNGAR, I. A. 1967: Vegetation soil relationships on saline soils in northern Kansas. *Amer. Midl. Nat.* 78: 98-120.
- UNGAR, I. A. 1978: Halophyte seed germination. *Bot. Rev.* 44: 233-264.
- UNGAR, I.A. 1991: *Ecophysiology of vascular halophytes*. CRC Press, Boca Taron, FL.
- UNGAR, I. A. 1995: Seed germination and seed-bank ecology in halophytes. In *seed development and germination*, (eds. J. Kigel and G. Galili), 599-628, Marcel. Dekker, New York.
- VAN SWAAIJ, A. C.; JACOBSEN, E.; KIEL, K. W., und FEENSTRA, J. W. 1986: Selection, characterization and regeneration of hydroxyproline-resistant cell lines of *Solanum tuberosum*: Tolerance to NaCl and freezing stress. *Physiol Plant.* 68: 359-366.
- VAN HEDENSTRÖM, H., und BRECKLE, W. S., 1974: Obligate halophytes. A test with tissue culture methods. *Z. Pflanzenphysiol.* 74: 183- 185.
- WAHOME, P. K. 2000: Untersuchungen zur Reaktion von *Rosa* spp. auf Salzstreß *in vitro* und *in vivo*. Dissertation. TU-Berlin, pp. 125.

- WAHOME, P. K., JESCH, H. H. und GRITTNER, I. 2001: Mechanisms of salt stress tolerance in two rose rootstocks: *Rosa chinensis* 'Major' and *R. rubiginosa*. *Scientia Horticulturae* 87: 207-216.
- WAHOME, P. K.; JESCH, H. H. und GRITTNER, I. 2000: Effect of NaCl on the vegetative growth and flower quality of roses. *Journal Applied Botany - Angewandte Botanik* 74:
- WANG, H., ZHU, K. und WOLF, A. 1998: ICK1, a Cyclin-dependent protein kinase inhibitor from *Arabidopsis thaliana* interacts with both Cdc2a and CycD3, and its expression is induced by abscisic acid. *Plant J.* 15: 501-510.
- WEBER, J. und REIMANN-PHILIPP, R. 1989: Influence of NaCl and NaHCO₃ on the foliage and pollen germination of Rose rootstock plants grown in mitscherlich pots. *Acta Horticulturae* 246: 353-358.
- WEST, D. W. und FRANCIOS, L. E. 1992: Effects of salinity on germination, growth and yield of cowpea. *Irrig. Sci.* 3: 169-175.
- WIESMAN, Z. 1995: Rootstock and nitrate involvement in "Ettinger" avocado response to chloride stress. *Scientia Horticulturae* 62: 33-43.
- WISSEMANN, V. 2003: Conventional Taxonomy (Wild Roses). In *Encyclopedia of Rose Science*. 2003, 1800 pp., three Volume set: 111-117.
- WOLF, O. und JESCHKE, D. 1987: Modeling of sodium and potassium flow via Phloem and xylem in shoot of salt-stressed barley. *J. Plant. Physiol.* 128: 371-321.
- WONG, C. K.; WOO, S. C. und KOO, S. W. 1985: Salt-tolerant plants obtained within a Rice cultivar. *Bot. Bull. Academia Sinica* 26: 233-237.
- WRIGHT, G. C., PATTEN, K. D. und DREW, M. C. 1995: Labeled sodium (²²Na⁺) uptake and translocation in rabbiteya blueberry exposed to sodium chloride and supplemental calcium. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 120 (2): 177-182.
- WYN JONES, R.G. 1981: Salt tolerance . In "Physiological Processes Limiting Plant Productivity" (C.B. Johnson, ed.), 271-292. Butterworth, London.
- YAMANOUCHI, M.; MAEDA, Y. und NAGAI, T., 1987: Relationships between varietal differences in salt tolerance and characteristics of sodium absorption and translocation in Rice. *J. Jap. Soil Sci. Plant Nutr.* 58 (5) 591-594.
- YARON, B., ZIESLIN, N. und HALEVY, H. A. 1969: Response of Baccara Roses to saline irrigation. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 94: 481-484.
- YEO, A. R., LEE, K. S., IZARD, P., BOURSIER, P. J. und FLOWERS, T. J. 1991: Short- and long- term effects of salinity on leaf growth in Rice (*Oryza sativa* L.). *J. Exp. Bot.*, 42 (240): 881-889.
- YEO, A. R. und FLOWERS T. J. 1986: Salinity resistance in Rice (*Oryza stiva* L.) and a pyramiding approach to breeding varieties for saline soils. *Austral. J. Plant Physiol.* 13: 161-173.

- YEO, A. R. und FLOWERS, T. J. 1982: Accumulation and localisation of sodium ions within the shoots of rice (*Oryza sativa* L.) varieties differing in salinity resistance. *Physiol. Plant* 56: 343-348.
- YEO, A. R. und FLOWERS, T. J. 1984: Mechanisms of salinity resistance in Rice and their role as physiological criteria in plant breeding. In: R. C. Staples (ed), salinity tolerance in plants: Strategies for crop improvement. John Wiley and Sons, Inc, New York 151-171.
- YEO, A. R. und FLOWERS, T. J. 1983: Varietal differences in the toxicity of sodium ions in rice leaves. *Physiol. Plant*. 59: 189-195.
- YEO, A. R., 1983: Salinity resistance: physiologies and prices. *Physiol. Plant* 58: 214-222.
- YEO, A. R., CAPORN, J. M. und FLOWERS, T. J. 1985a: The effect of salinity upon photosynthesis in Rice (*Oryza sativa* L.): Gas exchange by individual leaves in relation to their salt content. *J. Exp. Bot.* 36: 1240-1248.
- YOKOISHI, T. und TANIMOTO, S. 1994: Seed germination of the halophyte *Suaeda japonica* under salt stress. *J. Plant Res.* 107:385-388.
- YU, B., GONG, M. H., und LIU, L.Y. 1999: Effects of exogenous fatty acids on H⁺-ATP ase activity and lipid composition of plasma membrane vesicles isolated from roots of barley seedlings under salt stress. *J. Plant Physiol.* 155: 646-651.
- ZAGHLOUL, M. 1988: Effect of physiological factors on the growth and flowering of Baccara roses. Ph.D Suez Canal University, Ismailia – Egypt. pp 181.
- ZHU, J. K. et al. 1997: Molecular aspects of osmotic stress in plants. *Crit. Rev. Plant Sci.* 16: 253-277.
- ZHU, J. K., 2001: Plant salt tolerance. *Trends in plant Science.*6 (2): 66-71.
- ZHU, J. und MEINZER, F. C. 1999: Efficiency of C4 photosynthesis in *Atriplex lentiformis* under salinity stress. *Austral J. Plant Physiol* 26: 79-86.
- ZIA, S. und KHAN, M. A. 2004: Effect of light, salinity, and temperature on seed germination of *Limonium stocksii*. *Can. J. Bot.* 82: 151-157.
- ZSOLDOS, F., VASHEGYI, A. und PECSVARADI, A. 1994: Effects of pH and nitrate on potassium uptake and growth of rice seedlings. *J. Plant Physiol.* 144: 358-361.

7. Anhang

Tabelle A1: Sammlung von Rosenarten des Institut für Zierpflanzenzüchtung (IZZ) der Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen in Ahrensburg für die Selektion unter Salzstress bei Rosen

Art	Sortenname bzw. Zuchtlinienbezeichnung	Getestete Arten (P_code)	Herkunft*
<i>R. agrestis</i>	93-02-01		Hannover
<i>R. arvensis</i>	93-03-01		Hannover
<i>R. cv. `Alba Semiplena`</i>	93-50-01		Sangerhausen
<i>R. cv. `Alba Suaveolens`</i>	93-51-01		Sangerhausen
<i>R. blanda</i>	93-04-01		Sangerhausen
<i>R. britzensis</i>	93-05-01		Sangerhausen
<i>R. cv. `Bluttermé`</i>	93-93-01		Sangerhausen
<i>R. cv. `Complicata`</i>	94-119-01		Kordes
<i>R. canina</i>	93-06-06		Tantau
<i>R. carolina</i>	93-07-01		Linke
<i>R. corymbifera `Laxa`</i>	93-10-01		Hannover
<i>R. corymbifera `Inermis`</i>	93-10-03		Linke
<i>R. CT 50 3x `Caramba`</i>	91-110-2		Ahrensburg
<i>R. CT 50 4x `Caramba`</i>	91-100-5		Ahrensburg
<i>R. cv. `Eddies Jewel`</i>	94-117-01		Kordes
<i>R. foliolosa</i>	93-15-01		Hannover
<i>R. gallica</i>	93-16-01		Hannover
<i>R. cv. `Fenja`</i>	94-120-01		Kordes
<i>R. cv. `Heckenzauber`</i>	91-112-01		Ahrensburg
<i>R. hemsleyana</i>	94-105-01		Kordes
<i>R. helenae</i>	93-18-01		Sangerhausen
<i>R. jundzilii</i>	94-114-01		Hannover
<i>R. kordesii</i>	93-20-01		Sangerhausen
<i>R. macrophylla</i>	93-21-01		Sangerhausen
<i>R. majalis</i>	93-09-01		Hannover
<i>R. micrantha</i>	93-23-02		Sangerhausen
<i>R. mollis</i>	93-24-01		Hannover
<i>R. moyesii</i>	93-25-04		Strobel
<i>R. multiflora</i>	93-27-03		Linke
<i>R. mundi</i>	93-28-01		Sangerhausen
<i>R. nitida</i>	93-29-01		Sangerhausen
<i>R. nutkana</i>	93-30-01		Sangerhausen
<i>R. cv. `Nastorana`</i>	93-81-01		Sangerhausen
<i>R. omeiensis</i>	93-39-02		Kordes
<i>R. obtusifolia</i>	94-109-01		Hannover
<i>R. spinosissima</i>	93-43-01		Linke
<i>R. cv. `Perle d'Or`</i>	93-83-01	S_PO_16	Sangerhausen
<i>R. pisocarpa</i>	93-33-01		Sangerhausen
<i>R. platyphylla</i>	94-106-01		Kordes

Art	Sortenname bzw. Zuchtlinienbezeichnung	Getestete Arten (P_code)	Herkunft*
<i>R. regeliana</i>	93-36-04	S_RE_09	Sangerhausen
<i>R. roxburghii</i>	93-35-02		Hamburg
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-01	S_RB_12	Hannover
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-01	S_RB_13	Hannover
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-01	S_RB_14	Hannover
<i>R. rubrifolia</i>	93-17-06		Tantau
<i>R. rugosa</i>	93-47-01	S_RU_03	Tantau
<i>R. rugosa</i>	93-47-01	S_RU_02	Tantau
<i>R. rugosa</i>	93-37-03	S_RU_04	Tantau
<i>R. rugosa</i>	93-36-02	S_RU_06	Linke
<i>R. rugosa</i> `Alba`	93-37-03	S_RU_10	Linke
<i>R. rugosa</i> x <i>R. rugosa</i> `Alba`	95-22-31	S_RA_08	Halle
<i>R. sherardii</i>	94-112-01		Hannover
<i>R. spinosissima</i>	93-42-02		Tantau
<i>R. stellata mirifica</i>	93-44-01		Sangerhausen
<i>R. stylosa</i>	94-111-01		Hannover
<i>R. tomentosa</i>	93-46-01		Hannover
<i>R. villosa</i> `Duplex`	93-24-03		Linke
<i>R. virginiana</i>	93-47-01	S_VI_11	Bad Zwischenahn
<i>R. virginiana</i>	93-47-02	S_VI_19	Bad Zwischenahn
<i>R. vosagiaca</i>	93-48-01		Strobel
<i>R. woodsii</i>	93-49-01		Sangerhausen
<i>R. multiflora</i>	91-100-1	S_MF_01	Kreuzung
<i>R. multiflora</i>	94-50-7	S_MF_K2	Kreuzung
<i>R. canina</i>	94-56-3	S_CA_03	Kreuzung
<i>R. canina</i>	94-56-3/k1	S_CA_K1	Kreuzung
<i>R. cv.</i> `Elveshörn`	Sorte 1	C_EH_00	Kreuzung
<i>R. cv.</i> `l.Bergmann`	Sorte 2	C_IB_00	Kreuzung

• **Herkunft*:**

- Sangerhausen = Europa- Rosarium Sangerhausen
- Hamburg = Botanischer Garten Hamburg Klein - Flottbek
- Hannover = Institut für Obst bau und Baumschule der Universität Hannover
- Halle = Botanischer Garten Halle –Saale
- Kordes = W. Kordes' Söhne, Klein Offensethsparrieshoop.
- Tantau = Rosen Tantau, Ueters
- Strobel = BKN Strobel, Pinneberg
- Linke = Grebenstein und Linke, Ellerbek/ Holstein
- Kreuzung = Kreuzung in Ahrensburg

Tabelle A2: Zusammensetzung des Grundmediums für die Vermehrung von Rosenmikrosprossen (MURASHIGE und SKOOG, modif. 1962)

Verbindung	ppm = mg/l	Stammlösung mg gelöst in A.dest	ml Stammlösung für 1l	ml Stammlösung für 2l	ml Stammlösung für 5l
NH ₄ NO ₃	1650	33000			
KNO ₃	1900	38000			
CaCl ₂ ·2H ₂ O	440	8800 / 1000ml	50	100	250
MgSO ₄ ·7H ₂ O	370	7400			
KH ₂ PO ₄	170	3400			
MnSO ₄ ·H ₂ O	16,9	338			
ZnSO ₄ ·7H ₂ O	10,6	212			
Fe EDDHA	100	5000 / 500ml	10	20	50
H ₃ BO ₃	6,2	620 / 100ml	1	2	5
KJ	0,83	830			
Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	0,25	250 / 1000ml	1	2	5
CuSO ₄ ·5H ₂ O	0,025	25			
CoCl ₂ ·6H ₂ O	0,025	25			
Thiamin.HCl	0,1	10 / 100ml	1	2	5
Nikotinsäure	0,5	50 / 100ml	1	2	5
Pyridoxin.HCl	0,5	50 / 100ml	1	2	5
Glycin	2,0	20 / 100ml	10	20	50
myo-Inosit	100,0	1000 / 100ml	10	20	50
BAP	1,0	10 / 100ml	10	20	50
NES	0,004	4 / 100ml	0,1	0,2	0,5
GA3	0,1	10 / 100ml	1	2	5
Saccharose	30000		30g	60g	150g

pH: 5,8

Tabelle A3: Vermehrungsmedium von Mikrosporen Rosen (MURASHIGE und SKOOG, modif. 1962)

Verbindung	ppm = mg/l	Stammlösung mg gelöst in A.dest	ml Stammlösung für 1l	ml Stammlösung für 2l	ml Stammlösung für 5l
NH ₄ NO ₃	1650	33000			
KNO ₃	1900	38000			
CaCl ₂ ·2H ₂ O	440	8800 / 1000ml	50	100	250
MgSO ₄ ·7H ₂ O	370	7400			
KH ₂ PO ₄	170	3400			
MnSO ₄ ·H ₂ O	16,9	338			
ZnSO ₄ ·7H ₂ O	10,6	212			
NaFeEDTA	37,5	375 / 100ml	10	20	50
H ₃ BO ₃	6,2	620/100ml	1	2	5
KJ	0,83	830			
Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	0,25	250 / 1000ml	1	2	5
CuSO ₄ ·5H ₂ O	0,025	25			
CoCl ₂ ·6H ₂ O	0,025	25			
Thiamin.HCl	0,1	10 / 100ml	1	2	5
Nikotinsäure	0,5	50 / 100ml	1	2	5
Pyridoxin·HCl	0,5	50 / 100ml	1	2	5
Glycin	2,0	20 / 100ml	10	20	50
myo-Inosit	100,0	1000 / 100ml	10	20	50
BAP	2,0	10/100ml	20	40	100
NES	0,004	4 / 100ml	0,1	0,2	0,5
GA3	0,1	10 / 100ml	1	2	5
Saccharose	30000		30g	60g	150g

pH: 5,8

Tabelle A4: Bewurzelungsmedium für Rosen (nach MURASHIGE und SKOOG, modif. 1962)

Verbindung	ppm = mg/l	Stammlösung mg gelöst in A.dest	ml Stammlösung für 1l	ml Stammlösung für 2l	ml Stammlösung für 5l
NH ₄ NO ₃	825	33000			
KNO ₃	950	38000			
CaCl ₂ ·2H ₂ O	220	8800 / 1000ml	25	50	125
MgSO ₄ ·7H ₂ O	185	7400			
KH ₂ PO ₄	85	3400			
MnSO ₄ ·H ₂ O	8,45	338			
ZnSO ₄ ·7H ₂ O	5,3	212			
NaFeEDTA	18,75	375 / 100ml	5	10	25
H ₃ BO ₃	3,1	620 / 100ml	0,5	1	2,5
KJ	0,415	830			
Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	0,125	250 / 1000ml	0,5	1	2,5
CuSO ₄ ·5H ₂ O	0,013	25			
CoCl ₂ ·6H ₂ O	0,013	25			
Thiamin.HCl	0,05	10 / 100ml	0,5	1	2,5
Nikotinsäure	0,25	50 / 100ml	0,5	1	2,5
Pyridoxin·HCl	0,25	50 / 100ml	0,5	1	2,5
Glycin	1,0	20100 ml	5	10	25
myo-Inosit	50,0	1000 / 100ml	5	10	25
IBS	0,05	10 / 100ml	0,5	1	2,5
NES	0,1	4 / 100ml (NES-K: 4,8mg)	2,5	5	12,5
Saccharose	30000		30g	60g	150g
Aktivkohle**			1g	2g	5g

**** = erst nach der Einstellung des PH-Wertes hinzufügen!!!**

pH: 5,8

Agar: 3,5 g pro 0,5 l

Tabelle A5: Einfluss von NaCl auf die Trockenmassen der Blätter, Stängel, Wurzeln und die Überlebensrate nach vier Wochen Salzstress in *ex vitro* im Gewächshaus

Genotypen	Salzstress [mmol NaCl l ⁻¹]	Trockenmassen [g]			Überlebensrate [%]
		Blätter	Stängel	Wurzeln	
C_EH_00	0	32,2 a	9,8 a	7,9 a	100,0
	100	16,1 b	3,7 b	3,9 b	12,0
	150	15,3 b	3,6 b	3,4 b	0,0
C_IB_00	0	31,8 a	10,0 a	8,2 a	100,0
	100	18,6 b	4,5 b	5,3 b	6,7
	150	15,9 b	3,1 b	4,2 b	0,0
S_PO_16	0	48,1 a	20,8 a	20,8 a	100,0
	100	25,4 b	8,9 b	13,6 b	53,3
	150	15,9 b	6,8 b	9,7 b	20,0
S_RA_08	0	18,2 a	4,3 a	6,5 a	100,0
	100	15,5 b	2,6 b	6,9 a	95,6
	150	11,7 c	2,4 b	5,3 b	71,1
S_RB_12	0	22,5 a	14,3 a	5,6 a	100,0
	100	4,3 b	5,1 b	2,8 b	28,0
	150	4,1 b	3,6 c	2,1 c	0,0
S_RB_13	0	20,1 a	13,1 a	5,8 a	100,0
	100	9,5 b	4,7 b	5,1 a	11,1
	150	6,7 b	3,7 b	4,4 a	0,0
S_RE_09	0	15,7 a	3,2 a	7,6 a	100,0
	100	12,8 a	2,3 b	5,1 a	100,0
	150	12,5 a	2,2 b	5,0 a	48,9
S_RU_06	0	53,8 a	14,9 a	13,7 a	100,0
	100	34,3 b	11,5 a	10,6 a	77,8
	150	13,7 c	7,5 b	5,9 b	22,2
S_VI_11	0	78,2 a	22,6 a	9,8 a	100,0
	100	34,3 b	8,8 b	7,1 a	22,2
	150	16,3 b	8,4 b	5,5 b	22,2
S_VI_19	0	53,5 a	27,7 a	18,7 a	100,0
	100	22,0 b	10,7 b	11,0 b	84,5
	150	14,3 b	7,2 b	9,3 b	33,3
S_AL_04	0	21,8 a	4,6 a	8,8 a	100,0
	100	14,4 ab	2,1 b	4,7 b	40,0
	150	11,5 b	2,4 ab	3,9 b	0,0
S_CA_K1	0	23,5 a	11,9 a	8,5 a	100,0
	100	4,5 b	3,1 b	4,4 b	11,1
	150	4,2 b	2,8 b	4,1 b	0,0
S_MF_K2	0	23,6 a	8,8 a	13,7 a	100,0
	100	14,3 b	4,5 b	5,2 b	4,4
	150	9,7 c	3,5 b	4,7 b	0,0
S_VI_03	0	94,9 a	18,3 a	12,9 a	100,0
	100	24,8 b	7,5 b	5,2 b	77,8
	150	22,3 b	6,6 b	5,0 b	17,8

Tabelle A6: Vergleich der Chloridgehalte ($\text{mmol Cl}^- \text{g}^{-1} \text{TS}$) in Blättern, Stängeln und Wurzeln bei 10 Rosen-Genotypen nach NaCl-Applikation nach vier Wochen in *ex vitro* im Gewächshausversuch

Genotypen	Salzstress [mmol NaCl l^{-1}]	Chlorid [$\text{mmol Cl}^- \text{g}^{-1} \text{TS}$]		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
C_EH_00	0	0,21 b	0,17 c	0,15 b
	100	1,55 a	1,43 b	0,49 ba
	150	1,83 a	2,92 a	0,54 a
C_IB_00	0	0,23 b	0,15 b	0,12 b
	100	1,72 a	1,88 a	0,55 ba
	150	1,79 a	2,76 a	1,16 a
S_PO_16	0	0,08 b	0,09 c	0,09 b
	100	1,08 a	1,07 b	0,49 a
	150	1,44 a	1,87 a	0,54 a
S_RA_08	0	0,17 b	0,06 b	0,04 b
	100	1,40 a	0,32 a	0,24 a
	150	1,79 a	0,40 a	0,23 a
S_RB_12	0	0,28 c	0,33 c	0,08 c
	100	1,49 b	1,52 b	0,29 b
	150	2,37 a	3,52 a	0,37 a
S_RB_13	0	0,03 b	0,11 c	0,18 c
	100	1,33 a	3,20 b	0,46 b
	150	1,77 a	4,82 a	0,79 a
S_RE_09	0	0,16 n.s.	0,06 b	0,04 b
	100	0,94 n.s.	0,19 b	0,19 a
	150	0,85 n.s.	0,48 a	0,23 a
S_RU_06	0	0,20 c	0,10 c	0,08 b
	100	1,48 b	0,64 b	0,33 a
	150	2,01 a	1,27 a	0,40 a
S_VI_11	0	0,29 b	0,29 b	0,11 b
	100	1,27 ba	0,84 b	0,16 ba
	150	2,00 a	1,87 a	0,40 a
S_VI_19	0	0,14 b	0,10 b	0,14 c
	100	1,50 a	1,71 a	0,60 b
	150	1,73 a	2,81 a	0,88 a
S_AL_04	0	0,09 c	0,06 c	0,10 c
	100	0,75 b	0,26 b	0,27 b
	150	1,03 a	0,71 a	0,64 a
S_CA_K1	0	0,36 b	0,29 c	0,10 c
	100	2,39 a	2,50 b	0,22 b
	150	2,57 a	3,99 a	0,35 a
S_MF_K2	0	0,36 b	0,19 c	0,18 n.s.
	100	1,95 a	1,57 b	0,28 n.s.
	150	1,85 a	1,35 a	0,37 n.s.
S_VI_03	0	0,15 c	0,10 c	0,12 b
	100	1,14 b	0,94 b	0,46 a
	150	1,45 a	1,60 a	0,42 a

Tabelle A7: Vergleich der Natriumgehalte (mmol Na⁺ g⁻¹ TS) in Blättern, Stängeln und Wurzeln bei 10 Rosen-Genotypen nach NaCl- Applikation nach 4 Wochen in *ex vitro* im Gewächshausversuch

Genotypen	Salzstress [mmol NaCl l ⁻¹]	Natrium [mmol Na ⁺ g ⁻¹ TS]		
		Blätter	Stängel	Wurzeln
C_EH_00	0	0,20 b	0,15 c	0,07 b
	100	0,60 a	0,74 b	0,17 a
	150	1,46 a	1,72 a	0,21 a
C_IB_00	0	0,11 b	0,09 c	0,06 c
	100	1,77 a	1,06 b	0,28 b
	150	2,25 a	1,70 a	1,43 a
S_PO_16	0	0,03 c	0,10 b	0,08 b
	100	1,00 b	0,35 a	0,25 a
	150	1,37 a	0,71 a	0,23 a
S_RA_08	0	0,05 b	0,10 b	0,06 c
	100	0,81 a	0,23 ba	0,20 b
	150	1,08 a	0,38 a	0,27 a
S_RB_12	0	0,37 c	0,26 c	0,07 c
	100	2,06 b	1,80 b	0,17 b
	150	3,60 a	4,49 a	0,31 a
S_RB_13	0	0,01 b	0,08 b	0,11 b
	100	1,28 a	1,12 a	0,16 b
	150	1,49 a	1,93 a	0,23 a
S_RE_09	0	0,11 b	0,06 b	0,07 c
	100	0,58 a	0,17 b	0,17 b
	150	0,82 a	0,43 a	0,24 a
S_RU_06	0	0,14 b	0,05 b	0,04 b
	100	1,07 a	0,27 ba	0,62 ba
	150	1,18 a	0,89 a	0,73 a
S_VI_11	0	0,18 b	0,24 b	0,07 b
	100	1,74 a	1,10 b	0,15 ba
	150	2,64 a	2,35 a	0,25 a
S_VI_19	0	0,03 b	0,09 b	0,07 b
	100	1,25 a	0,78 a	0,21 a
	150	1,55 a	1,00 a	0,33 a
S_AL_04	0	0,08 n.s.	0,08 c	0,10 n.s.
	100	0,82 n.s.	0,26 b	0,17 n.s.
	150	1,67 n.s.	0,51 a	0,37 n.s.
S_CA_K1	0	0,43 b	0,28 b	0,06 b
	100	2,90 a	4,00 a	0,14 b
	150	3,12 a	4,60 a	0,25 a
S_MF_K2	0	0,17 b	0,07 c	0,10 b
	100	2,27 a	1,06 b	0,21 ba
	150	3,10 a	3,48 a	0,33 a
S_VI_03	0	0,05 b	0,13 b	0,08 b
	100	1,05 a	0,39 a	0,23 b
	150	1,38 a	0,58 a	0,67 a

Tabelle A8: Rosenaussaat aus 2000 im Substrat bei Anstauverfahren

Art	Feld Nr.	Gesamt-samen-zahl	Gesamt-gewicht (g)	(g) Einwaage / Kiste	n Samen /Kiste	gekeimte Samen am 25.09.00 mM NaCl					% gekeimte Samen mM NaCl				
						0,0	100	150	200	0,0	100	150	200		
						0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. agrestis</i>	93-02-01	1244	20,5	5,1	311	72	44	12	0	5,79	3,54	0,96	0,00		
<i>R. cv. 'Alba Semiplena'</i>	93-50-01	491	16,9	4,2	122	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. cv. 'Alba Suaveolens'</i>	93-51-01	288	10,6	2,6	72	2	0	0	0	0,69	0,00	0,00	0,00		
<i>R. arvensis</i>	93-03-01	19136	310,0	58,5	3746	489	118	29	0	2,56	0,62	0,15	0,00		
<i>R. blanda</i>	93-04-01	519	4,2	1,1	129	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. britzensis</i>	93-05-01	8251	147,0	36,7	2419	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. canina</i>	93-06-06	2150	89,1	22,3	537	1	0	0	0	0,05	0,00	0,00	0,00		
<i>R. carolina</i>	93-07-01	23414	235,3	29,4	2926	125	32	29	0	0,53	0,14	0,12	0,00		
<i>R. caudata</i>	94-103-01	2392	79,8	20,0	598	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. complicata</i>	94-119-01	3646	275,6	34,4	455	12	0	0	0	0,33	0,00	0,00	0,00		
<i>R. corymbifera Laxa'</i>	93-10-01	2350	399,5	36,2	2710	54	21	9	0	2,30	0,89	0,38	0,00		
<i>R. corymbifera Irmis'</i>	93-10-03	2441	401,5	42,8	2601	44	34	14	0	1,80	1,39	0,57	0,00		
<i>R. CT 50- 4x Caramba</i>	91-100-5	9743	164,2	41,1	2435	19	6	0	0	0,20	0,06	0,00	0,00		
<i>R. cv. 'Eddies Jewel'</i>	94-117-01	608	71,8	18,0	121	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. foliolosa</i>	93-10-01	7600	42,6	10,7	3331	69	45	0	0	0,91	0,59	0,00	0,00		
<i>R. gallica</i>	93-16-01	3193	204,3	25,5	399	1	0	0	0	0,03	0,00	0,00	0,00		
<i>R. glauca</i>	93-17-01	13622	211,9	34,6	2502	4	1	0	0	0,03	0,01	0,00	0,00		
<i>R. cv. 'Heckenzauber'CT50-8</i>	91-112-1	1769	20,9	5,2	538	6	0	0	0	0,34	0,00	0,00	0,00		
<i>R. helena</i>	93-18-01	13834	124,0	31,1	4454	166	64	17	3	1,20	0,46	0,12	0,02		
<i>R. jundzillii</i>	94-114-01	5076	169,3	42,3	1231	2	0	0	0	0,04	0,00	0,00	0,00		
<i>R. kordesii</i>	93-20-01	4765	94,4	23,6	1281	34	17	3	0	0,71	0,36	0,06	0,00		
<i>R. macrophylla</i>	93-21-01	482	27,6	6,9	120	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. majalis</i>	93-09-01	142342	659,9	62,2	5363	163	71	44	14	0,11	0,05	0,03	0,01		
<i>R. mollis</i>	93-24-01	68546	234,7	29,3	2740	82	2	0	0	0,12	0,00	0,00	0,00		
<i>R. moyesii</i>	93-25-04	551	36,5	9,1	137	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. multiflora</i>	93-27-04	20417	89,8	17,6	3951	366	54	13	5	1,79	0,26	0,06	0,02		
<i>R. multiflora</i>	94-101-01	21313	91,9	20,5	4004	370	49	19	3	1,74	0,23	0,09	0,02		
<i>R. multiflora</i>	93-27-03	21417	96,6	16,6	3985	389	42	7	2	1,82	0,20	0,03	0,01		
<i>R. cv. Mundi</i>	93-28-01	1094	44,4	11,1	273	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. cv. 'Nastarana'</i>	93-81-01	908	7,4	1,9	268	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00		
<i>R. nitida</i>	93-29-01	1713	15,9	4,0	554	22	6	0	0	1,28	0,35	0,00	0,00		
<i>R. obtusifolia</i>	94-109-01	13781	205,8	25,7	1722	6	0	0	0	0,04	0,00	0,00	0,00		
<i>R. pendulina</i>	93-32-02	604	11,3	2,9	151	6	5	0	0	0,99	0,83	0,00	0,00		

Tabelle A9: fortgesetzt

Art	Feld Nr.	Gesamt- samen- zahl	Gesamt- gewicht (g)	(g) Einwaage / Kiste	n Samen /Kiste	gekeimte Samen am 25.09.00 mM NaCl				% gekeimte Samen mM NaCl			
						0,0	100	150	200	0,0	100	150	200
<i>R. cv. 'Perle d' Or'</i>	93-83-01	1705	15,6	3,8	426	18	8	0	0	1,06	0,47	0,00	0,00
<i>R. pimpinellifolia</i>	93-43-01	61991	241,9	30,2	7748	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. pisocarpa</i>	93-33-01	1558	67,8	16,9	389	13	10	7	0	0,83	0,64	0,45	0,00
<i>R. multiflora Platyphylla'</i>	94-106-01	5383	18,7	4,7	1560	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. regaliana</i>	93-36-04	1513	27,5	6,9	798	39	18	0	0	2,58	1,19	0,00	0,00
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-05	6666	69,4	19,5	1271	38	24	12	1	0,57	0,36	0,18	0,02
<i>R. rubiginosa</i>	94-115-01	6631	81,1	21,5	1341	49	38	24	1	0,75	0,59	0,36	0,02
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-01	6633	74,6	18,7	1221	41	37	33	8	0,62	0,56	0,50	0,12
<i>R. rubrifolia</i>	93-17-06	13559	158,8	39,7	3389	7	3	0	0	0,05	0,02	0,00	0,00
<i>R. rugosa</i>	93-36-02	24046	252,9	63,3	9601	561	102	67	14	2,33	0,42	0,28	0,06
<i>R. rugosa alba</i>	93-37-03	8367	56,7	14,2	1930	64	31	11	0	0,76	0,37	0,13	0,00
<i>R. sherardii</i>	94-112-01	9814	120,7	15,1	1226	2	0	0	0	0,02	0,00	0,00	0,00
<i>R. stellata mirifica</i>	93-44-01	10030	128,3	32,1	4060	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. mollis</i>	94-110-01	8596	151,2	18,9	1074	2	0	0	0	0,02	0,00	0,00	0,00
<i>R. tomentosa</i>	93-46-01	1382	59,4	14,9	345	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. villosa</i>	93-24-02	794	43,4	10,8	198	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. virginiana</i>	93-47-01	36891	244,8	31,9	5291	690	219	71	43	1,87	0,59	0,19	0,12
<i>R. virginiana</i>	93-47-02	36990	243,0	29,1	5278	1371	286	97	64	3,71	0,77	0,26	0,17
<i>R. woodsii fendleri</i>	93-49-01	10000	92,9	23,2	2500	23	12	3	0	0,23	0,12	0,03	0,00

Tabelle A10: Rosenaussaat aus 2001 im Substrat bei Anstauverfahren

Art	Feld Nr.	Samen- zahl	Gesamt- gewicht (g)	(g) Einwaage / Kiste	n Samen/Kiste	gekeimte Samen am 25.06.01 mM NaCl				% gekeimte Samen mM NaCl			
						0.0	100	150	200	0.0	100	150	200
<i>R. agrestis</i>	93-02-01	1380	13,8	3,5	345	24	11	0	0	1,74	0,80	0,00	0,00
<i>R. arvensis</i>	93-03-02	24810	231,0	19,3	1702	31	17	1	0	0,12	0,07	0,00	0,00
<i>R. blanda</i>	93-04-01	16142	114,7	27,7	4035	17	0	0	0	0,11	0,00	0,00	0,00
<i>R. cv 'Buttermere'</i>	93-93-01	11004	407,4	20,4	441	2	0	0	0	0,02	0,00	0,00	0,00
<i>R. canina</i>	93-06-04	15058	214,4	17,7	1732	4	0	0	0	0,03	0,00	0,00	0,00
<i>R. CT 50-4 x Caramba</i>	91-100-5	2310	23,1	5,8	577	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. corymbifera 'Laxa'</i>	93-10-01	29769	387,6	32,3	2480	26	2	1	0	0,09	0,01	0,00	0,00
<i>R. davidii var. elongata</i>	94-104-1	6975	286,9	35,9	871	19	2	0	0	0,27	0,03	0,00	0,00
<i>R. cv. 'Eddies Jewels'</i>	94-117-01	4124	33,0	4,1	512	9	2	0	0	0,22	0,05	0,00	0,00
<i>R. foliolosa</i>	93-15-01	6360	63,6	15,9	1590	206	14	4	0	3,24	0,22	0,06	0,00
<i>R. glauca</i>	93-17-01	1071	15,0	3,8	267	1	0	0	0	0,09	0,00	0,00	0,00
<i>R. helena</i>	93-18-01	59263	420,8	13,2	1642	3043	443	350	183	5,13	0,75	0,59	0,31
<i>R. hemsleyana</i>	94-105-01	13041	313,4	19,6	786	21	7	3	0	0,16	0,05	0,02	0,00
<i>R. kordesii</i>	93-20-01	3710	37,1	9,3	927	2	0	0	0	0,05	0,00	0,00	0,00
<i>R. macrophylla</i>	93-21-01	535	15,8	3,9	133	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. majalis</i>	93-09-01	28100	140,5	11,7	473	71	40	3	3	0,25	0,14	0,01	0,01
<i>R. mollis</i>	93-24-03	22636	249,2	31,1	2829	19	11	0	0	0,08	0,05	0,00	0,00
<i>R. moyesii</i>	93-25-01	9535	419,6	20,9	463	65	20	8	2	0,68	0,21	0,08	0,02
<i>R. multiflora</i>	93-27-02	39093	361,0	7,6	1505	1204	247	87	41	3,08	0,63	0,22	0,10
<i>R. multiflora</i>	94-101-01	39094	360,9	8,7	1510	1270	250	89	36	3,25	0,64	0,23	0,09
<i>R. multiflora</i>	93-27-04	39092	360,0	9,4	1550	1250	247	96	44	3,20	0,63	0,25	0,11
<i>R. nitida</i>	93-29-01	510	5,1	1,1	127	21	9	0	0	4,12	1,76	0,00	0,00
<i>R. omeiensis</i>	93-39-02	183	7,7	1,9	45	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. cv. 'Perle d'Or'</i>	93-83-01	1680	16,8	4,2	420	24	9	0	0	1,43	0,54	0,00	0,00
<i>R. pisocarpa</i>	93-33-01	11493	263,1	16,4	795	44	8	3	0	0,38	0,07	0,03	0,00
<i>R. regeliana</i>	93-36-04	21766	294,6	24,6	2612	1363	150	72	58	6,26	0,69	0,33	0,27
<i>R. roxburghii</i>	93-35-02	8222	148,6	18,6	1027	17	3	2	0	0,21	0,04	0,02	0,00
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-05	4560	61,1	16,4	1225	121	31	7	0	2,65	0,68	0,15	0,00
<i>R. rubiginosa</i>	94-115-01	4359	58,9	17,1	1014	112	24	8	2	2,91	0,55	0,18	0,05
<i>R. rubiginosa</i>	93-11-06	4435	57,7	14,5	1112	127	19	6	2	2,86	0,43	0,14	0,05
<i>R. rubrifolia</i>	93-17-06	13787	235,2	19,6	1152	8	1	0	0	0,06	0,01	0,00	0,00
<i>R. rugosa</i>	93-36-02	24555	208,9	17,4	2176	647	24	4	0	2,63	0,10	0,02	0,00
<i>R. rugosa alba</i>	93-37-03	118398	989,1	18,6	3714	4905	1058	412	287	4,14	0,89	0,35	0,24

Tabelle A11: fortgesetzt

Art	Feld Nr.	Samen- zahl	Gesamt- gewicht (g)	(g) Einwaage / Kiste	n Samen/Kiste	gekeimte Samen am 25.06.01 mM NaCl				% gekeimte Samen mM NaCl			
						0.0	100	150	200	0.0	100	150	200
<i>R. rugosa alba</i>	94-116-01	118393	973,0	13,7	1857	2453	529	206	144	2,07	0,45	0,17	0,12
<i>R. rugosa</i>	93-36-01	5749	49,7	6,2	777	267	65	55	11	4,64	1,13	0,96	0,19
<i>R. rugosa</i>	93-36-03	11497	99,4	12,4	1553	565	120	105	13	4,91	1,04	0,91	0,11
<i>R. rugosa</i> x <i>R. rugosa</i> <i>alba</i>	95-22-31	98887	743,6	26,6	3299	569	145	46	18	0,58	0,15	0,05	0,02
<i>R. spinosissima</i>	93-42-02	6500	52,4	13,1	1625	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. stellata mirifica</i>	93-44-01	1818	20,6	5,1	454	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. sweginzowii</i> <i>macrocarpa</i>	39-45-01	20164	1470,7	40,9	1782	14	0	0	0	0,07	0,00	0,00	0,00
<i>R. villosa</i>	93-24-02	1016	37,6	9,4	254	101	31	10	0	9,94	3,05	0,98	0,00
<i>R. virginiana</i>	93-47-01	21298	308,0	18,8	2739	239	164	0	0	1,12	0,77	0,00	0,00
<i>R. vosagiaca</i>	93-48-01	24532	483,5	24,2	1260	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>R. woodesii fendleri</i>	93-49-01	9375	75,4	18,4	2343	0	0	0	0	0,00	0,00	0,00	0,00

Danksagen

Hiermit möchte ich mich bei allen bedanken, die mir beim Anfertigen dieser Arbeit mit Rat und Tat zur Seite gestanden haben, und ohne die ihr Gelingen nicht möglich gewesen wäre. Insbesondere danke ich Herrn Prof. Dr. Walter Preil für die Überlassung des Themas, die wissenschaftliche Betreuung, seine Unterstützung und die Gewährung sehr großen Freiraums bei der Ausgestaltung. Bei Herrn Prof. Dr. J. Grunewaldt bedanke ich mich für die Annahme des Themas und die Bereitstellung des Arbeitsplatzes im Institut für Zierpflanzenzüchtung der Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen in Ahrensburg IZZ und für seine Unterstützung im Verlauf der Arbeit. Mein besonderer Dank gilt Herrn Dr. Hinrik Junge in IZZ für die Hilfe bei der statistischen Auswertung der Daten und beim kritischen Lesen des Manuskriptes. Darüber hinaus danke ich Herrn Prof. Dr. B. Bessler Universität Hannover, für seine zahlreichen Ratschläge und Informationen. Den Mitarbeitern des IZZ in Ahrensburg danke ich für die vielen aufmunternden Worte, ihre Diskussionsbereitschaft und die jederzeit gewährte Unterstützung. Vor allem die Doktorandinnen und Doktoranden trugen zu der angenehmen Atmosphäre bei, in der diese Arbeit entstand. Mein Dank gilt für Frau Dr. A. Schum und Herrn Dr. M. Linde für ihren zahlreiche Ratschläge und Informationen. Ferner danke ich Herrn Dr. W. Ibenthal im Biozentrum der Universität Hamburg für die Analytik bei der Ionenchromatographie. Darüber hinaus danke ich Herrn Rainer Ebbinghaus für seine Hilfe bei der Bodenanalyse und Frau Regina Felten für die Durchführung der Fotoarbeiten. Ferner bedanke ich mich bei allen MitarbeiterInnen der Gärtnerei insbesondere Frau Spauszus, Frau Heuer, Frau Wernich, Herrn Hunger und Herrn Goosen für die gewissenhafte Betreuung der Pflanzen in Gewächshaus. Auch danke ich Frau Esther Thomson und Herrn Hans Peter Weiss für die Hilfe bei der Korrektur meines deutschen Textes. Ferner danke ich meiner Frau Fadia Askar und meinen Eltern für die Unterstützung meines Studiums. Auch danke ich der Botschaft der Arabischen Republik Ägypten für die Unterstützung dieser Arbeit.

Lebenslauf

Name: Salah El-Din Hassan Abd El-Karim Khattab

Geburtsdatum: 04.Oktober 1968

Geburtsort: Ismailia, Ägypten.

Familienstand: Verheiratet, Vater von drei Kindern

Nationalität: Ägyptisch

Ausbildungsweg / Educational background

Oktober 1974 - Juni 1980: "Primary school", Ismailia, Ägypten

Oktober 1980 - Juni 1983: "Preparatory school", Ismailia, Ägypten

Oktober 1983 – Juni 1986: "Secondary school", Ismailia, Ägypten

September 1986 – Juni 1990: Bachelors degree (B.Sc.) mit der Abschlussnote "sehr gut" am Department of Horticulture Faculty of Agriculture der Suez Kanal Universität, Ismailia - Ägypten.

November 1990 – Oktober 1991: Militärdienst, Ismailia - Ägypten.

November 1991 – April 1996: "Demonstrator" am Department of Horticulture, Agrarwissenschaftliche Fakultät der Suez Kanal Universität, Ismailia, Ägypten. Abschluss mit dem Master of Science in Agrarwissenschaften. Der Titel der Abschlussarbeit lautet '**Micropropagation of some Ornamental Plants**'.

Mai 1996-November 1999: Assistant Lecturer am Department of Horticulture, der agrarwissenschaftlichen Fakultät an der Suez Kanal Universität, Ägypten.

Dezember 1999- März 2000: Deutschkursus in Bremen (Deutschland).

April 2000- Dezember 2004: Doktorarbeit am Institut für Zierpflanzenzüchtung in Ahrensburg der Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen (BAZ), Quedlinburg (Deutschland)

Erklärung

Hiermit erkläre ich, dass ich die vorliegende Arbeit selbständig und ohne unerlaubte Hilfe verfasst und andere als die angegebenen Hilfsmittel nicht verwendet habe. Ich erkläre außerdem, dass ich die Arbeit erstmalig und nur an der Universität Hannover eingereicht habe.

Ahrensburg, im März 2005

Salah El-Din Hassan Khattab