

UNIVERSITÄT HOHENHEIM

Fakultät Agrarwissenschaften

Institut für Tropische Agrarwissenschaften

Fachgebiet für Wasserstress-Management bei Kulturpflanzen in den Tropen
und Subtropen (490g)

Auswirkung saliner Bedingungen auf die Morphologie zweier Süßkartoffelgenotypen bei abgestufter Kaliumdüngung

Magnus Kempfle

Bachelorarbeit im Studiengang Agrarbiologie B.Sc.

Matrikelnummer: 867801

Prüfer: Professor Dr. Folkard Asch

Betreuerin: Johanna Volk

Eingereicht am 11.12.2023

Zusammenfassung

Der Süßkartoffel wird ein großes Anpassungspotential an die sich ändernden Klimabedingungen wie zunehmende Hitze und Trockenheit zugeschrieben. Eine weitere Folge des Klimawandels ist die zunehmende Salinität, von der auch die Süßkartoffel betroffen ist. In dieser Arbeit werden deshalb die morphologischen Veränderungen von zwei Genotypen (CIP 189151.8 und CIP 188002.1) bei zunehmender Salinität beschrieben und Kaliumdüngung als mögliche toleranzsteigernde Maßnahme untersucht. Die Süßkartoffeln wurden im Gewächshaus für 54 Tage in Töpfen kultiviert. Die Salinität wurde durch Bewässerungswasser mit 150 mM NaCl induziert. Die Kaliumdüngung erfolgte durch abgestufte Gaben von K_2SO_4 . Es wurde eine Reihe von morphologischen Parametern gemessen, wobei die Trockenmasse als Toleranzindikator diente. Es zeigte sich, dass die Salzbewässerung bei beiden Genotypen die Biomasse verminderte. Es deutete sich an, dass die beiden Genotypen unterschiedlich auf die verschiedenen Belastungsfolgen der Salinität (Wasserpotentialabsenkung und Ionentoxizität) reagierten. CIP 188002.1 zeigte eine schnellere Reaktion nach Beginn der Salzbewässerung. Bei länger anhaltender starker Salinität war sie im Wachstum jedoch weniger eingeschränkt, was auf eine mögliche Toleranz gegenüber Ionentoxizität hindeuten könnte. Die Kaliumdüngung zeigte keinen Einfluss auf die morphologischen Parameter.

Inhalt

Abbildungsverzeichnis.....	V
Tabellenverzeichnis.....	VIII
Abkürzungsverzeichnis.....	XI
1 Einleitung.....	1
1.1 Süßkartoffel.....	1
1.2 Salinität in Böden als Stressor für Süßkartoffeln.....	2
1.2.1 Einteilung von Salinität.....	2
1.2.2 Entstehung von Salinität.....	3
1.2.3 Salinität als Stressor für Süßkartoffeln.....	4
2 Material und Methoden.....	7
2.1 Versuchsaufbau und -ablauf.....	7
2.2 Standort.....	8
2.3 Pflanzenmaterial.....	9
2.4 Bewässerung.....	10
2.5 Kaliumdüngung.....	11
2.6 Bodenprobennahme und EC-Messung.....	11
2.7 Probennahme an den Pflanzen.....	12
2.8 Erfassung morphologischer Parameter.....	13
2.9 Destruktive Probennahme an den Pflanzen.....	13
2.10 Bestimmung der Trockenmasse.....	13
2.11 Blattflächenmessung.....	14
2.12 Abgeleitete Parameter.....	14
2.13 Statistik.....	14
3 Ergebnisse.....	15
3.1 Salinität im Boden.....	15
3.1.1 Ansteigende Leitfähigkeit durch Salzbewässerung und Kaliumdüngung.....	15
3.1.2 Erhöhte Leitfähigkeit im oberen und unteren Bodenhorizont.....	15

3.2 Trockenmasse (Toleranzindikator)	16
3.2.1 Entwicklung der Genotypen unter Frischwasserbewässerung	16
3.2.2 Reduktion der Trockenmasse durch saline Bedingungen	16
3.3 Kaliumbehandlung.....	17
3.4 Rankenlänge	18
3.5 Gesamtachsenlänge	19
3.5.1 Gesamtachsenlänge unter Frisch- und Salzwasserbewässerung	19
3.5.2 Korrelation zwischen Gesamtachsenlänge und Trockenmasse	20
3.6 Blattfläche.....	21
3.7 Spezifische Blattfläche (SBF).....	23
3.8 Gesamtblattzahl	24
3.9 Blattzahl an der Ranke.....	26
3.10 Anteil seneszenten Blätter	27
3.11 Seitentriebe	29
3.11.1 Anzahl an Seitentrieben	29
3.11.2 Gesamtlänge der Seitentriebe	30
3.11.3 Blattzahl an den Seitentrieben	32
3.12 Blüten und Knollen	33
3.13 Verteilung auf die Altersabschnitte.....	33
4 Diskussion	37
4.1 Salinität durch Salzwasserbewässerung.....	37
4.2 Trockenmasse (Toleranzindikator)	38
4.3 Kein Effekt der Kaliumdüngung	39
4.4 Genotypische Unterschiede bei Frischwasserbewässerung	40
4.5 Veränderung der Rankenlänge und Gesamtachsenlänge unter Salzbewässerung.....	42
4.6 Veränderung von Blattzahl, -fläche und -eigenschaften unter Salzbewässerung.....	42
4.7 Veränderung der Seitentriebe unter Salzbewässerung	43
4.8 Salinität verschiebt Anteile hin zum ältesten Altersabschnitt.....	44

4.9 Unterschiedlicher Verlauf der Stressantwort im Vergleich der Genotypen	44
4.10 Herausforderungen der Auswertbarkeit	45
4.11 Fazit und Ausblick	46
5 Literaturverzeichnis	48
6 Anhang	52

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Prozesse, die bei der Entstehung von primärer und sekundärer Salinität eine Rolle spielen. (In Anlehnung an Daliakopoulos et al., 2016, S. 729 – 730).....	4
Abbildung 2: Anordnung der Süßkartoffelpflanzen im Gewächshaus nach der zweiten Probennahme (äußere Reihen bereits beprobt). Als Rankhilfen dienten Bambusstäbe, die Belichtung erfolgte mit Natrium-Dampf-Lampen	7
Abbildung 3: Oben: Tagesminimum, -maximum und -mittel der Temperatur im Gewächshaus, sowie Tagesmittel der Temperatur an der nächstgelegenen Wetterstation je TNP. Unten: Tagesmittel der relativen Luftfeuchte im Gewächshaus und an der nächstgelegenen Wetterstation je TNP.	8
Abbildung 4: Links: CIP 189151.8 (G1) mit unzerteilten herzförmigen Blättern. Rechts: CIP 188002.1 (G2) mit drei- bis fünfteiligen Blättern	10
Abbildung 5: Schematische Darstellung einer Süßkartoffelpflanze mit Einteilung in die Altersabschnitte Alt, Mittelalt und Jung. In rot sind die Wollfäden dargestellt, die verwendet wurden, um die Grenze zwischen den Abschnitten zu markieren. Die dargestellte Pflanze besitzt zwei Ranken, die vom Steckling ausgehen. Die größere Ranke hat Anteile in allen Altersabschnitten und zwei Seitentriebe. Die kleiner Ranke hat keinen Anteil im Abschnitt A und keine Seitentriebe. Seitentriebe sind mit S gekennzeichnet, nicht voll-entfaltete Blätter mit n	12
Abbildung 6: Mittelwerte der elektrischen Leitfähigkeit in der 1:5 Bodenlösung (EC 1:5) über alle Bodenhorizonte der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.....	15
Abbildung 7: Links: Mittelwerte der elektrischen Leitfähigkeit in der 1:5 Bodenlösung (EC 1:5) über alle Bodenhorizonte der Behandlungen Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW), mit Kaliumdüngungsstufe 2 (SW + K2) und mit Kaliumdüngungsstufe 3 (SW + K3). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler. Rechts: Mittelwerte der elektrischen Leitfähigkeit in der 1:5 Bodenlösung (EC 1:5) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) je Horizont (Oben, Mitte, Unten). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.....	16
Abbildung 8: Mittelwerte der Trockenmasse (TM) (g) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	17
Abbildung 9: Mittelwerte der Rankenlänge (cm) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	18

Abbildung 10: Mittelwerte der Gesamtachsenlänge (GAL) (cm) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	20
Abbildung 11: Lineare Regression durch den Ursprung mit Gesamtachsenlänge (GAL) (cm) als Prädiktor für Trockenmasse (TM) (g). Bestimmtheitsmaß R^2 sowie die Geradengleichung sind angegeben. Es wurden die Werte aller Behandlungen und Probennahmen verwendet.	21
Abbildung 12: Mittelwerte der Blattfläche (cm ²) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	22
Abbildung 13: Mittelwerte der spezifische Blattfläche (m ² kg ⁻¹) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	23
Abbildung 14: Mittelwerte der Gesamtblattzahl der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	25
Abbildung 15: Mittelwerte der Blattzahl an der Ranke der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	26
Abbildung 16: Mittelwerte des Anteils seneszenten Blätter (%) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	28
Abbildung 17: Mittelwerte der Anzahl an Seitentrieben der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	29
Abbildung 18: Mittelwerte der Gesamtlänge der Seitentriebe (cm) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	31
Abbildung 19: Mittelwerte der Blattzahl an den Seitentrieben der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler	32
Abbildung 20: Relativer Anteil der Altersabschnitte Alt (A), Mittelalt (MA) und Jung (J) der beiden Genotypen G1 und G2 von Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber Frischwasser (FW). Auf der linken Seite 40 Tage nach dem Pflanzen mit zwei Abschnitten, auf der rechten Seite 54 Tage nach dem Pflanzen mit drei Abschnitten. Signifikante Unterschiede in FW gegenüber dem entsprechenden Abschnitt in FW des anderen Genotyps sind mit ° gekennzeichnet. Signifikante Unterschiede in SW	

gegenüber dem entsprechenden Abschnitt in FW des selben Genotyps sind mit * gekennzeichnet. Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.	35
Abbildung 21: Relativer Anteil der Altersabschnitte Alt (A), Mittelalt (MA) und Jung (J) der beiden Genotypen G1 und G2 von Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber Frischwasser (FW). Auf der linken Seite 40 Tage nach dem Pflanzen mit zwei Abschnitten, auf der rechten Seite 54 Tage nach dem Pflanzen mit drei Abschnitten. Signifikante Unterschiede in FW gegenüber dem entsprechenden Abschnitt in FW des anderen Genotyps sind mit ° gekennzeichnet. Signifikante Unterschiede in SW gegenüber dem entsprechenden Abschnitt in FW des selben Genotyps sind mit * gekennzeichnet. Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.	36
Abbildung 22: Vergleich der Behandlung Frischwasser (FW) und der Behandlung Salzwasser mit Kaliumdüngungsstufe 3 (SW + K3) an Tag nach dem Pflanzen (TNP) 40 auf der linken Seite für Genotyp 1 (G1), auf der rechten Seite für Genotyp 2 (G2).	39
Abbildung 23: Beispielhafter Verlauf der Zuwachsrates nach einsetzender Salinität (gekennzeichnet mit + NaCl) während der sofort eintretenden Wasserpotentialabsenkung und der später einsetzenden Ionentoxizität. Die blaue durchgezogene Linie gibt den Verlauf wieder, falls keine Toleranzmechanismen vorhanden sind. Die blaue gestrichelte Linie gibt den Verlauf wieder, falls Toleranzmechanismen gegen die Wasserpotentialabsenkung vorhanden sind. Die rote gestrichelte Linie gibt den Verlauf wieder, falls Toleranzmechanismen gegen Ionentoxizität vorhanden sind. (In Anlehnung an Munns & Tester, 2008, S. 655).....	45

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Klassifikation der Salinität in der Bodenlösung und die erwartbare Ertragsminderung für ECe und EC 1:5 nach dem USDA (In Anlehnung an Ismayilov et al., 2021, S. 3, United States Salinity Laboratory, 1954, S. 9)	3
Tabelle 2: Mittelwerte und Standardabweichung der Trockenmasse (TM) beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	17
Tabelle 3: Mittelwerte und Standardabweichung der Rankenlänge beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	19
Tabelle 4: Mittelwerte und Standardabweichung der Gesamtachsenlänge beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	20
Tabelle 5: Mittelwerte und Standardabweichung der Blattfläche beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	22
Tabelle 6: Mittelwerte und Standardabweichung der spezifischen Blattfläche beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	24
Tabelle 7: Mittelwerte und Standardabweichung der Gesamtblattzahl beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	25

Tabelle 8: Mittelwerte und Standardabweichung der Blattzahl an der Ranke beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	27
Tabelle 9: Mittelwerte und Standardabweichung des Anteils seneszenten Blätter beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	28
Tabelle 10: Mittelwerte und Standardabweichung der Anzahl an Seitentrieben beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	30
Tabelle 11: Mittelwerte und Standardabweichung der Gesamtlänge der Seitentriebe beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	31
Tabelle 12: Mittelwerte und Standardabweichung der Blattzahl an den Seitentrieben beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.	33
Tabelle 13: EC 1:5 (dS m ⁻¹) der Behandlungen über alle Bodenhorizonte je TNP. Die Teststatistiken sind für Vergleich zwischen FW und SW, sowie für den Vergleich innerhalb der K-Behandlungen angegeben. Bei signifikanten Unterschieden zwischen den K-Behandlungen ist die HSD angegeben und die dazugehörigen Behandlungen mit Buchstaben gekennzeichnet. Mittelwerte, die mit mindestens einem gemeinsamen Buchstaben versehen sind, sind nicht signifikant voneinander verschieden. Die Buchstaben gelten jeweils nur in einer Zeile.	52
Tabelle 14: EC 1:5 (dS m ⁻¹) -mittelwerte der Behandlungen je Bodenhorizont und TNP. Die Teststatistik ist für den Vergleich zwischen den Horizonten je Behandlung (FW und SW) und TNP angegeben. Bei signifikanten Unterschieden zwischen den Horizonten ist die HSD angegeben und die dazugehörigen Behandlungen mit Buchstaben gekennzeichnet. Mittelwerte, die mit mindestens einem gemeinsamen	

Buchstaben versehen sind, sind nicht signifikant voneinander verschieden. Die Buchstaben gelten jeweils nur für die drei Zellen oberhalb der Teststatistik..... 52

Tabelle 15: Blütenanzahl und Knollenanzahl der Behandlungen je TNP für G1. Die Teststatistiken sind für Vergleich zwischen FW und SW, sowie für den Vergleich innerhalb der K-Behandlungen angegeben.

..... 53

Tabelle 16: Mittelwerte der Behandlungen je Parameter, Genotyp und TNP. Die Teststatistiken sind für Vergleich zwischen FW und SW innerhalb eines Genotyps, sowie für den Vergleich innerhalb der K-Behandlungen eines Genotyps angegeben. Bei signifikanten Unterschieden zwischen den Behandlungen ist die HSD angegeben und die dazugehörigen Behandlungen mit Buchstaben gekennzeichnet. Mittelwerte, die mit mindestens einem gemeinsamen Buchstaben versehen sind, sind nicht signifikant voneinander verschieden. Die Buchstaben gelten jeweils nur in einer Zeile..... 53

Tabelle 17: Relative Anteile der Parameter in den Abschnitten A (Alt), MA (Mittelalt) und J (Jung) je Genotyp und TNP der Behandlungen FW und SW. Die Teststatistiken sind für Vergleich zwischen FW und SW innerhalb eines Genotyps, sowie für den Vergleich zwischen G1 und G1 in FW angegeben. 55

Abkürzungsverzeichnis

A	Alt
°C	Grad Celsius
CIP	International Potato Center
cm	Centimeter
dS	Dezisiemens
EC	Elektrische Leitfähigkeit (engl. electrical conductivity)
ECe	Elektrische Leitfähigkeit im Extrakt des wassergesättigten Bodens
FC	Feldkapazität (engl. field capacity)
FW	Frischwasser
g	Gramm
GAL	Gesamtachsenlänge
J	Jung
K-Behandlungen	Kalium-Behandlungen (SW, SW + K1, SW + K2, SW + K3)
K ₂ SO ₄	Kaliumsulfat
L	Liter
m	Meter
M	Mitte
MA	Mittelalt
mL	Milliliter
mM	Millimolar
min	Minute
NaCl	Natriumchlorid
O	Oben
SW	Salzwasser

G1	Genotyp 1
G2	Genotyp 2
SBF	Spezifische Blattfläche
TDR	Time-Domain Reflectometer
TM	Trockenmasse
TNP	Tag nach dem Pflanzen
U	Unten
USDA	United States Department of Agriculture
vol%	Volumenprozent

In dieser Arbeit wird als Dezimaltrennzeichen der Punkt verwendet.

1 Einleitung

Die Süßkartoffel (*Ipomoea batatas* (L.) LAM.) ist nach Kartoffel und Maniok die weltweit im größten Umfang produzierte Wurzelknolle mit 89 Millionen Tonnen (Stand: 2021). Während die weltweite Jahresproduktion seit Beginn des 21. Jahrhunderts rückläufig ist, hat die Produktion auf dem afrikanischen Kontinent im gleichen Zeitraum kontinuierlich zugenommen (FAOSTAT, 2021). Die geringen Ansprüche an das Produktionssystem machen die Süßkartoffel hier auch für eine extensive Bewirtschaftung interessant. Sie kann bei wenig Einsatz von Produktionsmitteln höhere Erträge erzielen als andere Grundnahrungsmittel und so zur Ernährungssicherheit und Nährstoffversorgung beitragen (International Potato Center, o. D.). Darüber hinaus wird der Süßkartoffel ein großes Anpassungspotential an sich ändernde Klimabedingungen, insbesondere Trockenheit und Hitze, zugeschrieben (Heider et al., 2020, Sapakhova et al., 2023). Gleichzeitig geht mit dem Klimawandel neben Trockenheit und Hitze auch eine zunehmende Salinität der Böden einher, die insbesondere aride und semi-aride Gebiete sowie Küstenregionen betrifft (Daliakopoulos et al., 2016). Ein Verständnis der Reaktion von Süßkartoffeln auf Salinität und möglicher Management-Maßnahmen seitens des Produktionssystems ist unerlässlich. In dieser Arbeit werden daher die morphologischen Veränderungen von zwei Süßkartoffelgenotypen unter dem Einfluss von Salinität beschrieben und die Möglichkeit einer Kaliumdüngung als toleranzsteigernde Maßnahme bei Salinität untersucht.

1.1 Süßkartoffel

Die Süßkartoffel ist eine Pflanzenart der Gattung *Ipomoea* in der Familie der Windengewächse (WFO, 2023). Sie wächst als krautige, mehrjährige Pflanze, im Anbau wird sie jedoch meist als einjährige Pflanze angebaut und mit Stecklingen oder Wurzelknollen vermehrt (George, 2011). Die Stängel wachsen als Ranken je nach Wuchsform des Genotyps aufrecht bis flach am Boden entlang und können so bis zu 5 m lang werden. Die Wuchsformen reichen dabei von buschigen Genotypen mit vielen Seitentrieben bis zu Genotypen mit langen unverzweigten Ranken. Am Stängel sind die einfachen kurz- bis lang-gestielten Blätter spiralförmig angeordnet. Die Blätter sind in ihrem Aussehen zwischen den Genotypen variabel. Sie reichen von unzerteilt bis geschnitten, während die einzelnen Abschnitte ganzrandig sind oder eine spitze Spreitenspitze besitzen. Sowohl Stängel, Blattstiel und Blattspreite reichen in ihrer Färbung von grüngelb über grün bis violett. Die Pflanzenteile führen außerdem einen klebrigen Milchsafte. Die Blüten sind bisexuell und sitzen in den Blattachseln und entwickeln sich bei Reife zu einer Kapsel Frucht. Allerdings neigen die Genotypen unterschiedlich stark zur Blütenbildung, darunter gibt es auch Genotypen, die kaum blühen. (Huaman, 1992). Das Wurzelsystem der Süßkartoffeln besteht aus Bleistift- und Adventivwurzeln, sowie den Wurzelknollen. Letztere sind dabei sowohl in ihrer Form und Anordnung als auch in ihrer Farbe (innen wie außen) vielfältig und sind der Teil des Wurzelsystems, in dem Photosyntheseprodukte gespeichert werden (Huaman, 1992).

Der Anbau der Süßkartoffel erfolgt hauptsächlich wegen der Wurzelknollen. Diese weisen einen hohen Anteil an Kohlenhydraten und Ballaststoffen auf (CGIAR, o. D.). Zudem ist der hohe Gehalt an β -Carotin in orange-fleischigen Süßkartoffeln zu erwähnen. Dadurch können Süßkartoffeln zur Bekämpfung von Vitamin A-Mangel beitragen, der besonders in Afrika und Südostasien in Ländern mit geringen Einkommen am stärksten ausgeprägt ist. Neben den Wurzelknollen können auch die grünen Pflanzenteile als Gemüse oder Viehfutter verwertet werden (Mwanga et al., 2017, Hotz et al., 2012, WHO, o. D.). Neben der vielseitigen Nutzung wirkt sich der geringe Anspruch an Produktionsmittel und -system positiv aus, da die Süßkartoffel so auch in ressourcenärmeren Ländern angebaut werden kann (George, 2011). Die geringen Ansprüche sind darin begründet, dass die Süßkartoffel von wenigen Schädlingen befallen wird und sie wegen ihres dichten Wuchses Beikräuter natürlich unterdrückt (CGIAR, o. D.). Obwohl Süßkartoffeln moderat tolerant gegenüber Trockenheit sind und an vielen Standorten ohne Bewässerung angebaut werden können, reagieren sie doch positiv auf Bewässerung, solange dabei keine Staunässe entsteht.

Ursprünglich kommt die Süßkartoffel in Mittel- und dem nordwestlichen Südamerika vor (George, 2011, Stathers et al., 2018), konnte sich aber als Nutzpflanze in den meisten subtropischen bis tropischen Ländern ausbreiten und wächst sowohl unter humiden als auch semi-ariden Klimabedingungen. Heute wird der überwiegende Teil der Weltproduktion mit 61.5 % in Asien angebaut, wobei China das Land mit dem größten Beitrag ist, gefolgt von Afrika mit 33.7 % (FAOSTAT, 2021). Da der Anbau der Süßkartoffel in semiariden Gebieten und unter Einsatz von Bewässerung in einfachen Produktionssystemen und in küstennahen Gebieten stattfindet, ist er dem Risiko von salinen Böden ausgesetzt.

1.2 Salinität in Böden als Stressor für Süßkartoffeln

1.2.1 Einteilung von Salinität

Die Salinität in Böden ist abhängig von der Konzentration an löslichen Salzen im Bodenwasser. Sie wird meist als elektrische Leitfähigkeit im Extrakt des wassergesättigten Bodens (ECe) angegeben. Aufgrund der leichteren Auswertbarkeit gerade bei vielen Proben wird aber häufig die Leitfähigkeit im Extrakt aus Boden und deionisiertem Wasser in verschiedenen Mischungsverhältnissen, beispielsweise 1:5, bestimmt (Shahid et al., 2018, Ismayilov et al., 2021). Die Klassifizierung der Salinität erfolgt nach der Höhe des EC-Werts. Nach dem United States Department of Agriculture (USDA) wird ein Boden als salin klassifiziert, wenn ECe größer oder gleich 4 dS m^{-1} beträgt. Ab hier werden für die meisten Kulturpflanzen Ertragseinbußen erwartet, jedoch muss für jede Kulturpflanze und Genotyp die Reaktion einzeln beurteilt werden. NaCl ist dabei das Salz, das am häufigsten zu Salinität führt (Munns & Tester, 2008).

Tabelle 1: Klassifikation der Salinität in der Bodenlösung und die erwartbare Ertragsminderung für ECe und EC 1:5 nach dem USDA (In Anlehnung an Ismayilov et al., 2021, S. 3, United States Salinity Laboratory, 1954, S. 9)

EC 1:5 (dS m ⁻¹)	ECe (dS m ⁻¹)	Klassifizierung	Ertragsminderung von Kulturpflanze
0 – 0.25	0 – 2	nicht salin	vernachlässigbar
0.25 – 0.5	2 – 4	leicht salin	bei sensiblen möglich
0.5 – 1	4 – 8	moderat salin	bei vielen
1 – 2	8 – 16	stark salin	nur bei toleranten nicht
> 2	> 16	extrem salin	nur bei sehr toleranten nicht

1.2.2 Entstehung von Salinität

Die Ursachen für Salinität in Böden werden häufig in zwei Gruppen unterschieden: Die primäre und die sekundäre Salinität. Primäre Salinität beschreibt dabei die Entstehung durch natürliche Ursachen, während sekundäre Salinität die Entstehung durch anthropogene Ursachen beschreibt. Die Entstehungsprozesse, die im Folgenden beschrieben werden, sind in **Abbildung 1** schematisch dargestellt.

Natürliche Ursachen, die zu primärer Salinität führen, sind Prozesse wie physikalische und chemische Verwitterung, die Salze in das Grundwasser freisetzen. Wenn Grundwasser ansteigt oder durch Sperrschichten oder wegen schlechter Drainage nicht abfließen kann, kann es durch kapillaren Aufstieg und Evapotranspiration an die Oberfläche gelangen, wo die Salze akkumulieren. Daneben kann auch Meerwasser Salinität hervorrufen. Das geschieht zum einen durch Deposition von Salz durch Wind und Regen, zum anderen durch Überflutung und Eindringen von Meerwasser in den Grundwasserkörper (Daliakopoulos et al., 2016, Hassani et al., 2021).

Sekundäre Salinität beschreibt dagegen die Entstehung durch anthropogene Ursachen. Dazu zählen der Eintrag von Salzen durch Ab- und Schmutzwasser sowie durch übermäßige Düngung und Bewässerung mit Salz- oder Brackwasser. Letzteres findet besonders in ariden Regionen statt, in denen hochwertiges Wasser für die Bewässerung knapp ist. Aber auch Bewässerung mit kaum salzigem Wasser kann über lange Zeit mit unzureichender Bewässerungstechnik zu Salinität im Boden führen, da der Grundwasserspiegel ansteigt. Auch menschengemachte Verschlechterung der Drainage kann zu einem solchen Anstieg führen. Als Folge akkumulieren die im Wasser gelösten Salze durch kapillaren Aufstieg und Evapotranspiration an der Oberfläche. Auch dieser Prozess findet besonders in ariden Regionen statt. Zudem kann sich in Küstengebieten die Qualität des Grundwassers verschlechtern, wenn durch zu hohe Entnahmen Salzwasser eindringt (Daliakopoulos et al., 2016, Shahid et al., 2018).

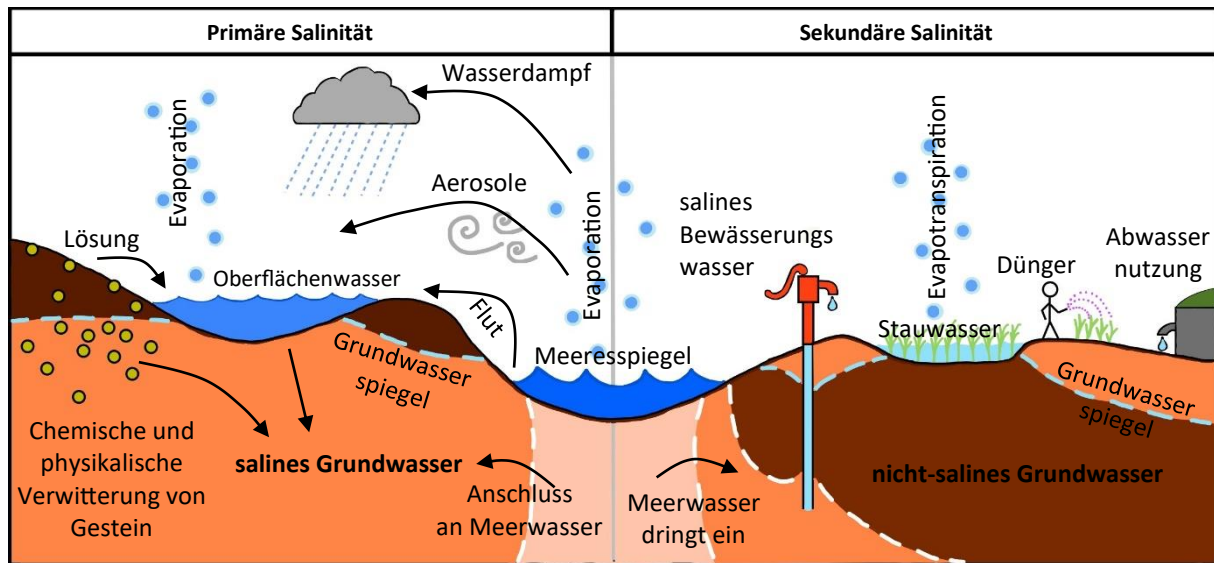


Abbildung 1: Prozesse, die bei der Entstehung von primärer und sekundärer Salinität eine Rolle spielen. (In Anlehnung an Daliakopoulos et al., 2016, S. 729 – 730)

Durch den Klimawandel ist bei vielen der genannten Prozesse eine Verstärkung zu erwarten: Durch steigende Temperaturen steigt auch die Evapotranspiration und Bewässerung wird wichtiger. Der höhere Wasserbedarf und folglich höhere Entnahmen begünstigen wiederum das Eindringen von Salzwasser. Zudem nimmt durch den steigenden Meeresspiegel und häufigere Extremereignisse wie Fluten der Eintrag über diesen Weg zu (Daliakopoulos et al., 2016).

1.2.3 Salinität als Stressor für Süßkartoffeln

Es gibt unterschiedliche Definitionen von Stress in biologischen Systemen. Häufig wird dabei zwischen dem Belastungsfaktor (Stressor) und der Belastungsfolge unterschieden. Der Belastungsfaktor ist dabei ein Umweltfaktor, der eine Abweichung vom Lebensoptimum eines Organismus zur Folge hat. Die dadurch ausgelösten Belastungsfolgen behindern dann die normale physiologische Funktion eines Organismus. Dabei können die Belastungsfolgen wieder andere Belastungsfolgen auslösen (Blum, 2015, Larcher, 1987, Munns & Tester, 2008). Im Fall der Salinität als Stressor werden für Pflanzen zwei Belastungsfolgen unterschieden. Die eine Belastungsfolge ist die Absenkung des Wasserpotentials im Boden durch den hohen Betrag des osmotischen Potentials, das von der Konzentration an Ionen im Boden abhängt. Die andere Belastungsfolge ist die Ionentoxizität, wenn Ionen in schädlichem Maße im Pflanzengewebe akkumulieren. Diese beiden Belastungsfolgen unterscheiden sich nicht nur durch ihre Wirkung auf die Reaktion der Pflanze, sondern auch darin, wann es zu einer Reaktion kommt (Munns & Tester, 2008).

Die Absenkung des Wasserpotentials findet dabei direkt mit aufkommender Salinität statt. Als Folge wird es für Pflanzen schwerer, Wasser aus dem Boden aufzunehmen. Um Wasser zu sparen, reduzieren die Pflanzen ihre Transpiration durch Schließen der Stomata. Die Zellstreckung wird gehemmt und die

Wachstumsrate des Sprosses nimmt ab. Außerdem werden weniger Seitentriebe gebildet und die einzelnen Blätter werden kleiner und dicker, wodurch die spezifische Blattfläche (SBF) sinkt (Munns & Tester, 2008). Die SBF ist der Quotient aus Blattfläche und Blatttrockenmasse ($\text{Blattfläche} / \text{Blatttrockenmasse} = \text{SBF}$).

Ionentoxizität tritt hingegen erst auf, wenn toxische Konzentrationen an Ionen im Gewebe erreicht sind. Folge der Toxizität ist das Absterben alter Blätter, da dort durch den Transpirationsstrom besonders viele Ionen akkumulieren (Munns & Tester, 2008). Bei Na^+ -Ionen kommt die Toxizität zu Stande, da diese mit anderen Ionen um die Aufnahme in die Zellen konkurrieren, die wichtig für die Pflanzenernährung sind. Im Vordergrund steht dabei die Konkurrenz zu K^+ . Hohe intrazelluläre Konzentrationen an Na^+ fördern möglicherweise die Abgabe von K^+ aus der Zelle und vermindern gleichzeitig die Aufnahme in die Zelle. Somit sinkt das K^+/Na^+ -Verhältnis. (Wakeel, 2013). In der Zelle sorgt der ausgelöste K^+ -Mangel für eine eingeschränkte Proteinsynthese und verschiedene enzymatische Prozesse werden unterbunden, da K^+ durch Na^+ von Bindungsstellen verdrängt wird (Tester & Davenport, 2003). Die Konkurrenz der Ionen erfolgt jedoch nicht nur bei Aufnahme in die Zelle, sondern bereits bei der Aufnahme von Ionen aus dem Wurzelraum (Wakeel, 2013).

Für die Süßkartoffel, die laut Begum et al. (2015) moderat tolerant gegenüber den Folgen von Salinität ist, wurden bereits viele der eben genannten Reaktionen beobachtet, darunter verringertes Wachstum von Ranken und Seitentrieben, verringerte Blattfläche und Blattanzahl, dabei Zunahme abgestorbener Blätter und geringere Trockenmasse (TM) (Rodríguez-Delfín et al., 2014, Evoi et al., 2017, Begum et al. (2015), Mondal et al., 2022). Auch eine Abnahme der SBF wurde von Rodríguez-Delfín et al. (2014) bereits nachgewiesen.

Mondal et al. (2022) stellten bei einem Versuch mit 12 Genotypen von Süßkartoffeln einen verminderten Gehalt an K^+ in der TM bei erhöhter Salinität fest. Gleichzeitig fanden sie einen Zusammenhang zwischen dem individuellen Schwellenwert der Salinität für Einbußen im TM-Zuwachs je Genotyp und der Fähigkeit der Pflanzen ihren K^+ -Gehalt im Gewebe unter Salinität aufrecht zu erhalten. Pflanzen, die unter salinen Bedingungen eine geringere Differenz des K^+ -Gehalts im Gewebe gegenüber dem Gehalt unter Frischwasser zeigten, wiesen einen höheren Schwellenwert der Salinität für Einbußen im TM-Zuwachs auf.

Um Pflanzen zu ermöglichen, ihre K^+ -Aufnahme und -Gehalte im Gewebe aufrecht zu erhalten, könnte Kaliumdüngung hilfreich sein, da diese die Verhältnisse zwischen K^+ und Na^+ im Wurzelraum und auch auf zellulärer Ebene zu Gunsten von K^+ verschiebt (Wakeel, 2013). Es gibt bereits Untersuchungen über die Wirksamkeit von Kaliumdüngung über den Boden bei Salinität, die einen positiven Einfluss auf den Wuchs und den Ertrag von Mais (*Zea mays* L.) (Haque, 2020), Paprika (*Capsicum annuum* L.) oder Gurke

(*Cucumis sativus* L.) (Kaya et al., 2003) zeigen konnten. Für die Süßkartoffel fehlen diese Erkenntnisse aber bislang.

Ziel dieser Arbeit ist es

- morphologische Veränderungen zweier Süßkartoffelgenotypen zu vergleichen, die salinen Bedingungen ausgesetzt sind,
- morphologische Veränderungen der Süßkartoffelgenotypen unter salinen und nicht salinen Bedingungen zu vergleichen,
- und den Einsatz von Kaliumdüngung zur Unterstützung der Toleranz gegenüber den salinen Bedingungen zu beurteilen.

2 Material und Methoden

2.1 Versuchsaufbau und -ablauf

Der Versuch beinhaltete als geplante Faktoren zwei verschiedene Genotypen von Süßkartoffeln, Frisch- und Salzwasserbewässerung und innerhalb der Salzwasserbewässerung vier Kaliumdüngungsstufen. Die insgesamt 72 Töpfe wurden in 18 Reihen zu je vier Töpfen organisiert. Innerhalb der Reihen wurden jeweils zwei Töpfe zufällig einem Genotypen zugeordnet. Die Reihen selbst stellten die Randomisierungseinheiten dar, da alle Töpfe einer Reihe die gleiche Behandlung (Bewässerung und Düngung) erhielten. Die Zuteilung der Behandlung zu den Reihen war zufällig.



Abbildung 2: Anordnung der Süßkartoffelpflanzen im Gewächshaus nach der zweiten Probennahme (äußere Reihen bereits beprobt). Als Rankhilfen dienten Bambusstäbe, die Belichtung erfolgte mit Natrium-Dampflampen.

Insgesamt wurden drei Probennahmen im Abstand von 14 Tagen an den Pflanzen durchgeführt, um den zeitlichen Verlauf verfolgen zu können. Die erste Probennahme fand vor Beginn der Salzwasserbewässerung statt und bestand aus 12 Pflanzen aus drei vollständigen Reihen. Somit ergab sich der Stichprobenumfang $n = 6$ je Genotyp. Der Probenumfang der zweiten und dritten Probennahme bestand aus 30 Pflanzen, davon je 6 Pflanzen der Behandlung Frischwasser (FW), Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) und Salzwasser mit niedrigster bis höchster Kaliumdüngung (SW + K1, SW + K2, SW + K3). Hier ergab sich der Stichprobenumfang $n = 3$ für die Kombination aus Genotyp und Behandlung. Zur Minimierung von Standorteffekten wurden bei der zweiten Probennahme die beiden äußeren Pflanzen der Reihe beprobt, bei der dritten Probennahme die beiden inneren. **Abbildung 2** zeigt die Anordnung der Süßkartoffelpflanzen nach der zweiten Probennahme, sodass nur die beiden inneren Reihen vorhanden sind.

Der Versuch startete am 16.03.2023 mit dem Pflanzen der Stecklinge in die vorbereiteten und aufgewässerten Töpfe. Dieser Tag diente als Bezugspunkt und wurde als Tag nach dem Pflanzen (TNP) 0 bezeichnet. Der Beginn der Salzwasserbewässerung und Kaliumdüngung war an TNP 28. Der Versuch endete am 10.05.2023 mit der letzten Probennahme an TNP 55. Neben den drei Pflanzenproben im Abstand von 14 Tagen wurde der Boden fünfmal im Abstand von 7 Tagen beprobt.

2.2 Standort

Der Versuch fand im Abteil des Fachgebiets „Wasserstress-Management bei Kulturpflanzen in den Tropen und Subtropen (490g)“ im Gewächshaus im Leonore-Blosser-Reisen-Weg, 70599 Stuttgart, der Universität Hohenheim statt. Die Pflanzen standen im Gewächshaus an der Ostwand auf einem Tisch in eckigen Kunststofftöpfen auf Untersetzern. Die Töpfe waren mit einer Mischung aus 70 vol% Lehm Boden und 30 vol% Kompost zu einem Volumen von 4.5 L gefüllt.

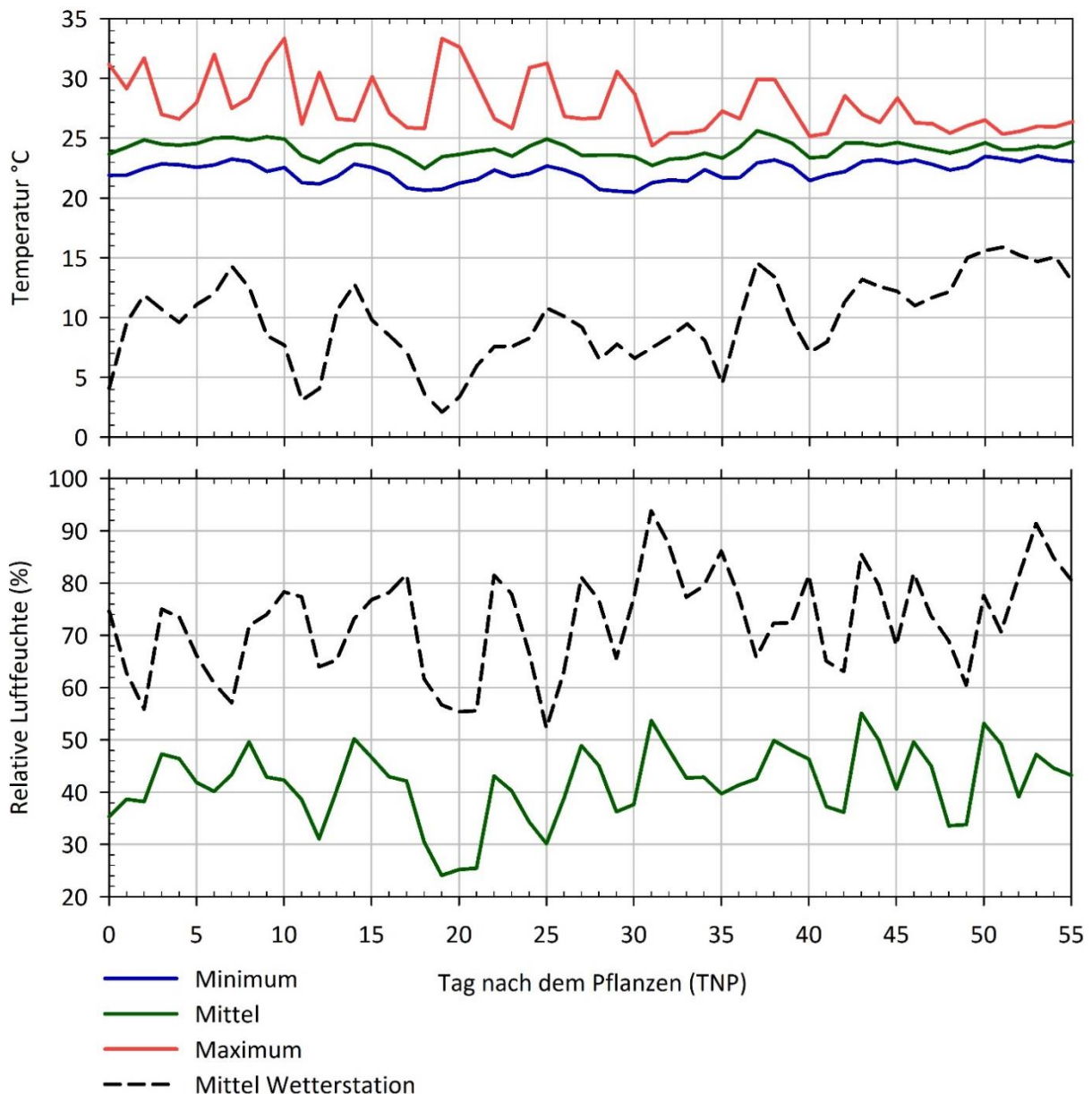


Abbildung 3: Oben: Tagesminimum, -maximum und -mittel der Temperatur im Gewächshaus, sowie Tagesmittel der Temperatur an der nächstgelegenen Wetterstation je TNP. Unten: Tagesmittel der relativen Luftfeuchte im Gewächshaus und an der nächstgelegenen Wetterstation je TNP.

Die Regulierung der Temperatur erfolgte durch automatisches Öffnen und Schließen der Gewächshausfenster. Der Öffnungsmechanismus an der Wand, an der die Pflanzen standen, war

ausgeschaltet, um einen Einfluss durch Zugluft zu vermeiden. Belichtet wurden die Pflanzen täglich von 8:30 bis 20:30 durch Natrium-Dampf-Lampen „SON-K-400“ (DH Licht Professional Lighting). Während dem Versuchszeitraum schwankte die Temperatur im Gewächshaus zwischen 20.5 und 30.4 °C. Im Mittel lag sie bei 24.1 °C. Die relative Luftfeuchte schwankte zwischen 15 und 68 % und lag im Mittel bei 42 %. Wie in **Abbildung 3** zu sehen, konnte so die Temperatur im Gewächshaus im Vergleich zur Außentemperatur mit nur geringen Schwankungen gehalten werden. Die relative Luftfeuchte war im Gewächshaus stets höher als die der Luft im Freien. Temperatur und Luftfeuchte im Gewächshaus wurde mit „Tinytag TGP-4500“ (Gemini Data Loggers) gemessen. Die Außentemperatur- und Luftfeuchtedaten vom Flughafen Stuttgart stammen vom Deutschen Wetterdienst (Deutscher Wetterdienst, o. D.)

2.3 Pflanzenmaterial

Für den Versuch kamen zwei Genotypen von Süßkartoffeln (*Ipomoea batatas* (L.) LAM.) zum Einsatz: International Potato Center (CIP) 189151.8, die im Folgenden mit Genotyp 1 (G1) bezeichnet wird und CIP 188002.1, die im Folgenden mit Genotyp 2 (G2) bezeichnet wird. G1 gilt dabei als sensitiv gegenüber Salzstress, während es sich bei G2 um einen toleranteren Genotyp handelt (Mondal et al., 2022). Die unterschiedliche Sensitivität gegenüber Salzstress sollte einen Unterschied in der Stressantwort der Genotypen besser erkennbar machen. G1 weist einen buschigen Wuchs auf und besitzt unzerteilte herzförmige Blätter. G2 wächst eher unverzweigt und besitzt drei- bis fünfteilige Blätter (**Abbildung 4**).

Die verwendeten Triebstecklinge stammten von Mutterpflanzen aus der Sammlung im Gewächshaus der Universität Hohenheim in der Emil-Wolf-Straße, 70599 Stuttgart, und wurden am 14.03.23 geschnitten. Jeder Steckling hatte dabei drei Knoten und am obersten Knoten ein Blatt. Des Weiteren wurde auf eine einheitliche Länge innerhalb der Genotypen geachtet, wobei die Stecklinge von G2 insgesamt länger waren. Nach dem Schneiden wurden die Stecklinge mit einer Lösung von 1:100 „Spruzit Schädlingsfrei“ (Neudorff) in deionisiertem Wasser zum Schutz gegen Schadinsekten und deren Larven behandelt. Bis zum Einpflanzen standen die Stecklinge zwei Tage in deionisiertem Wasser, um Wurzeln zu bilden. Die Stecklinge mit den meisten Wurzeln wurden zum Pflanzen ausgewählt. Stecklinge, die bis TNP 8 kaum oder nicht gewachsen waren, wurden mit Stecklingen ausgetauscht, die bis dahin in deionisiertem Wasser gezogen wurden. Damit die Pflanzen nicht im Wachstum eingeschränkt wurden, erhielten sie Rankhilfen aus Bambusstäben.



Abbildung 4: Links: CIP 189151.8 (G1) mit unzerlegten herzförmigen Blättern. Rechts: CIP 188002.1 (G2) mit drei- bis fünfteiligen Blättern.

2.4 Bewässerung

Die Bewässerung erfolgte durch Tröpfchenbewässerung. Dazu wurde das Wasser aus Tonnen mit je 60 L Fassungsvermögen mit Elektrotauchpumpen TPK 6000 (Emil Lux) in lange Rohre gepumpt. An den Rohren waren druckmindernde Ventile angebracht, von denen das Wasser mit dünnen Schläuchen an die Töpfe verteilt wurde. Das Endstück der Schläuche war eine Kunststoffspitze von 13 cm Länge, die vollständig im Topf steckte und das Wasser tröpfchenweise an den Boden abgab. Insgesamt wurden drei Tonnen verwendet, von denen eine für die Frischwasserbehandlung mit deionisiertem Wasser und zwei mit Salzwasser mit einer Konzentration von 150 mM NaCl gefüllt waren.

Ziel der Bewässerung war neben der Gabe von Salz, möglichst konstant 70 % der Feldkapazität (FC) zu halten. Um die Feldkapazität zu ermitteln, wurde ein Vorversuch an drei Töpfen durchgeführt. Den Töpfen wurden Bodenproben entnommen und für 24 h bei 105 °C getrocknet. Durch Wiegen der Proben vor und nach dem Trocknen ergab sich der Wassergehalt. So konnte die Masse des Topfes bei 0 % FC bestimmt werden. Außerdem wurden die drei Töpfe über mehrere Tage so lange bewässert, bis der Boden das Wasser nicht mehr halten konnte, also die Feldkapazität erreicht war. Auch hier wurden die Töpfe gewogen und die Masse des Topfes bei 100 % FC bestimmt. So ließ sich die Zielmasse eines Topfes bei 70 % FC rechnerisch bestimmen. Während dem Aufwässern der Töpfe auf die Feldkapazität wurde außerdem mit einem Time-Domain Reflectometer (TDR) der volumetrische Wassergehalt des Bodens bestimmt; gleichzeitig wurde die Masse des Topfes gewogen. Während des

Versuchs wurde der TDR genutzt, um auf die Masse des Topfes zu schließen und zur Zielmasse bei 70 % FC zu bewässern.

Die notwendige Bewässerungsdauer ließ sich berechnen, da die Wasserabgabe der Tröpfchenbewässerung pro Zeit bekannt war. Um die Bewässerungsdauer zu bestimmen, gab es zu jeder Bewässerung zwei Messungen der Bodenfeuchte mit dem TDR je Behandlung an zwei Positionen im Topf. Zunächst erfolgte die Messung und Bewässerung täglich, ab TNP 16 alle zwei Tage. Der Wasserbedarf der FW- Behandlung und der K-Behandlungen unterschied sich jedoch bei Fortschreiten des Versuchs. Die FW-Behandlung benötigte mehr Wasser, weshalb ab TNP 35 unterschiedliche Bewässerungszeiten für die FW- und K-Behandlungen angewendet wurden. An Wochenenden wurde die Bewässerung durch Zeitschaltuhren TM02 (Opolo Tech) automatisch durchgeführt und nutzte dabei den Mittelwert der zwei vorangegangenen Bewässerungen.

2.5 Kaliumdüngung

Die Kaliumdüngung erfolgte mit Kaliumsulfat (K_2SO_4) das in deionisiertem Wasser in Zentrifugenröhrchen gelöst wurde und so im Bereich der Tröpfchenbewässerung in die Töpfe gegeben wurde. Es gab insgesamt drei Düngegaben: an TNP 28 zum Start der Salzwasserbehandlung, an TNP 35 und TNP 42. Bei den ersten beiden Gaben war das K_2SO_4 in 50 mL deionisiertem Wasser gelöst, bei der dritten Gabe in 100 mL deionisiertem Wasser, da es sich so leichter lösen ließ. SW erhielt nur deionisiertes Wasser ohne K_2SO_4 , SW + K1 erhielt je Gabe 2.5 g und insgesamt 7.5 g K_2SO_4 , SW + K2 erhielt je Gabe 5 g und insgesamt 15 g K_2SO_4 und SW + K3 erhielt je Gabe 7.5 g und insgesamt 22.5 g K_2SO_4 . So ergeben sich vier Kaliumdüngungsstufen, die im weiteren zusammengefasst auch als K-Behandlungen bezeichnet werden.

2.6 Bodenprobennahme und EC-Messung

Insgesamt wurden fünf Bodenprobennahmen, an TNP 26, TNP 33, TNP 41, TNP 48 und TNP 55 durchgeführt. Die Bodenprobennahmen fanden zusammen mit den Probennahmen an den Pflanzen statt, mit jeweils einer zusätzlichen Probennahme dazwischen. Die Bodenproben stammten von den Töpfen der zeitgleich beprobten Pflanzen oder von denen der nächsten Probennahme an den Pflanzen, wenn die Bodenprobennahme dazwischen lag.

Die Probennahme erfolgte mit einem Handprobennehmer aus Edelstahl mit Hohlmeißel von 30 cm Länge. Dieser wurde bis zum Boden des Topfes durchgestochen, anschließend wurde die Bodensäule gleichmäßig auf drei Horizonte aufgeteilt: Oben (O), Mitte (M) und Unten (U). In jedem Topf wurden zwei Proben auf gegenüberliegenden Seiten der Pflanze im Abstand von ungefähr 3 cm zur Pflanze genommen. Die Proben aus demselben Topf und Horizont wurden gemischt und standen zum Lufttrocknen eine Woche in Aluschalen im Gewächshaus. Danach wurden die Proben durch ein Raster

mit 2 mm gesiebt und 6 g davon in Plastikgefäße (Volumen: 50 mL) eingewogen. Diese wurden mit 30 mL deionisiertem Wasser gefüllt, also zu einer Mischung von 1:5 Boden zu deionisiertem Wasser, und 60 min liegend auf einem Schüttler geschüttelt. Danach wurden die Plastikgefäße für 30 min aufgestellt, sodass sich die großen Bodenpartikel absetzen konnten.

Die Leitfähigkeit in der Lösung über dem Satz wurde als Indikator für die Salinität mit dem EC-Meter „ProfiLine™ pH/Cond 3320 Universal Multi-parameter Portable Meter Set 2“ (WTW) gemessen und mit einer zuvor erstellten Kalibrierungskurve mit Lösung bekannter Konzentration umgerechnet. Zwischen den Messungen wurde die EC-Sonde mit deionisiertem Wasser gesäubert.

2.7 Probennahme an den Pflanzen

Die drei Probennahmen an den Pflanzen fanden zu verschiedenen Zeitpunkten statt. Die erste an TNP 26, die zweite an TNP 40 und 41 und die dritte an TNP 54 und 55. Nach jeder Probennahme wurden die verbleibenden Pflanzen mit Baumwollfäden über dem jüngsten entfalteten Blatt markiert, um die Pflanze in Wachstumsabschnitte zu unterteilen. Deshalb gab es bei der ersten Probennahme einen Altersabschnitt: Alt (A), bei der zweiten Probennahme zwei: A, Jung (J) und bei der dritten Probennahme drei: A, Mittelalt (MA), J. Ein Blatt galt als entfaltet, wenn der Winkel zwischen den beiden Spreitenhälften eher den älteren intakten Blättern als den noch geschlossenen glich. In

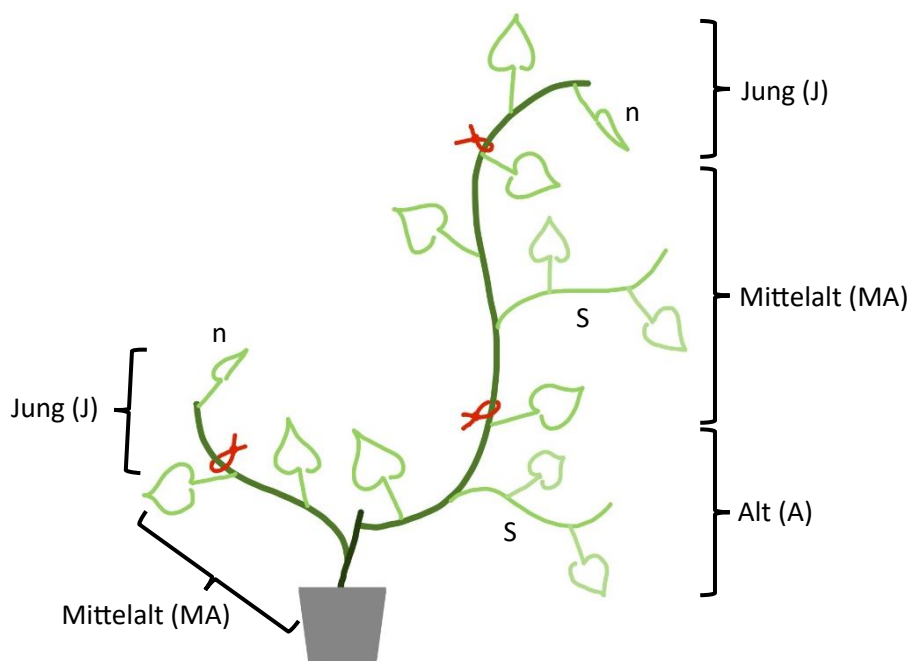


Abbildung 5: Schematische Darstellung einer Süßkartoffelpflanze mit Einteilung in die Altersabschnitte Alt, Mittelalt und Jung. In rot sind die Wollfäden dargestellt, die verwendet wurden, um die Grenze zwischen den Abschnitten zu markieren. Die dargestellte Pflanze besitzt zwei Ranken, die vom Steckling ausgehen. Die größere Ranke hat Anteile in allen Altersabschnitten und zwei Seitentriebe. Die kleinere Ranke hat keinen Anteil im Abschnitt A und keine Seitentriebe. Seitentriebe sind mit S gekennzeichnet, nicht voll-entfaltete Blätter mit n.

2.8 Erfassung morphologischer Parameter

Die morphologischen Parameter waren in alphabetischer Reihenfolge: Anzahl an Seitentrieben, Anzahl Blüten, Anzahl seneszenten Blätter, Blattzahl an den Seitentrieben, Blattzahl an der Ranke, Gesamtanzahl der Blätter, Gesamtlänge der Seitentriebe und Rankenlänge. Ein Blatt galt als seneszent, wenn weniger als 50 % der Blattspreite bei Sichtprüfung grün waren. Die genannten Parameter wurden für jeden Altersabschnitt separat erfasst. Die Länge der Ranke wurde mit einem Gliedermaßstab vom Austritt der Ranke aus dem Boden bis zum Ansatz des Blattstiels des jüngsten entfalteten Blattes gemessen. Die Länge der Seitentriebe wurde ebenso gemessen. Der Ausgangspunkt war dabei der Ansatz des Seitentriebs an der Ranke. Ein Seitentrieb wurde dann als solcher gezählt, wenn er mindestens ein entfaltetes Blatt hatte. Bei den Blattzahlen wurden nur Entfaltete gezählt.

2.9 Destruktive Probennahme an den Pflanzen

Nach dem Erfassen der morphologischen Parameter wurden die Pflanzen mit Hilfe von Scheren und Teppichmessern auf einer Arbeitsfläche zunächst in die Altersabschnitte (A, MA, J) und anschließend in ihre verschiedenen Teile geteilt. Die Arbeitsfläche war mit Plastikfolie ausgelegt, um Verschmutzungen zu vermeiden. Die festgelegten Teile der Pflanze waren in alphabetischer Reihenfolge: Blätter, Blüten, Seitentriebblätter, Seitentriebblattstiele, Seitentriebstängel, senescente Blätter, senescente Blattstiele und Stängel. Die Pflanzen wurden direkt oberhalb der Erdoberfläche abgeschnitten. Die Blattstiele wurden direkt an ihrem Ansatz an der Ranke abgetrennt und das Blatt wiederum direkt am Übergang von Blattstiel zu Spreite, wobei entfaltete und nicht entfaltete Blätter unterschieden wurden. Die Aufteilung der seneszenten Blätter entsprach denen der Intakten. Die Blüten mit Blütenstiel wurden ebenfalls direkt am Ansatz des Blütenstiels von der Ranke abgetrennt. Die Seitentriebe wurden an ihrem Ansatz von der Ranke abgetrennt und im selben Vorgehen wie die Haupttriebe zerlegt.

Die Pflanzenteile wurden anschließend in beschriftete Papiertüten im Trockenofen „UFB500“ (Memmert) für mindestens 48 Stunden bei 60 °C getrocknet. Bei den Blättern wurde vor dem Füllen in die Papiertüten die Blattfläche gemessen.

2.10 Bestimmung der Trockenmasse

Vor der TM-Messung wurden die Proben nach den initialen 48 Stunden nach Probennahme nochmals über Nacht im Trockenofen bei 60 °C getrocknet. Sofort anschließend wurden sie für 10 Minuten in einem Exsikkator abgekühlt, um die Aufnahme von Feuchtigkeit während des Abkühlens zu verhindern. Danach wurden die Proben mit einer Laborwaage eingewogen.

2.11 Blattflächenmessung

Bei der Blattflächenmessung wurde ebenso nach Altersabschnitten und zwischen Haupttriebblättern und Seitentriebblättern unterschieden. Die Geräte zur Messung waren „LI-3000C Portable Leaf Area Meter“ und „LI-3050C Transparent Belt Conveyer“ (LI-COR). Die Blätter wurden dazu auf das transparente Band gelegt, das sich mit konstanter Geschwindigkeit durch die Scan-Einheit bewegte. Das Gerät gab dann die aufsummierte Fläche der aufgelegten Blätter aus. Um Verschmutzung der transparenten Bänder durch Milchsäure aus den Blättern zu vermeiden, wurden die Blätter mit dem Blattgrund in transparente Plastikfolie eingepackt, die in regelmäßigen Abständen gesäubert wurde.

2.12 Abgeleitete Parameter

Zusätzliche abgeleitete Parameter waren die SBF (Blattfläche / Blatttrockenmasse = SBF), die Gesamtachsenlänge (GAL) (Rankenlänge + Gesamtlänge der Seitentriebe = GAL) und der Anteil seneszenten Blätter (Anzahl seneszenten Blätter / (Anzahl seneszenten Blätter + Gesamtblattzahl) = Anteil seneszenten Blätter).

2.13 Statistik

Die Daten wurden statistisch im Tabellenkalkulationsprogramm „Microsoft Excel“ (Microsoft 365 MSO (Version 2308 Build 16.0.16731.20182) 64 Bit) unter Verwendung der „Real Statistics Resource Pack“ Software (Real-statistics, Zaiontz, C., 2023) ausgewertet. Zum Vergleich zwischen FW beider Genotypen sowie FW und SW eines Genotyps dienten einfache t-Tests mit einem Signifikanzniveau $\alpha = 5\%$. Zum Vergleich der K-Behandlungen innerhalb eines Genotyps wurden eine einfache Varianzanalyse mit einem Signifikanzniveau $\alpha = 5\%$ und der Tukey HSD-Test als Post-hoc-Test verwendet. Die Korrelation und Regression wurden ebenfalls mit einem Signifikanzniveau $\alpha = 5\%$ berechnet. Darstellungen wurden mit Sigmaplot 12.5 erstellt.

3 Ergebnisse

3.1 Salinität im Boden

3.1.1 Ansteigende Leitfähigkeit durch Salzbewässerung und Kaliumdüngung

Die elektrische Leitfähigkeit in der 1:5 Bodenlösung (EC 1:5) der mit Salzwasser bewässerten Töpfe ist über alle Probennahmen hinweg signifikant höher als die der FW-Behandlung (**Abbildung 6, Anhang, Tabelle 13**). Außerdem nimmt EC 1:5 in SW im Verlauf des Versuchs bis auf $2.52 \text{ dS m}^{-1} \pm .50$ zu, außer von der Probennahme an TNP 33 zu 41, hier sinkt sie leicht ab. Dagegen bleibt EC 1:5 in der FW-Behandlung konstant niedrig mit $.25 \text{ dS m}^{-1} \pm .03$ zu Beginn und $.14 \text{ dS m}^{-1} \pm .01$ zum Ende des Versuchs (**Abbildung 6**). Zudem zeigt sich bei den Probennahmen an TNP 41 und 48 eine signifikante Erhöhung der Leitfähigkeit durch die Düngegaben in SW + K2 und SW + K3 gegenüber SW (**Abbildung 7, links, Anhang, Tabelle 13**).

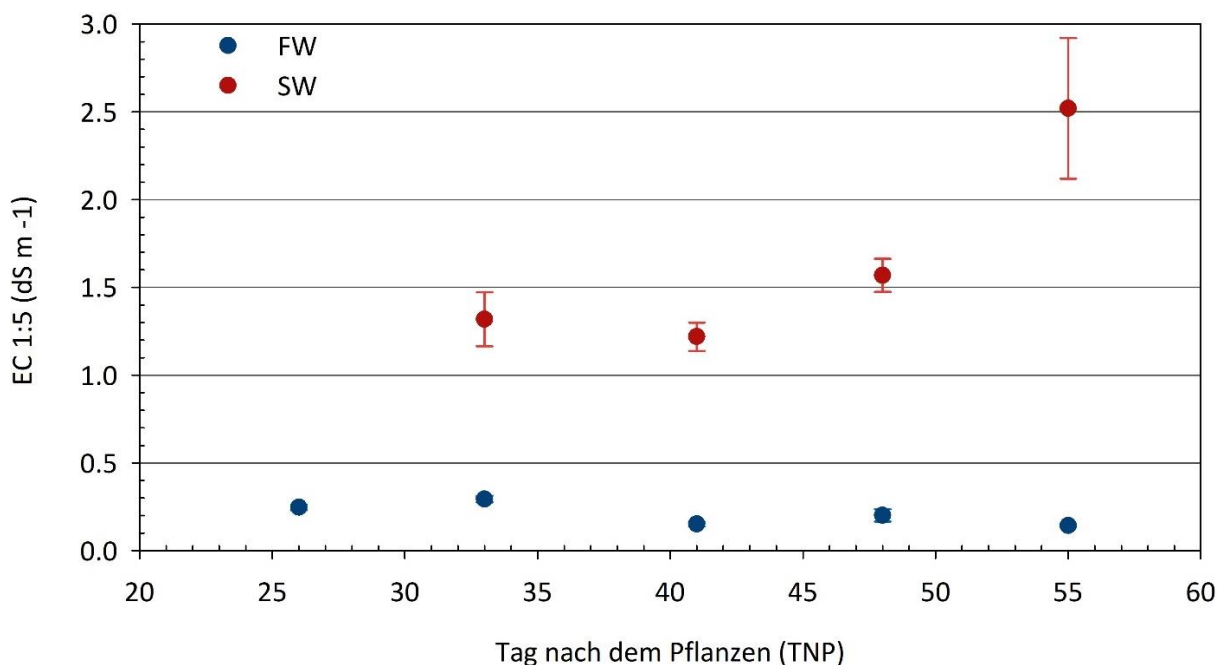


Abbildung 6: Mittelwerte der elektrischen Leitfähigkeit in der 1:5 Bodenlösung (EC 1:5) über alle Bodenhorizonte der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

3.1.2 Erhöhte Leitfähigkeit im oberen und unteren Bodenhorizont

Ab Beginn der Salzwasserbewässerung ist EC 1:5 in SW in O zu allen Probennahmen signifikant höher als in M und U und nimmt bis TNP 55 auf $4.39 \text{ dS m}^{-1} \pm 1.37$ zu (**Abbildung 7, rechts, Anhang, Tabelle 14**). Zudem ist EC 1:5 in U außer bei TNP 55 stets höher als in M, jedoch ist dieser Unterschied nur an TNP 41 signifikant. Dagegen sind in FW nur an TNP 26 signifikante Unterschiede zwischen den Horizonten

erkennbar und signifikant, wobei sowohl O als auch U signifikant größer als M sind, im weiteren Verlauf jedoch nicht mehr (Anhang, Tabelle 14).

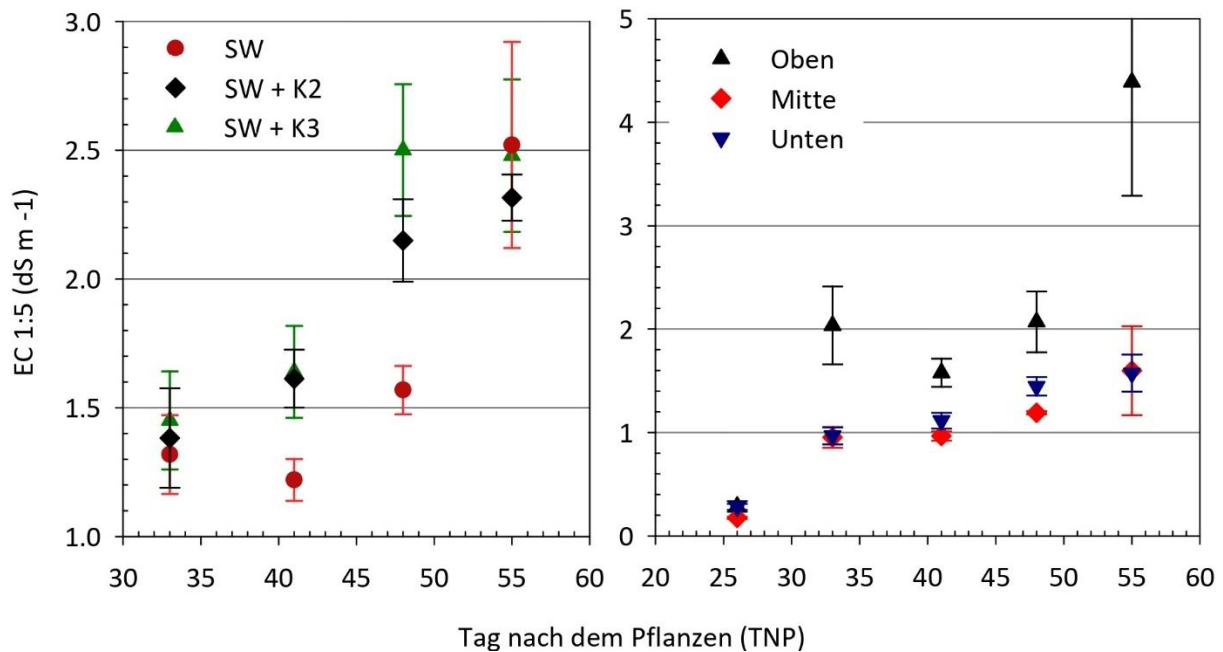


Abbildung 7: Links: Mittelwerte der elektrischen Leitfähigkeit in der 1:5 Bodenlösung (EC 1:5) über alle Bodenhorizonte der Behandlungen Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW), mit Kaliumdüngungsstufe 2 (SW + K2) und mit Kaliumdüngungsstufe 3 (SW + K3). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler. Rechts: Mittelwerte der elektrischen Leitfähigkeit in der 1:5 Bodenlösung (EC 1:5) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) je Horizont (Oben, Mitte, Unten). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

3.2 Trockenmasse (Toleranzindikator)

3.2.1 Entwicklung der Genotypen unter Frischwasserbewässerung

Beide Genotypen steigern ihre TM in FW im Verlauf des Versuchs stetig (Abbildung 8). Dabei weist G2 mit $3.20 \text{ g} \pm 1.74$ bei TNP 26 noch eine signifikant höhere TM als G1 mit $0.88 \text{ g} \pm .41$ auf ($t(6) = -3.18, p = .019$). Die höheren TM von G2 setzen sich zwar auch bei den weiteren Probennahmen fort, allerdings sind diese nicht mehr signifikant verschieden zu denen von G1 (Tabelle 2).

3.2.2 Reduktion der Trockenmasse durch saline Bedingungen

Unter salinen Bedingungen treten bei beiden Genotypen bereits an TNP 40 Einbußen der TM auf (Abbildung 8). Die Abnahme von SW gegenüber FW ist dabei jedoch nur für G2 signifikant. An TNP 54 ist die Reduktion der TM bei beiden Genotypen nochmals deutlicher und auch signifikant. Im Gegensatz zu TNP 40 ist die Abnahme bei G1 stärker als bei G2. Der Unterschied in der Abnahme von G1 gegenüber G2 ist allerdings zu beiden Zeitpunkten nicht signifikant (Tabelle 2).

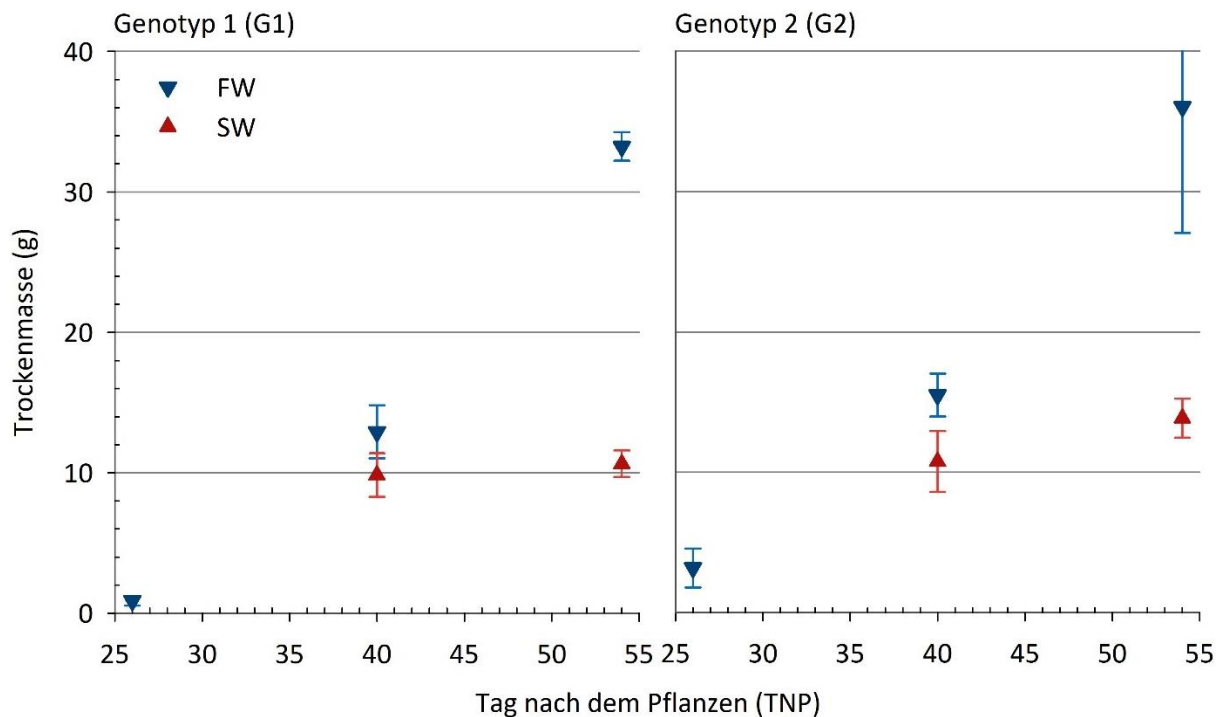


Abbildung 8: Mittelwerte der Trockenmasse (TM) (g) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 2: Mittelwerte und Standardabweichung der Trockenmasse (TM) beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Abnahme	SW	
G1	12.92 g ± 1.67	24 % ± 11	9.83 g ± 1.37	$t(4) = 2.48, p = .068$
G2	15.51 g ± 1.34	31 % ± 12	10.78 g ± 1.91	$t(4) = 3.50, p = .025$
	$t(4) = -2.09, p = .105$	$t(4) = .70, p = .521$		

TNP 54	FW	Abnahme	SW	
G1	33.24 g ± .90	68 % ± 3	10.64 g ± .48	$t(4) = 31.77, p < .001$
G2	36.04 g ± 7.94	62 % ± 3	13.86 g ± .71	$t(2) = 4.78, p = .041$
	$t(2) = -0.61, p = .605$	$t(4) = -2.64, p = .058$		

3.3 Kaliumbehandlung

Innerhalb der K-Behandlungen sind bei der TM weder an TNP 40 noch 54 signifikante Unterschiede sichtbar. Zudem ist kein zunehmender oder abfallender Trend mit steigender Kaliumdüngung sichtbar. Das gilt darüber hinaus für alle weiteren Parameter mit Ausnahme der Gesamtblattzahl und

Rankenlänge, weswegen die Kaliumdüngung bei den Ergebnissen der übrigen Parameter nicht erwähnt wird. Die zugehörigen Mittelwerte und Teststatistiken sind im [Anhang, Tabelle 16](#) zu finden

3.4 Rankenlänge

Die Rankenlänge nimmt bei beiden Genotypen in FW im Versuchsverlauf stetig zu ([Abbildung 9](#)). Bei G1 steigt sie von 9.97 cm $\pm$ 5.94 an TNP 26 auf 186.77 cm $\pm$ 49.96 an TNP 54 an. Bei G2 steigt sie von 41.35 cm $\pm$ 21.93 an TNP 26 auf 196.97 cm $\pm$ 11.62 an TNP 54 an. Dabei ist die Rankenlänge von G2 an TNP 26 ($t(6) = -3.38$, $p = .015$) und 40 signifikant größer als die von G1, auch an TNP 54 ist sie größer, jedoch nicht mehr signifikant ([Tabelle 3](#)).

In SW ist die Rankenlänge bereits an TNP 40 in beiden Genotypen signifikant gegenüber FW reduziert ([Abbildung 9](#)). An TNP 54 ist die Abnahme immer noch deutlich, jedoch ist nur die Abnahme bei G2 signifikant. Der Rückgang in SW gegenüber FW ist zwischen den beiden Genotypen nicht signifikant verschieden ([Tabelle 3](#)).

An TNP 54 gibt es signifikante Unterschiede innerhalb der K-Behandlungen, der Post-hoc-Test lässt aber keinen Schluss zu, welche Behandlungen sich unterscheiden ([Anhang, Tabelle 16](#)).

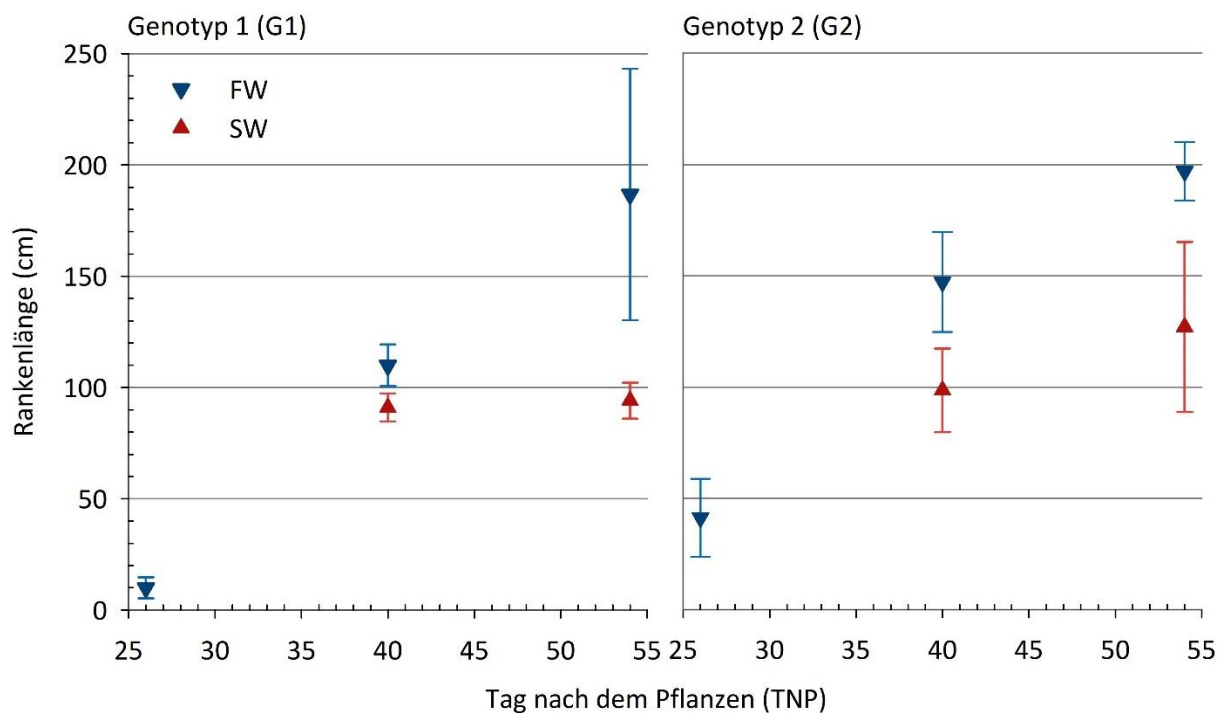


Abbildung 9: Mittelwerte der Rankenlänge (cm) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 3: Mittelwerte und Standardabweichung der Rankenlänge beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Abnahme	SW	
G1	109.97 cm ± 8.26	17 % ± 5	91.00 cm ± 5.56	$t(4) = 3.30, p = .030$
G2	147.23 cm ± 19.86	33 % ± 11	98.57 cm ± 16.60	$t(4) = 3.25, p = .031$
	$t(4) = -3.00, p = .040$	$t(4) = 2.22, p = .091$		

TNP 54	FW	Abnahme	SW	
G1	186.77 cm ± 49.96	50 % ± 4	94.07 cm ± 7.15	$t(2) = 3.18, p = .086$
G2	196.97 cm ± 11.62	36 % ± 17	127.03 cm ± 33.81	$t(4) = 3.39, p = .028$
	$t(4) = -0.34, p = .748$	$t(2) = -1.39, p = .299$		

3.5 Gesamtachsenlänge

3.5.1 Gesamtachsenlänge unter Frisch- und Salzwasserbewässerung

Die GAL unterscheidet sich erst ab TNP 40 von der Rankenlänge, da erst ab diesem Zeitpunkt Seitentriebe vorhanden waren. Die GAL steigt bei beiden Genotypen in FW stetig an und ist bei G2 zu allen Zeitpunkten größer als bei G1, jedoch nur an TNP 26 signifikant größer ($t(6) = -3.38, p = .015$), (Abbildung 10, Tabelle 4).

In SW ist die GAL gegenüber FW bei beiden Genotypen sowohl an TNP 40 als auch 54 signifikant vermindert. Der Rückgang in SW gegenüber FW ist zwischen den beiden Genotypen nicht signifikant verschieden (Abbildung 10, Tabelle 4).

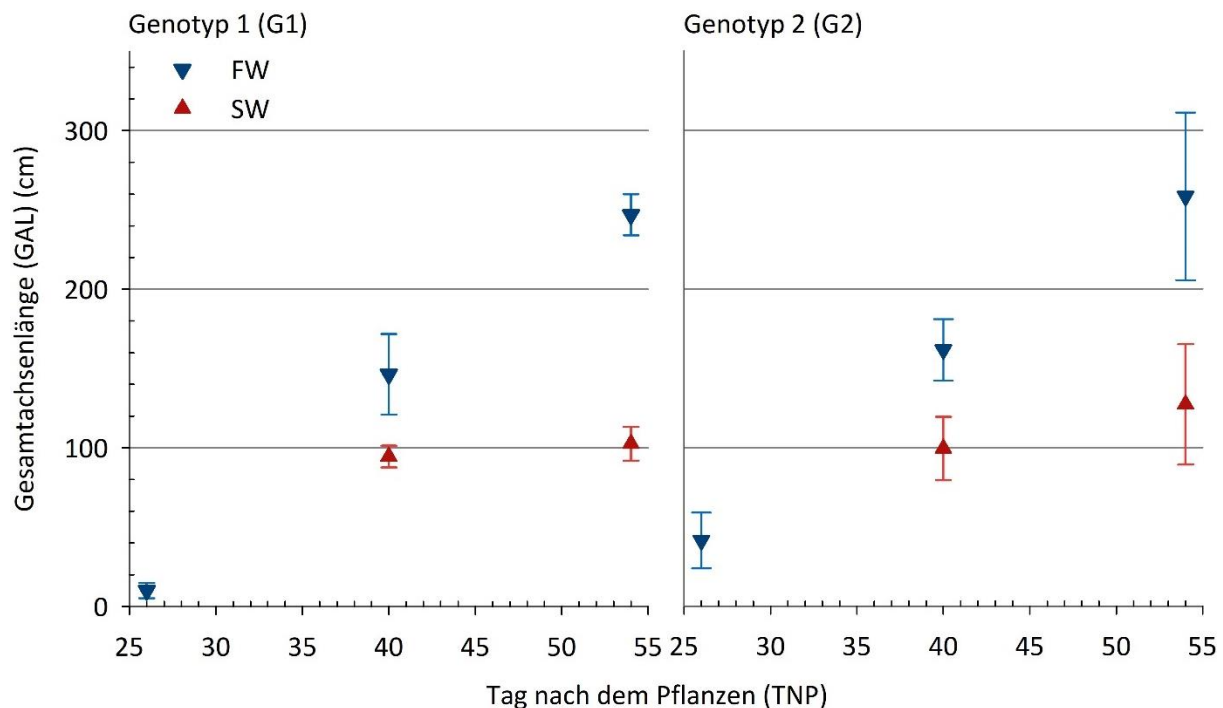


Abbildung 10: Mittelwerte der Gesamtachsenlänge (GAL) (cm) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 4: Mittelwerte und Standardabweichung der Gesamtachsenlänge beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Abnahme	SW	
G1	146.37 cm ± 22.49	35 % ± 4	94.50 cm ± 6.02	$t(4) = 3.86, p = .018$
G2	161.53 cm ± 17.10	39 % ± 11	99.33 cm ± 17.65	$t(4) = 4.38, p = .012$
	$t(4) = -0.93, p = .405$	$t(4) = .455, p = .672$		

TNP 54	FW	Abnahme	SW	
G1	247 cm ± 11.43	59 % ± 4	102.53 cm ± 9.33	$t(4) = 16.96, p < .001$
G2	258 cm ± 46.72	51 % ± 13	127.20 cm ± 33.56	$t(4) = 3.95, p = .017$
	$t(4) = -0.41, p = .704$	$t(4) = -0.99, p = .379$		

3.5.2 Korrelation zwischen Gesamtachsenlänge und Trockenmasse

Wegen des ähnlichen Verhaltens von TM und GAL wurden die gesamten Daten der beiden Parameter gegeneinander aufgetragen (**Abbildung 11**). Bei graphischer Prüfung wurde eine leichte Abweichung von der Normalverteilung und Heteroskedasdität festgestellt, weshalb robuste Standardfehler (HC4)

für die Berechnung verwendet wurden (Real-statistics, Zaiontz, 2023). Die Regressionsgerade wurde wegen des biologischen Zusammenhangs durch den Ursprung gelegt. Die Korrelation zeigt einen stark positiven signifikanten Zusammenhang ($r = .98$; $p < .001$). Das Bestimmtheitsmaß R^2 der dazugehörigen linearen Regression sagt aus, dass 97 % der Varianz der TM durch die GAL erklärt werden können. Der Regressionskoeffizient $\beta = .115$ ist signifikant ($t(70) = 25.7$; $p < .001$).

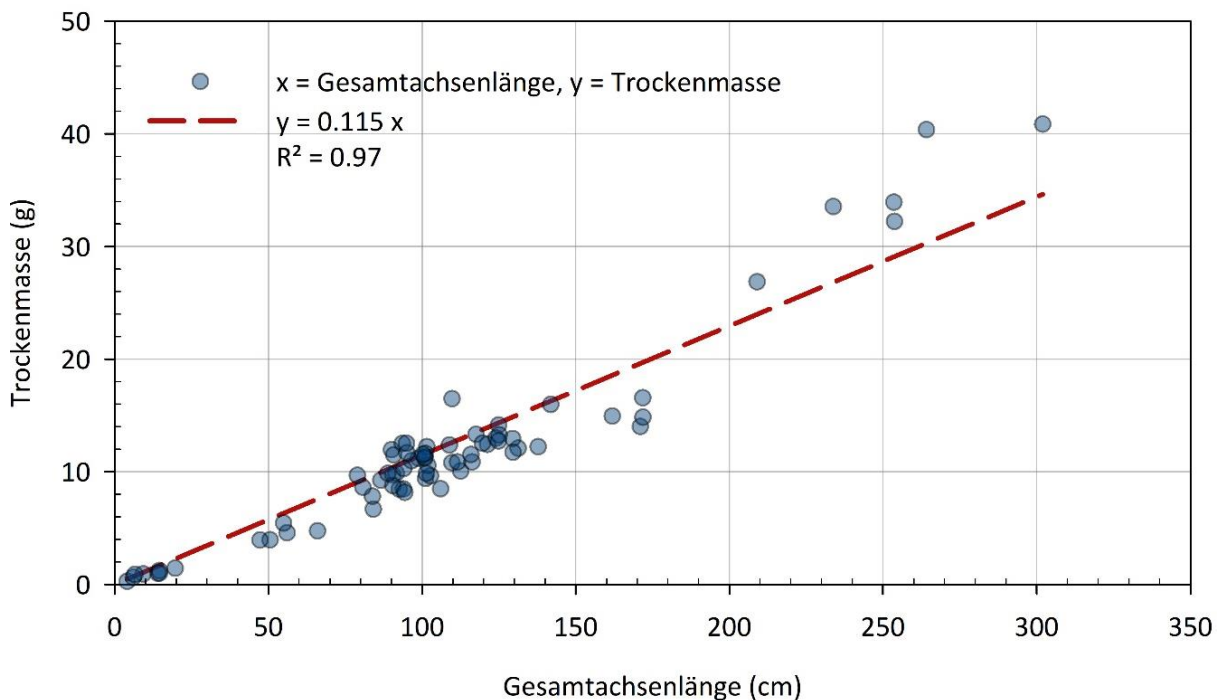


Abbildung 11: Lineare Regression durch den Ursprung mit Gesamtachsenlänge (GAL) (cm) als Prädiktor für Trockenmasse (TM) (g). Bestimmtheitsmaß R^2 sowie die Geradengleichung sind angegeben. Es wurden die Werte aller Behandlungen und Probennahmen verwendet.

3.6 Blattfläche

In FW steigt bei beiden Genotypen die Blattfläche im Verlauf des Versuchs stetig an (**Abbildung 12**). G1 besitzt an TNP 26 eine Blattfläche von $245.27 \text{ cm}^2 \pm 86.96$, während G2 mit $588.71 \text{ cm}^2 \pm 360.86$ die deutlich größere, jedoch nicht signifikant verschiedene Blattfläche hat ($t(6) = -2.27$, $p = .064$). An TNP 40 und 54 ist dagegen die Blattfläche von G1 größer als die von G2, jedoch ebenfalls nicht signifikant verschieden (**Tabelle 5**).

Unter salinen Bedingungen war bei beiden Probennahmen nach Beginn der Salzwasserbewässerung die Blattfläche bei beiden Genotypen gegenüber FW reduziert. Bei G2 ist der Rückgang stärker als bei G1, aber nicht signifikant verschieden. An TNP 40 ist die Abnahme für beide Genotypen signifikant. An TNP 54 ist dagegen die Blattfläche von G1 signifikant reduziert und auch stärker als die von G2. Diese ist zwar ebenfalls deutlich, aber nicht signifikant reduziert. Der Rückgang der Blattfläche in SW an TNP 54 gegenüber FW ist zwischen den beiden Genotypen auch nicht signifikant verschieden.

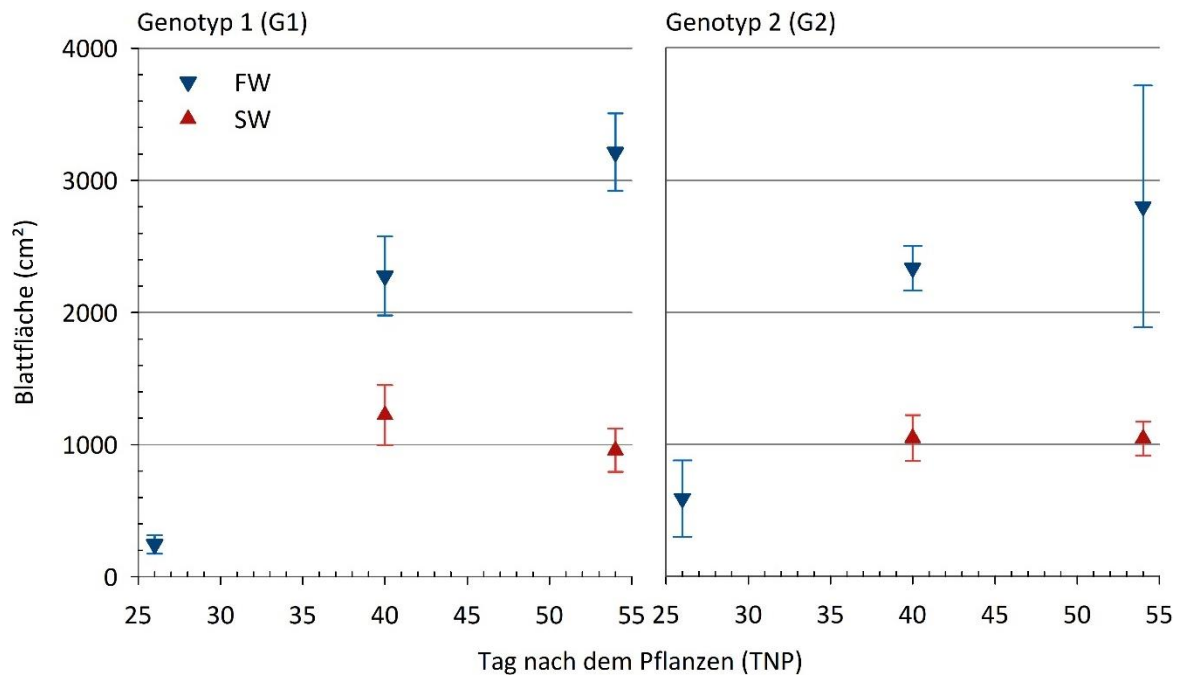


Abbildung 12: Mittelwerte der Blattfläche (cm²) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 5: Mittelwerte und Standardabweichung der Blattfläche beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Abnahme	SW	
G1	2277.89 cm ² ± 264.24	46 % ± 9	1223.89 cm ² ± 200.94	$t(4) = 5.50, p = .005$
G2	2332.89 cm ² ± 150.38	55 % ± 7	1047.69 cm ² ± 153.57	$t(4) = 10.36, p < .001$
	$t(4) = -0.31, p = .770$	$t(4) = 1.39, p = .237$		

TNP 54	FW	Abnahme	SW	
G1	3214.22 cm ² ± 259.27	70 % ± 4	957.64 cm ² ± 143.99	$t(4) = 13.18, p < .001.$
G2	2799.81 cm ² ± 808.25	63 % ± 4	1043.80 cm ² ± 112.54	$t(4) = 3.73, p = .065$
	$t(4) = .85, p = .445$	$t(4) = -2.15, p = .097$		

3.7 Spezifische Blattfläche (SBF)

Die SBF nimmt bei beiden Genotypen sowohl in FW als auch in SW mit zunehmendem Alter der Pflanzen ab (**Abbildung 13**). Bei G1 sinkt sie von $46.78 \text{ m}^2 \text{ kg}^{-1} \pm 8.51$ an TNP 26 auf $20.49 \text{ m}^2 \text{ kg}^{-1} \pm 1.65$ an TNP 54 in FW und auf $27.16 \text{ m}^2 \text{ kg}^{-1} \pm 5.18$ an TNP 54 in SW. Bei G2 sinkt sie von $42.76 \text{ m}^2 \text{ kg}^{-1} \pm 9.24$ an TNP 26 auf $28.38 \text{ m}^2 \text{ kg}^{-1} \pm 5.62$ an TNP 54 in FW und auf $31.25 \text{ m}^2 \text{ kg}^{-1} \pm 3.85$ an TNP 54 in SW. Dabei ist die SBF in SW an TNP 40 bei beiden Genotypen zunächst niedriger als in FW, jedoch nur bei G2 signifikant. Bei TNP 54 kehrt sich dieser Trend um und die SBF ist in SW in beiden Genotypen höher als in FW, aber nicht signifikant. Zudem ist die SBF von G2 sowohl an TNP 40 als auch 54 höher, dabei an TNP 40 auch signifikant (**Tabelle 6**). An TNP 26 ist die SBF von G1 höher, jedoch nicht signifikant ($t(10) = .78, p = .452$).

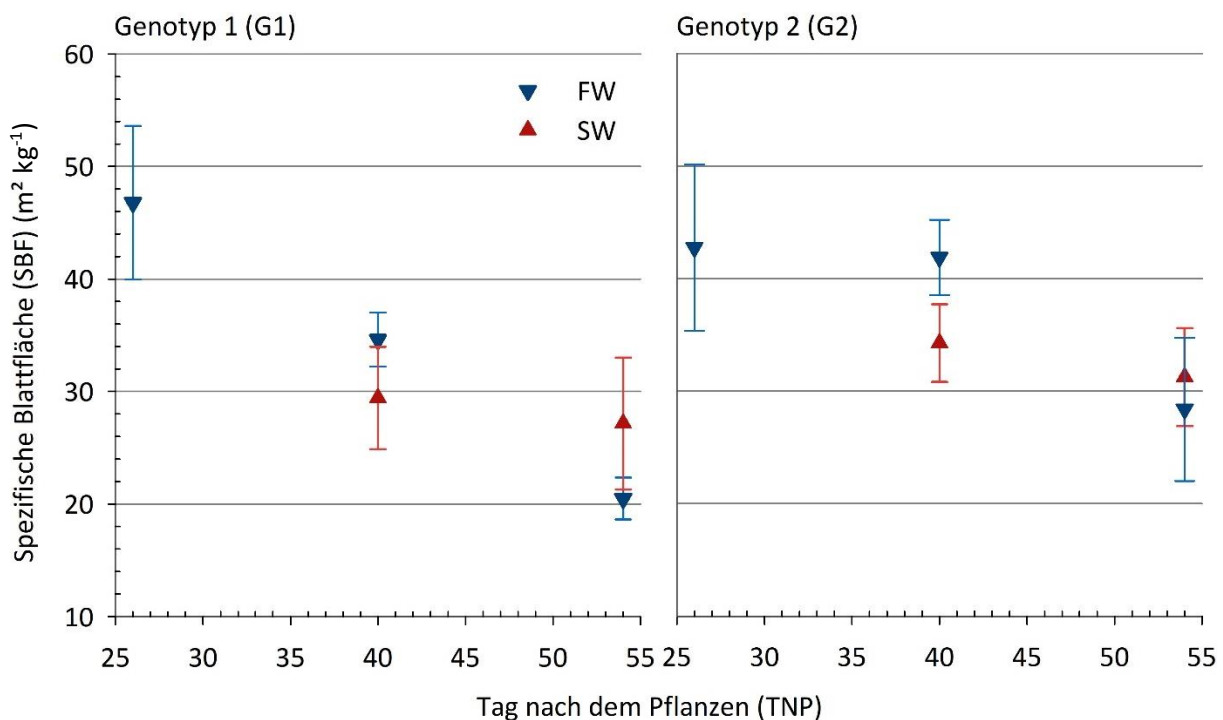


Abbildung 13: Mittelwerte der spezifische Blattfläche ($\text{m}^2 \text{ kg}^{-1}$) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 6: Mittelwerte und Standardabweichung der spezifischen Blattfläche beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40		SW	
FW			
G1	34.61 m ² kg ⁻¹ ± 2.12	29.43 m ² kg ⁻¹ ± 4.03	$t(4) = 1.97, p = .120$
G2	41.86 m ² kg ⁻¹ ± 2.96	34.28 m ² kg ⁻¹ ± 3.05	$t(4) = 3.09, p = .036$
	$t(4) = -3.45, p = .026$		

TNP 54		SW	
FW			
G1	20.49 m ² kg ⁻¹ ± 1.65	27.16 m ² kg ⁻¹ ± 5.18	$t(4) = -2.13, p = .101$
G2	28.38 m ² kg ⁻¹ ± 5.62	31.25 m ² kg ⁻¹ ± 3.85	$t(4) = -0.73, p = .505$
	$t(4) = -2.33, p = .080$		

3.8 Gesamtblattzahl

Die Gesamtblattzahl nimmt bei beiden Genotypen in FW im Versuchsverlauf stetig zu (**Abbildung 14**). Zu Beginn ist sie bei G2 mit 13 ± 7.01 Blättern noch höher als bei G1 mit 8.2 ± 3.14 Blättern ($t(10) = -1.49, p = .168$), das ändert sich jedoch ab TNP 40, hier ist sie bei G2 signifikant niedriger. Auch an TNP 54 ist sie bei G2 niedriger als bei G1, jedoch nicht signifikant (**Tabelle 7**).

In SW ist die Gesamtblattanzahl bei beiden Genotypen deutlich reduziert, wobei die Abnahme gegenüber FW an TNP 40 für beide Genotypen signifikant ist, an TNP 54 nur für G1. Der Rückgang in SW gegenüber FW ist zwischen den beiden Genotypen nicht signifikant verschieden (**Abbildung 14**, **Tabelle 7**).

In SW + K1 ist die Blattzahl an TNP 40 gegenüber SW und SW + K2 signifikant erhöht (**Anhang, Tabelle 16**).

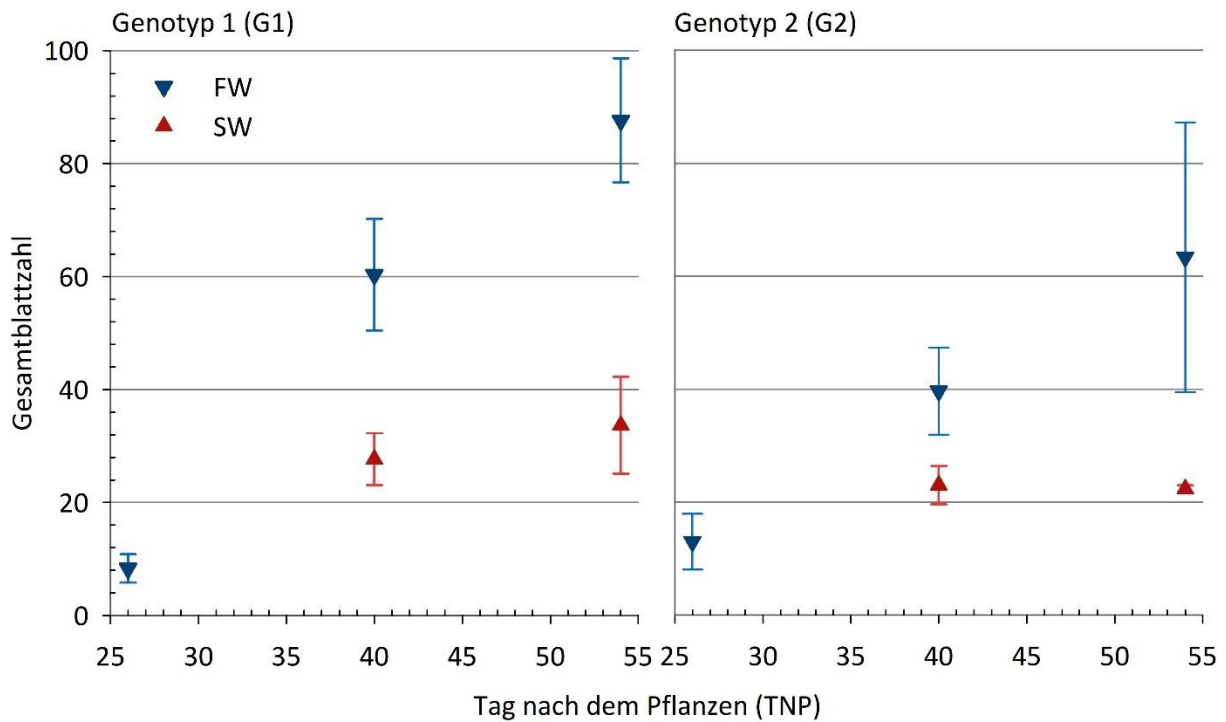


Abbildung 14: Mittelwerte der Gesamtblattzahl der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 7: Mittelwerte und Standardabweichung der Gesamtblattzahl beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Abnahme	SW	
G1	60.33 ± 8.74	54 % ± 7	27.67 ± 4.04	$t(4) = 5.88, p = .004$
G2	39.67 ± 6.81	42 % ± 8	23 ± 3.00	$t(4) = 3.88, p = .018$
	$t(4) = 3.23, p = .032$	$t(4) = -2.08, p = .106$		

TNP 54	FW	Abnahme	SW	
G1	87.67 ± 9.71	62 % ± 9	33.67 ± 7.57	$t(4) = 7.59, p = .002$
G2	63.32 ± 21.12	64 % ± 1	22.33 ± .58	$t(2) = 3.36, p = .008$
	$t(4) = 1.81, p = .144$	$t(2) = .63, p = .595$		

3.9 Blattzahl an der Ranke

An TNP 26 entspricht die Blattzahl an der Ranke der Gesamtblattzahl, da noch keine Seitentriebe vorhanden waren. In FW gibt es weder bei TNP 40 noch 54 signifikante Unterschiede zwischen den Genotypen (**Abbildung 15, Tabelle 8**).

In SW gibt es bei beiden Genotypen an TNP 40 eine signifikante Abnahme gegenüber FW. Auch an TNP 54 gibt es diese Abnahme, sie ist jedoch nur bei G2 signifikant. Der Rückgang in SW gegenüber FW ist zwischen den beiden Genotypen an TNP 54 jedoch signifikant verschieden (**Abbildung 15, Tabelle 8**).

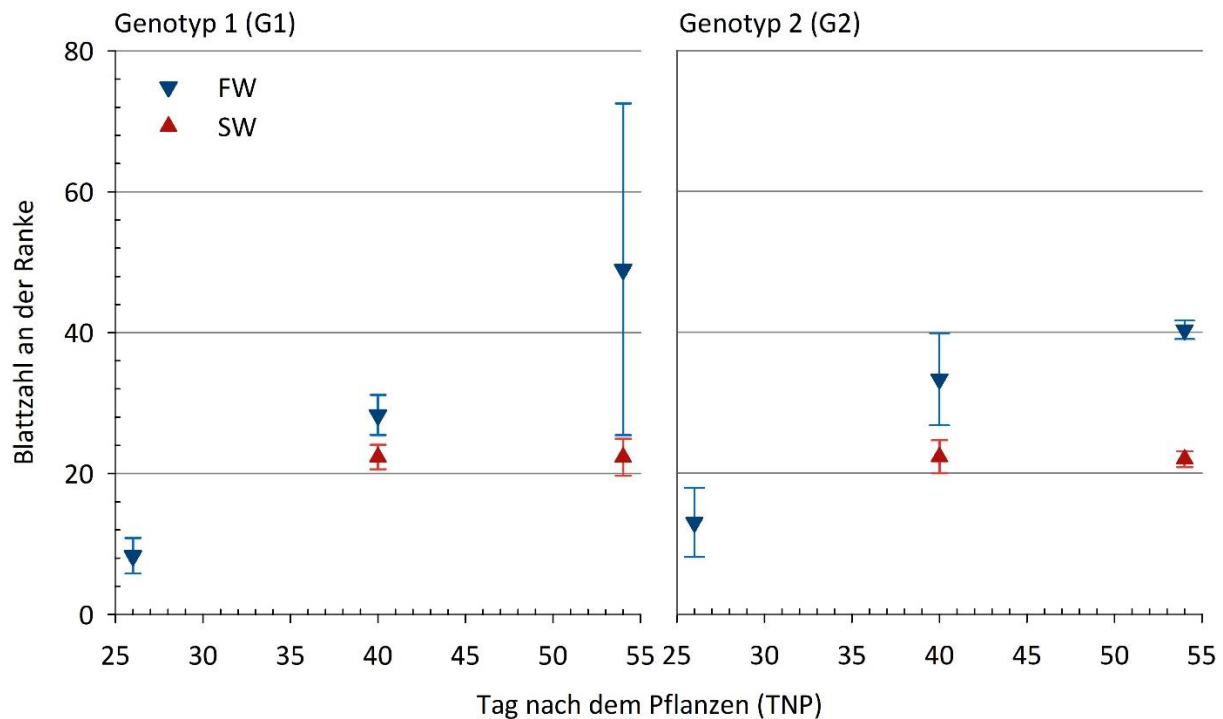


Abbildung 15: Mittelwerte der Blattzahl an der Ranke der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 8: Mittelwerte und Standardabweichung der Blattzahl an der Ranke beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Abnahme	SW	
G1	28.33 ± 2.52	21 % ± 5	22.33 ± 1.53	$t(4) = 3.53, p = .024$
G2	33.33 ± 5.77	33 % ± 6	22.33 ± 2.08	$t(4) = 3.10, p = .036$
	$t(4) = -1.38, p = .241$	$t(4) = 2.48, p = .068$		

TNP 54	FW	Abnahme	SW	
G1	49 ± 20.81	54 % ± 5	23.33 ± 2.31	$t(2) = 2.21, p = .158$
G2	40.32 ± 1.15	45 % ± 2	22.00 ± 1.00	$t(4) = 20.79, p < .001$
	$t(2) = .72, p = .546$	$t(4) = -2.96, p = .043$		

3.10 Anteil seneszenten Blätter

Die ersten seneszenten Blätter wurden an TNP 40 erfasst. Der Anteil der seneszenten Blätter ist dabei in FW an TNP 40 bei G2 signifikant höher als bei G1, an TNP 54 gleichen sie sich dann an (Tabelle 9).

In SW zeigt sich sowohl an TNP 40 als auch an TNP 54 ein Anstieg gegenüber FW in beiden Genotypen, dieser ist aber für beide Genotypen nur an TNP 40 signifikant. Bei TNP 40 nimmt der Anteil bei G1 stärker zu als bei G2. Bei TNP 54 ist die Zunahme bei G1 dagegen geringer als bei G2, der Unterschied der Genotypen in der Zunahme ist aber nur bei TNP 40 signifikant (Abbildung 16, Tabelle 9).

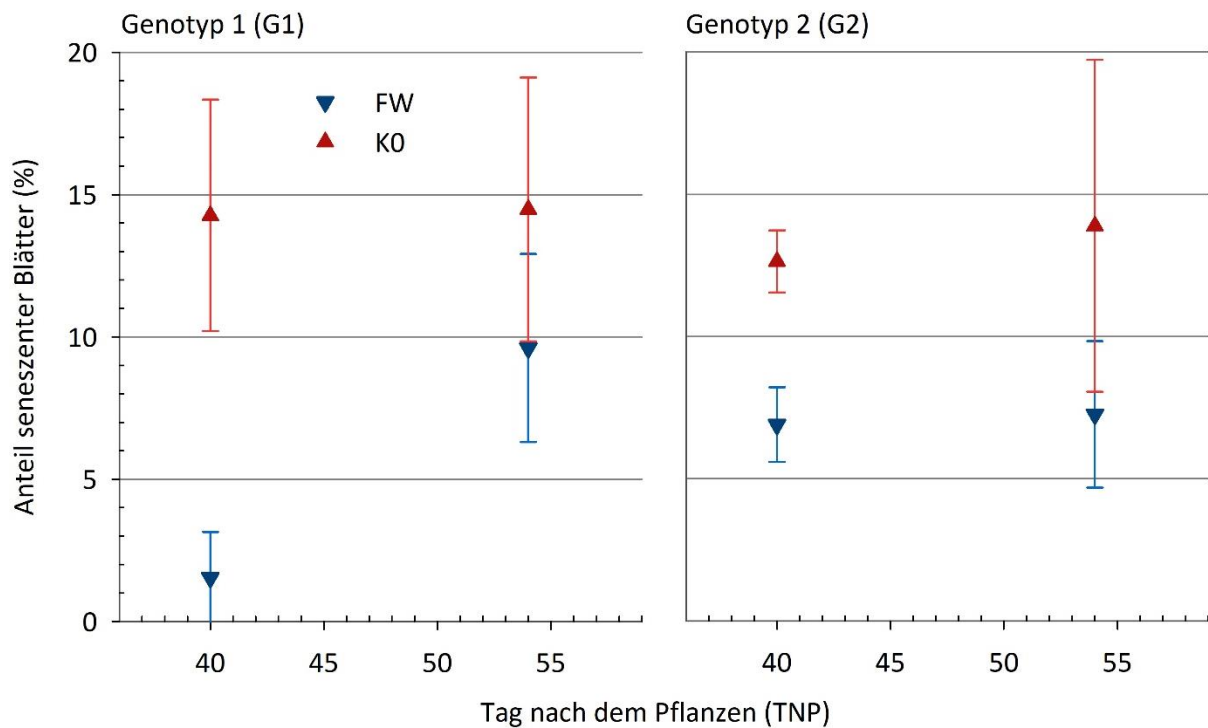


Abbildung 16: Mittelwerte des Anteils seneszenten Blätter (%) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 9: Mittelwerte und Standardabweichung des Anteils seneszenten Blätter beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Zunahme	SW	
G1	2 % ± 1	825 % ± 233	14 % ± 4	$t(4) = -5.70, p = .005.$
G2	7 % ± 1	83 % ± 14	13 % ± 1	$t(4) = -6.59, p = .003$
	$t(4) = 5.08, p = .007$	$t(2) = 5.50, p = .031$		

TNP 54	FW	Zunahme	SW	
G1	10 % ± 3	51 % ± 43	14 % ± 3	$t(4) = -1.68, p = .169$
G2	7 % ± 2	91 % ± 71	14 % ± 5	$t(4) = -2.04, p = .111$
	$t(4) = 1.10, p = .334$	$t(4) = -0.85, p = .444$		

3.11 Seitentriebe

Die ersten Seitentriebe wurden an TNP 40 erfasst.

3.11.1 Anzahl an Seitentrieben

Die Anzahl der Seitentriebe ist in FW bei G1 zu beiden Zeitpunkten höher als die von G2, jedoch nur an TNP 40 signifikant höher (**Abbildung 17, Tabelle 10**).

In SW zeigt sich an TNP 40 für G1 eine signifikante Abnahme gegenüber FW. Auch für G2 zeigt sich eine Abnahme, diese ist aber nicht signifikant. Eine Abnahme ist auch an TNP 54 zu beobachten, jedoch nicht signifikant (**Abbildung 17**). Die Abnahme in SW gegenüber FW ist zwischen den beiden Genotypen nicht signifikant verschieden (**Tabelle 10**).

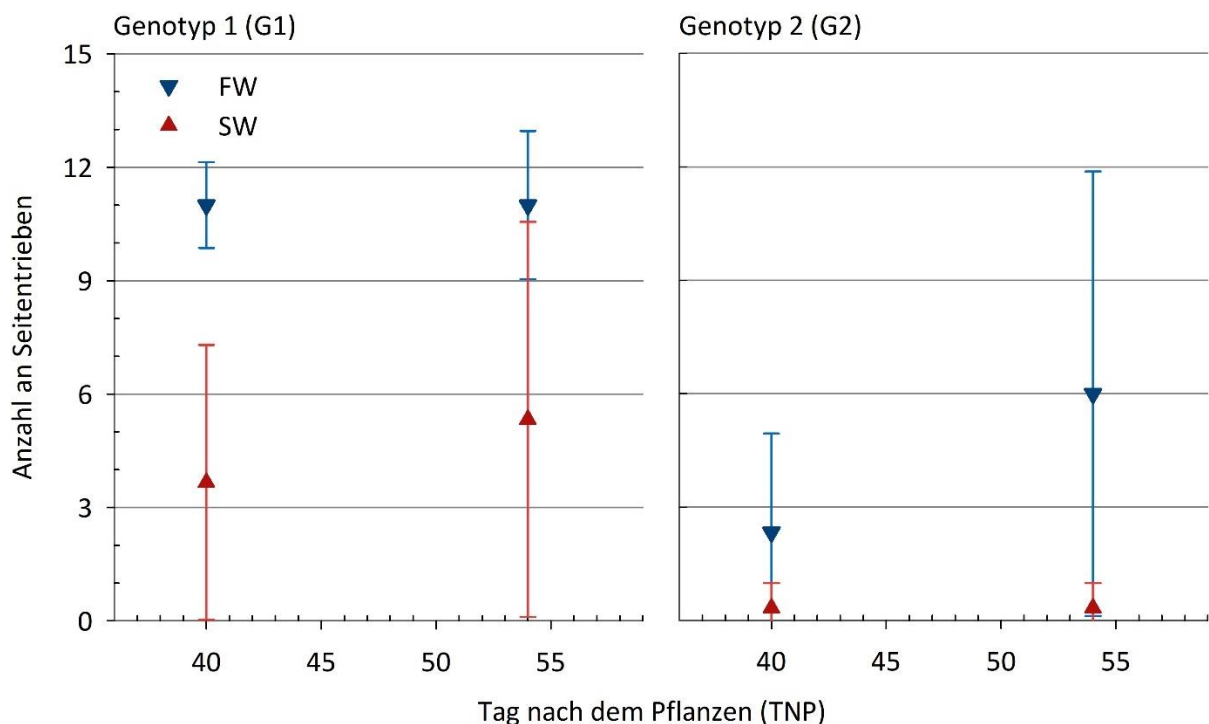


Abbildung 17: Mittelwerte der Anzahl an Seitentrieben der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 10: Mittelwerte und Standardabweichung der Anzahl an Seitentrieben beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Abnahme	SW	
G1	11.00 ± 1.00	67 % ± 29	3.67 ± 3.21	$t(4) = 3.77, p = .020$
G2	2.33 ± 2.31	86 % ± 25	0.33 ± .58	$t(4) = 1.46, p = .219$
	$t(4) = 5.96, p = .004$	$t(4) = .86, p = .438$		

TNP 54	FW	Abnahme	SW	
G1	11.00 ± 1.73	52 % ± 42	5.33 ± 4.62	$t(4) = 1.99, p = .117$
G2	6.00 ± 5.20	94 % ± 10	0.33 ± .58	$t(2) = 1.88, p = .201$
	$t(4) = 1.58, p = .189$	$t(2) = 1.73, p = .226$		

3.11.2 Gesamtlänge der Seitentriebe

Die Gesamtlänge der Seitentriebe steigt für beide Genotypen von TNP 40 zu TNP 54 an (**Abbildung 18**). Ebenso tritt bei beiden Zeitpunkten und beiden Genotypen eine Verminderung in SW gegenüber FW auf, diese Verminderungen sind jedoch nicht signifikant. Der Rückgang in SW gegenüber FW ist zwischen den beiden Genotypen nicht signifikant verschieden (**Tabelle 11**).

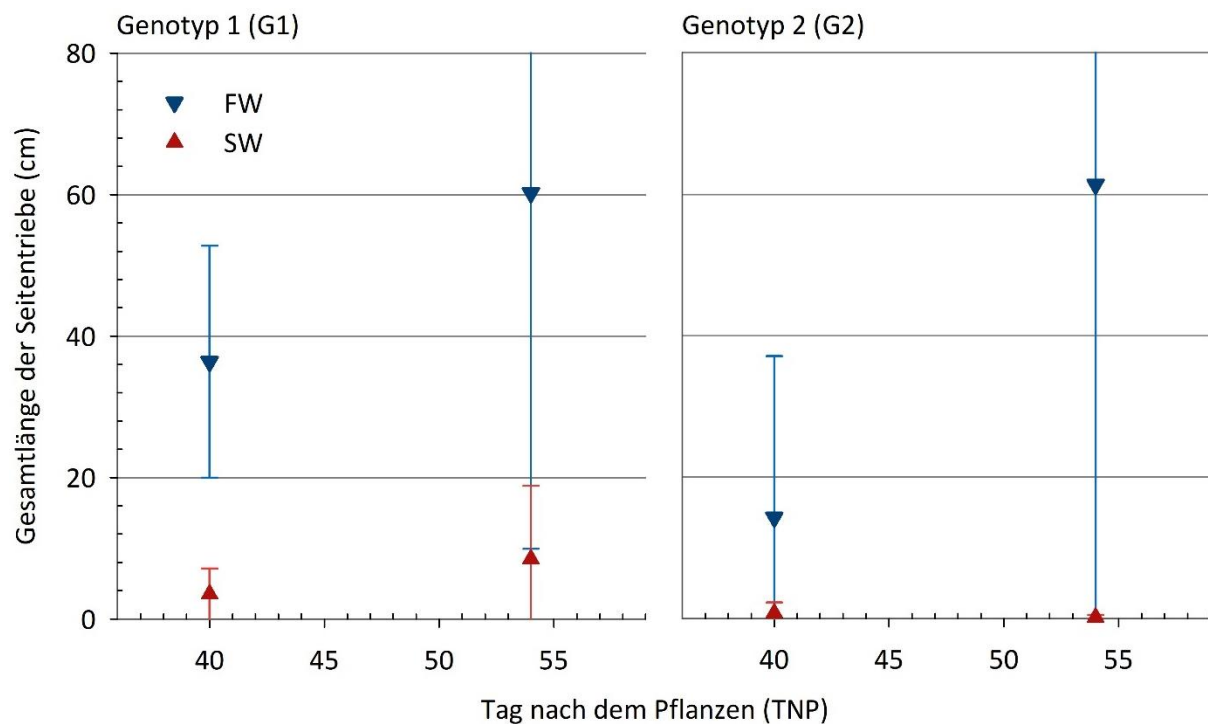


Abbildung 18: Mittelwerte der Gesamtlänge der Seitentriebe (cm) der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 11: Mittelwerte und Standardabweichung der Gesamtlänge der Seitentriebe beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Abnahme	SW	
G1	36.40 cm ± 14.48	90 % ± 9	3.50 cm ± 3.20	$t(2) = 3.84, p = .062$
G2	14.30 cm ± 20.17	95 % ± 9	0.77 cm ± 1.33	$t(2) = 1.16, p = .366$
	$t(4) = 1.54, p = .198$	$t(4) = .58, p = .596$		

TNP 54	FW	Abnahme	SW	
G1	60.23 cm ± 44.45	86 % ± 15	8.47 ± 9.17	$t(4) = 1.98, p = .119$
G2	61.37 cm ± 58.33	99 % ± 1	0.17 ± .29	$t(2) = 1.817, p = .211$
	$t(4) = -0.03, p = .980$	$t(2) = 1.57, p = .257$		

3.11.3 Blattzahl an den Seitentrieben

Die Blattzahl an den Seitentrieben steigt bei beiden Genotypen in FW stetig an (**Abbildung 19**). Sowohl an TNP 40 als auch an TNP 54 ist die Anzahl der Blätter an den Seitentrieben bei G1 größer als bei G2, jedoch nur an TNP 40 signifikant (**Tabelle 12**).

Es tritt bei beiden Zeitpunkten und beiden Genotypen eine Verminderung in SW gegenüber FW auf (**Abbildung 19**), diese ist jedoch nur bei G1 an TNP 40 signifikant. Der Rückgang in SW gegenüber FW ist zwischen den beiden Genotypen nicht signifikant verschieden (**Tabelle 12**).

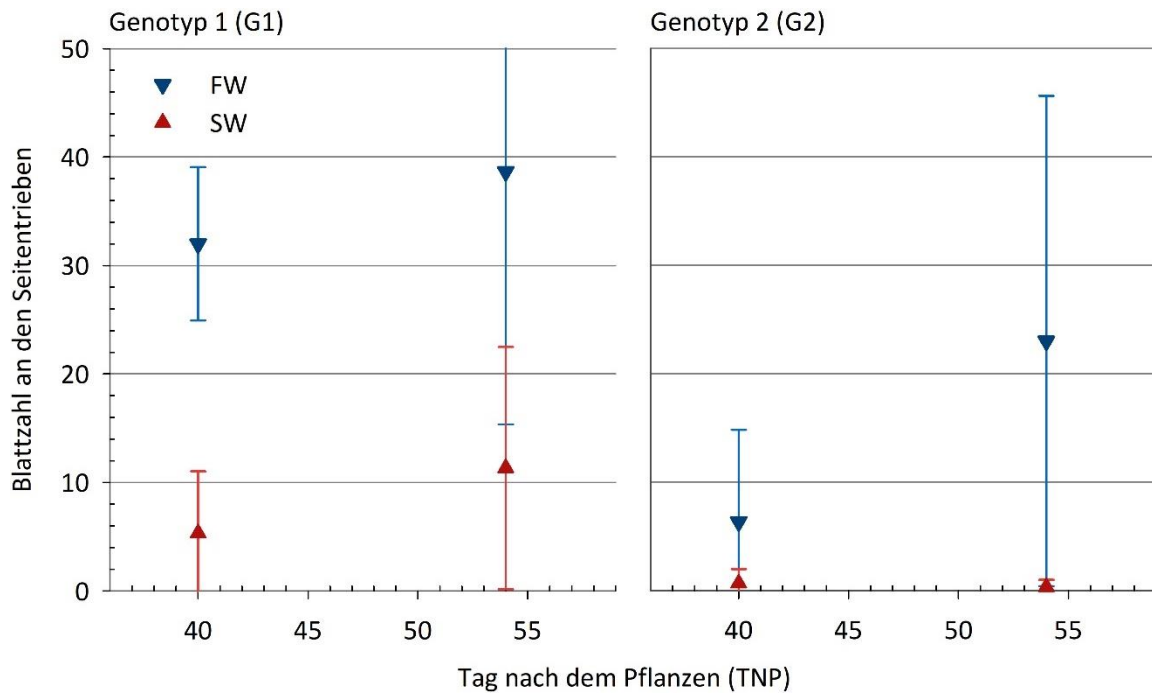


Abbildung 19: Mittelwerte der Blattzahl an den Seitentrieben der Behandlung Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber der Behandlung Frischwasser (FW). Links für Genotyp 1 (G1), rechts für Genotyp 2 (G2). Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

Tabelle 12: Mittelwerte und Standardabweichung der Blattzahl an den Seitentrieben beider Genotypen (G1 und G2) bei den Behandlungen Frischwasser (FW) und Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) an TNP 40 und 54. Zusätzlich ist die Abnahme von FW zu SW angegeben. Die Teststatistiken sind für die Vergleiche zwischen G1 und G2 in FW und deren Abnahme zu SW angegeben. Außerdem für den Vergleich von FW und SW innerhalb der Genotypen.

TNP 40	FW	Abnahme	SW	
G1	32.00 ± 6.24	83 % ± 16	5.33 ± 5.03	$t(4) = 5.76, p = .005$
G2	6.33 ± 7.51	89 % ± 18	0.67 ± 1.15	$t(2) = 1.29, p = .325$
	$t(4) = 4.55, p = .010$	$t(4) = .44, p = .682$		

TNP 54	FW	Abnahme	SW	
G1	38.67 ± 20.60	71 % ± 26	11.33 ± 9.87	$t(4) = 2.07, p = .107$
G2	23 ± 19.97	99 % ± 3	0.33 ± .58	$t(2) = 1.96, p = .188$
	$t(4) = .95, p = .398$	$t(2) = 1.88, p = .201$		

3.12 Blüten und Knollen

Sowohl Blüten als auch Knollen traten nur bei G1 auf, dabei gab es jedoch keinen signifikanten Unterschied in ihrer Anzahl in SW gegenüber FW oder innerhalb der K-Behandlungen (Anhang, Tabelle 15).

3.13 Verteilung auf die Altersabschnitte

Die Verteilung auf die Altersabschnitte wurde für die Parameter TM, Rankenlänge, Gesamtachsenlänge (Abbildung 20), Blattfläche, Gesamtblattzahl und Blattzahl an der Ranke (Abbildung 21) betrachtet. Die Mittelwerte und Teststatistiken sind in Anhang, Tabelle 17 aufgeführt.

Bei dem Vergleich der beiden Genotypen in der Frischwasserbehandlung zeigt sich an TNP 40 ein signifikanter Unterschied bei der Blattfläche und der Gesamtblattzahl. Dabei ist der Anteil im Abschnitt A bei G1 größer als bei G2. Bei der TM und GAL zeigt sich eine ähnliche Tendenz, diese ist aber nicht signifikant, bei der Rankenlänge und der Blattzahl an der Ranke verhalten sich beide Genotypen ähnlich. An TNP 54 gibt es keine signifikanten Unterschiede im Anteil der Altersabschnitte zwischen den Genotypen. Für die Parameter TM, Rankenlänge, Blattfläche und Blattzahl an der Ranke ist der größte Anteil bei beiden Genotypen im Abschnitt MA, für die GAL und die Gesamtblattzahl ist er in Abschnitt A.

Insgesamt findet in SW bei beiden Genotypen im Vergleich zu FW eine Verschiebung der Anteile hin zum Abschnitt A statt. An TNP 40 ist diese Tendenz bei G2 für alle Parameter erkennbar, für die Blattfläche und die Gesamtblattzahl ist die Verschiebung auch signifikant. Bei G1 ist die Verschiebung

hin zu A nur für die Rankenlänge signifikant, und deutet sich bei der Blattzahl an der Ranke und bei der TM an. Für die Gesamtachsenlänge ist die Verteilung in etwa gleich wie in FW, der Anteil der Blattfläche und Gesamtblattzahl ist in J größer.

An TNP 54 zeichnet sich für beide Genotypen in SW ein ähnlicher Verlauf ab: Der größte Anteil ist in A, gefolgt von MA und J. Das gilt für alle Parameter mit Ausnahme der Blattzahl an der Ranke von G1, hier ist der Anteil in MA am größten, aber auch hier ist gegenüber FW der Anteil in A vergrößert. Für G1 ist der Anteil in A gegenüber FW bei der Rankenlänge signifikant vergrößert und der Anteil von J bei der Rankenlänge, der Blattfläche und der Blattzahl an der Ranke signifikant verkleinert. Für G2 ist der Anteil in A gegenüber FW bei der Rankenlänge, der Blattfläche und der Blattzahl an der Ranke signifikant vergrößert und der Anteil von J bei der Blattfläche, der Gesamtblattzahl und Blattzahl an der Ranke signifikant verkleinert.

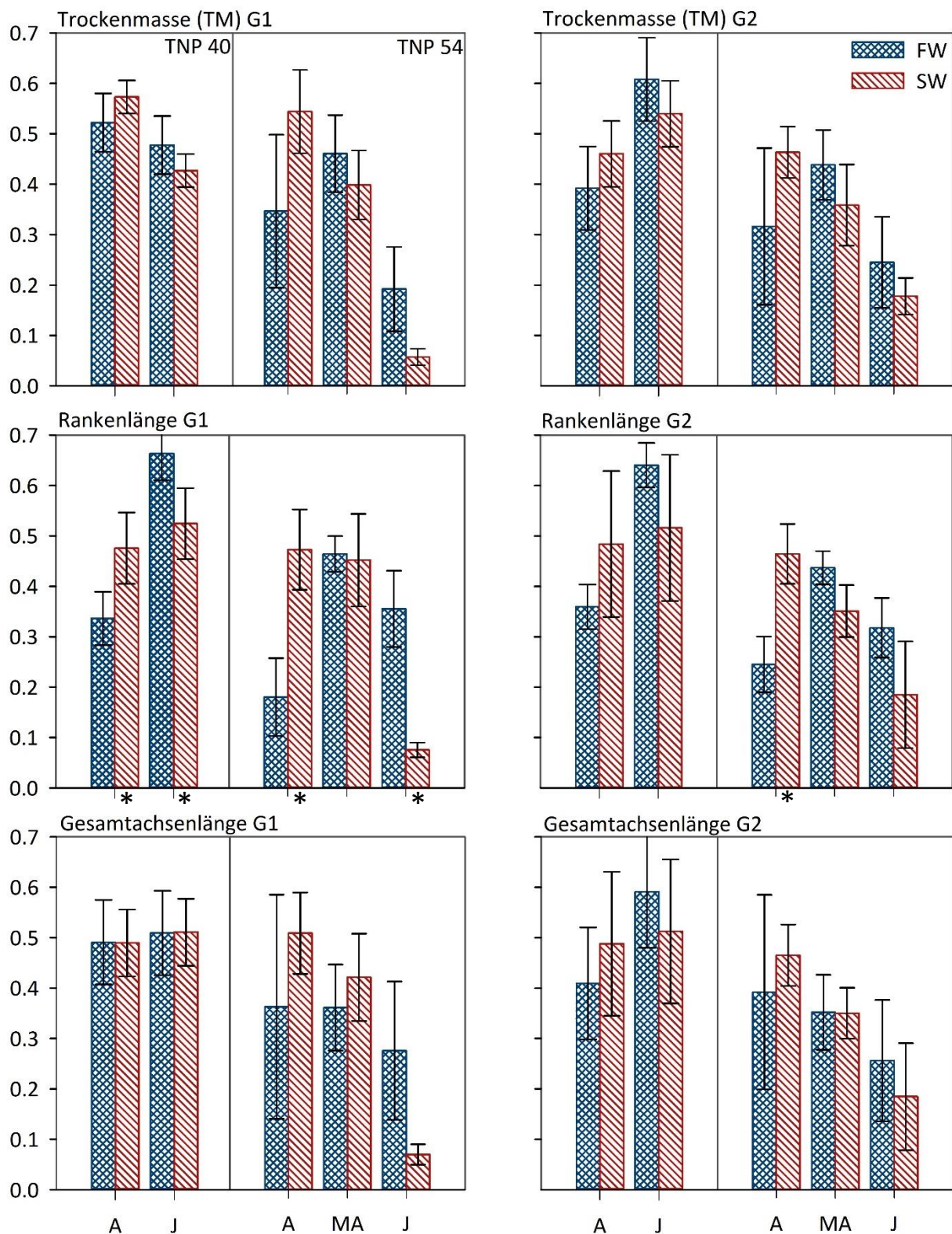


Abbildung 20: Relativer Anteil der Altersabschnitte Alt (A), Mittelalt (MA) und Jung (J) der beiden Genotypen G1 und G2 von Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber Frischwasser (FW). Auf der linken Seite 40 Tage nach dem Pflanzen mit zwei Abschnitten, auf der rechten Seite 54 Tage nach dem Pflanzen mit drei Abschnitten. Signifikante Unterschiede in FW gegenüber dem entsprechenden Abschnitt in FW des anderen Genotyps sind mit ° gekennzeichnet. Signifikante Unterschiede in SW gegenüber dem entsprechenden Abschnitt in FW desselben Genotyps sind mit * gekennzeichnet. Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

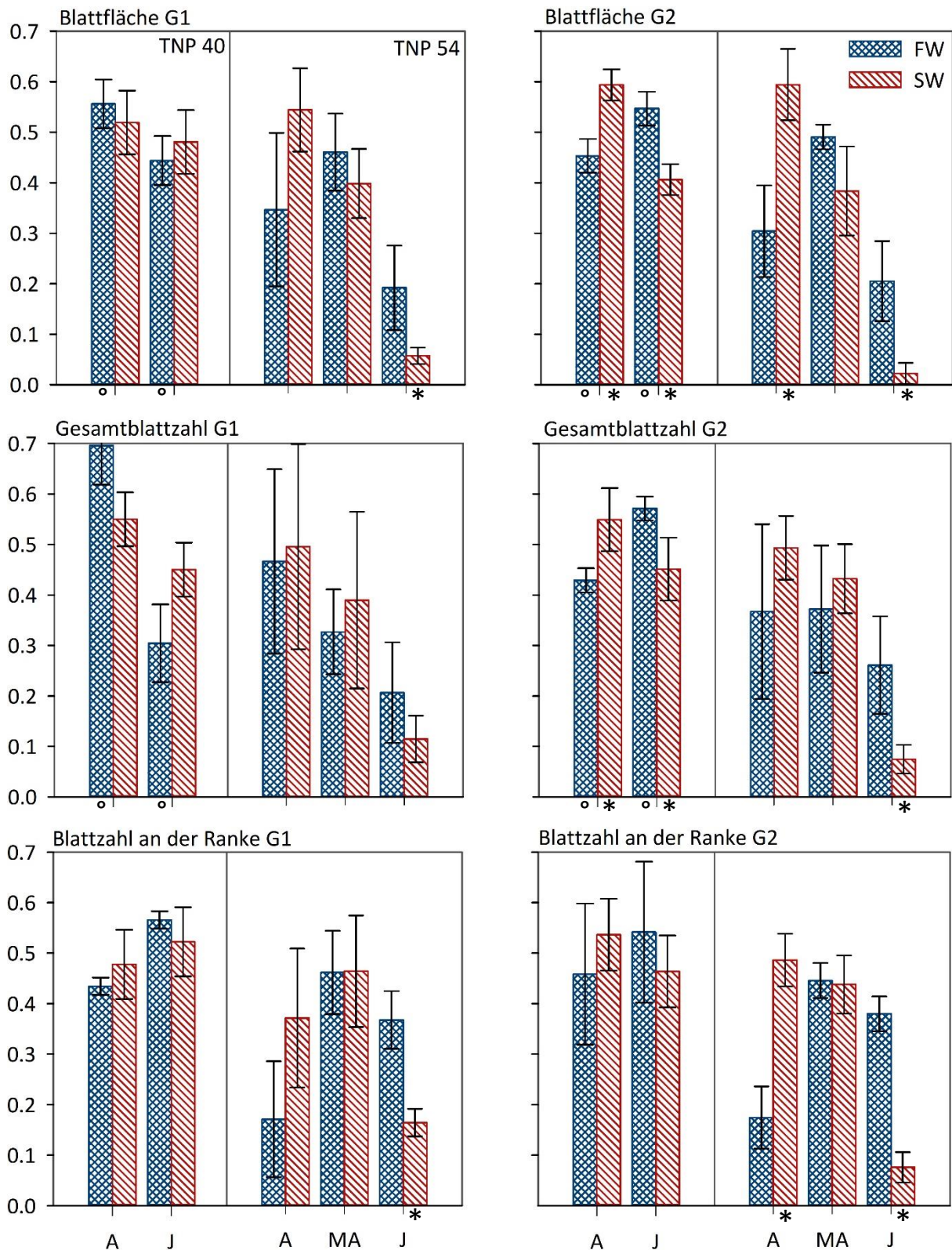


Abbildung 21: Relativer Anteil der Altersabschnitte Alt (A), Mittelalt (MA) und Jung (J) der beiden Genotypen G1 und G2 von Salzwasser ohne Kaliumdüngung (SW) gegenüber Frischwasser (FW). Auf der linken Seite 40 Tage nach dem Pflanzen mit zwei Abschnitten, auf der rechten Seite 54 Tage nach dem Pflanzen mit drei Abschnitten. Signifikante Unterschiede in FW gegenüber dem entsprechenden Abschnitt in FW des anderen Genotyps sind mit ° gekennzeichnet. Signifikante Unterschiede in SW gegenüber dem entsprechenden Abschnitt in FW desselben Genotyps sind mit * gekennzeichnet. Fehlerbalken zeigen den 1.96-fachen Standardfehler.

4 Diskussion

4.1 Salinität durch Salzwasserbewässerung

Die Messung der Leitfähigkeit hatte zum Zweck, beurteilen zu können, ob und in welchem Maß Bedingungen für Belastungsfolgen durch Salinität bei den Pflanzen geschaffen werden konnten. Die signifikante Erhöhung der Leitfähigkeit in der Bodenlösung der mit Salzwasser bewässerten Töpfe gegenüber der mit deionisiertem Wasser bewässerten Töpfe zeigt, dass die angewandte Methode zur Induktion der Salinität durch NaCl gut funktioniert hat (**Abbildung 6**). Ismayilov et al. (2021) haben ebenfalls den EC 1:5 in der Bodenlösung gemessen und mit der Klassifikation der USDA, wie in **Tabelle 1** dargestellt, verglichen. Nach dieser Klassifizierung sind die Bodenproben in FW nicht salin, mit Ausnahme von TNP 33, an dem der Boden schwach salin war. Im Gegensatz dazu ist der Boden in SW bereits ab TNP 33 stark salin und an TNP 55 sogar extrem salin.

Laut der USDA sind bereits bei moderater Salinität viele Kulturpflanzenarten in ihrer Entwicklung beeinflusst. Bei starker und extremer Salinität können nur wenige tolerante Pflanzenarten weiterhin Ertrag liefern (United States Salinity Laboratory, 1954). Da die Süßkartoffel allgemein als moderat sensitiv (Hanson et al., 2006) bis moderat tolerant (Begum et al., 2015) gegenüber salinen Bedingungen klassifiziert ist, können wir daraus schließen, dass die Pflanzen durch die Salzbewässerung tatsächlich den Belastungsfolgen der Salinität ausgesetzt waren. Die Salinität wurde im Versuchsverlauf immer stärker. Die unterschiedlichen Einschätzungen der Toleranz der Süßkartoffel gegenüber Salinität begründen Mondal et al. (2022) zum einen mit den großen genotypischen Unterschieden, zum anderen mit der Verwendung unterschiedlicher Substrate, da bei Verwendung von Boden im Gegensatz zu Nährlösung immer noch große Teile des Mediums nicht salin sind. Der Anstieg der Leitfähigkeit im Versuchsverlauf war zu erwarten, da das Salz aus der Bewässerung im Boden und möglicherweise auch in der Pflanze akkumuliert, während das Wasser durch Evapotranspiration verdunstet (Shahid et al., 2018). Bei Betrachtung der Horizonte fällt auf, dass EC 1:5 im O am höchsten und in M am niedrigsten ist. Das gilt für FW nur bei der ersten Messung, für die Salzbewässerung dagegen den gesamten Versuch hindurch (**Abbildung 7, rechts**). Eine Erklärung für die höhere Leitfähigkeit in O ist, dass das Salz dem Boden durch die Tröpfchenbewässerung zugegeben wurde und O somit stetig Salz zugeführt wurde. Außerdem ist NaCl leicht in Wasser löslich (317 g L^{-1} , (GESTIS-Stoffdatenbank, o. D.)). Wenn durch Evapotranspiration und kapillaren Aufstieg in den Phasen zwischen der Bewässerung Wasser aus von M nach O nachströmt, können sich die Ionen dort mit bewegen. Diese Akkumulation durch Verdunstung könnte auch die erhöhte Leitfähigkeit in FW erklären. Die erhöhte Leitfähigkeit im U lässt sich dagegen am ehesten durch Auswaschung der mobilen Ionen mit dem Bewässerungswasser erklären. Es wäre auch denkbar, dass die Pflanzen in M am meisten Wurzeln gebildet haben und dort dem Boden am meisten Salz entziehen konnten. Die

Verteilung der Wurzeln wurde in diesem Versuch aber nicht betrachtet. Es ist auch noch wichtig zu erwähnen, dass zwar die Leitfähigkeit in SW in O am höchsten war, aber alle Horizonte bereits ab TNP 33 mindestens als moderat salin klassifiziert werden und zum Ende des Versuchs alle Horizonte mindestens als stark salin. Somit waren die Pflanzen dem Salz in der gesamten Wurzelzone ausgesetzt und hatten keine Möglichkeit der Vermeidung, indem sie ihre Wurzelzone verlagern. Eine solche Verlagerung ist denkbar, da Pflanzenwurzeln auf saline Zonen mit veränderter Wachstumsrichtung reagieren können (Szepesi, 2020). Zudem ist die Zunahme der Leitfähigkeit in M und U stetig und nimmt nicht wie im Mittel über alle Bodenhorizonte von TNP 33 zu 41 ab. Diese Abnahme scheint daher nur durch den O ausgelöst und ist vermutlich eher die Folge kurz zuvor stattgefundenener Bewässerung. Neben den Horizonten zeigte sich auch ein Einfluss der Kaliumdüngung auf die Leitfähigkeit (**Abbildung 7, links**). Da die Leitfähigkeit im Allgemeinen von der Konzentration gelöster Ionen abhängt, war diese Folge bei Zugabe des Kaliumsalzes zu erwarten. Dass diese Folge nur an TNP 41 und 48 sichtbar war, könnte mit dem Abstand zur Kaliumdüngung zusammenhängen, da die letzte Düngung je 6 Tage zurück lag. An TNP 33 könnte dagegen noch insgesamt zu wenig Dünger für einen signifikanten Unterschied vorgelegen haben, während an TNP 55 die letzte Düngung bereits 13 Tage zurücklag und es somit mehr Zeit für eine Aufnahme durch die Pflanze gab.

4.2 Trockenmasse (Toleranzindikator)

Die Messung der TM diente in diesem Versuch als Toleranzindikator, um beurteilen zu können, wie gut das Wachstum der Genotypen der induzierten Salinität standhalten kann. Zwar ist bei einer Nutzpflanze wie der Süßkartoffel der Ertrag wichtig, aber es ist davon auszugehen, dass eine höhere TM zu mehr Ertrag führt. Eke-Okoro und Okpara (2015) fanden bei einem Versuch mit sieben Süßkartoffelgenotypen eine signifikante Korrelation zwischen TM und Ertrag. Ein Vorteil der Bestimmung der TM statt des Ertrags zeigt sich besonders in der leichteren und schnelleren Durchführbarkeit der Experimente, da kein vollständiger Produktionszyklus abgewartet werden muss und der Platzbedarf geringer ist.

In unserem Versuch zeigte sich, dass an TNP 40 nur bei G2, dem bei der Auswahl als tolerant angenommenen Genotyp, eine signifikante Abnahme der TM bei Salinität auftritt. Jedoch tritt auch bei G1 eine deutliche, aber nicht signifikante Abnahme auf, die auch hier auf eine Reaktion hindeutet. In **Abbildung 22** sind für beide Genotypen FW und eine K-Behandlung gegenübergestellt. An TNP 54 ist die Abnahme dann für beide Genotypen signifikant, so dass beide im Versuch sensibel auf die Belastungsfolgen der Salinität reagiert haben. Hier ist die Abnahme jedoch bei G1 mit 68 ± 3 stärker als bei G2 mit $63 \% \pm 3$, wenn auch nicht signifikant verschieden (**Tabelle 2**). Insgesamt hat G2 also schneller nach einsetzender Salinität reagiert, kann aber langanhaltend und starkem Stress eventuell besser standhalten als G1.

Die Abnahme der TM als Folge der Salinität stimmt mit bisherigen Versuchen gut überein. Mondal et al. (2022) fanden bei der höchsten NaCl-Konzentration von 150 mM (entspricht näherungsweise 15 dS m^{-1} durch NaCl, die Nährlösung besitzt eine EC von 1.8 dS m^{-1} (Government of Western Australia: Agriculture and Food, 2022)) in der Nährlösung Abnahmen von über 60 % gegenüber der Kontrolle, ähnlich wie in diesem Versuch. Vergleichbarer ist allerdings die Arbeit von Evoi et al. (2017), da sich die tatsächliche Stresssituation für die Wurzel in Hydrokultur von Kulturen in Boden trotz gleicher Konzentration NaCl im Bewässerungswasser unterscheiden kann, wie ebenfalls von Mondal et al. (2022) genannt. Evoi et al. (2017), die verschiedene Genotypen von Süßkartoffeln in Töpfen mit $2.68 \text{ g NaCl kg}^{-1}$ Boden für 50 Tage untersuchten, fanden ebenfalls Abnahmen von ca. 50 %, wenn sowohl die ober- als auch unterirdische Biomasse betrachtet wurde. Die stärkeren Abnahmen von über 60 % in unserem Versuch sind vermutlich darauf zurückzuführen, dass etwa die doppelte Menge NaCl kg^{-1} Boden zugeführt wurde.



Abbildung 22: Vergleich der Behandlung Frischwasser (FW) und der Behandlung Salzwasser mit Kaliumdüngungsstufe 3 (SW + K3) an Tag nach dem Pflanzen (TNP) 40 auf der linken Seite für Genotyp 1 (G1), auf der rechten Seite für Genotyp 2 (G2).

4.3 Kein Effekt der Kaliumdüngung

Entgegen der Erwartung hatte die Kaliumdüngung, mit Ausnahme der Gesamtblattzahl und der Rankenlänge an TNP 40 bei G1 keinen signifikanten Einfluss auf die untersuchten Parameter (**Anhang, Tabelle 16**). Dabei ließ der Post-hoc-Test für die Rankenlänge keine weiteren Schlüsse zu. Bei der Gesamtblattzahl war SW + K1 signifikant höher als SW und SW + K2. Die Steigerung der Gesamtblattzahl ist auf eine erhöhte Anzahl an Seitentrieben und Blätter an den Seitentrieben zurückzuführen. Möglicherweise kann Kaliumdüngung also die Salztoleranz durch eine stärkere Bildung von Seitentrieben erhöhen. Jedoch reichen die Ergebnisse aus diesem Versuch nicht aus, um weitere

Aussagen dazu zu treffen. Zudem sind abseits davon keine Trends in Folge der Kaliumdüngung sichtbar, die Zunahme der Blattzahl könnte also auch ein zufälliges Ereignis sein.

Die ursprüngliche Annahme war, dass Kaliumdüngung die negativen Folgen der Salinität mindert. Sie basierte darauf, dass zunächst durch höhere Konzentrationen an K^+ in der Bodenlösung die Konkurrenzverhältnisse mit Na^+ für die Aufnahme durch Transporter verschoben werden und so auch im Pflanzengewebe höhere Konzentrationen erreicht werden könnten. Das wiederum führt zu einem höheren K^+/Na^+ -Verhältnis, was Begum et al. (2015) bei Süßkartoffel als notwendig ansehen, um den Zuwachs aufrecht zu erhalten. Zudem nennen Mondal et al. (2022) die Fähigkeit den K^+ -Gehalt im Gewebe unter Salinität aufrecht zu erhalten als Indikator für Toleranz. Bei absinkendem Wasserpotential zu Beginn der Salinität hätte zusätzliches K^+ als wichtiges Element im Wasserhaushalt das Wachstum fördern können (Sardans & Peñuelas, 2021). Auch während der ionentoxischen Phase wäre ein Effekt denkbar gewesen, da die Proteinsynthese und enzymatische Prozesse weniger eingeschränkt wären. Eine weitere Folge der Ionentoxizität, die Bildung von reaktiven Sauerstoff-Spezies, wird durch K^+ aufgrund seiner regulatorischen Rolle für antioxidative Enzyme beeinflusst (Mondal et al., 2023).

Dass wir in dem Versuch keinen Effekt der Kaliumdüngung beobachten konnten, könnte darauf zurückzuführen sein, dass der Boden zum Ende des Versuchs als extrem salin zu klassifizieren war, sodass der Effekt der Belastungsfolgen durch die Salinität den der Kaliumdüngung überdeckt haben könnte. Bei der Absenkung des Wasserpotentials im Boden könnte das gedüngte Kaliumsulfat die Situation für die Pflanze sogar verschärft haben, da es selbst durch Dissoziation in die Ionen zur Senkung beiträgt und so mögliche unterstützende Effekte ausgleichen könnte. Da der Bodengehalt an K^+ vor der Düngung mit $31 \text{ mg kg}^{-1} \pm 2$ vergleichsweise niedrig war (Behera & Shukla, 2014), ist unwahrscheinlich, dass die ursprüngliche K^+ -Konzentration zu hoch war, um einen Effekt zu sehen.

Um zu beantworten, wieso die Kaliumdüngung keine Wirkung erzielen konnte, sollten die K^+ -Gehalte bestimmt werden, da dadurch sichtbar wird, ob das K^+ überhaupt verstärkt in die Pflanze aufgenommen wurde und ob ein Einfluss auf die Aufrechterhaltung des K^+ -Gehalts im Gewebe der oberirdischen TM möglich war.

4.4 Genotypische Unterschiede bei Frischwasserbewässerung

Direkt zu Beginn des Versuchs war ein deutlicher Unterschied zwischen den Genotypen in ihrer Jugendentwicklung erkennbar. G2 weist sowohl bei der TM als auch bei der Rankelänge signifikant höhere Werte auf und auch Blattzahl und -fläche sind bei G2 höher, wenn auch nicht signifikant (Abbildung 8, 9, 12, 15). Es wäre möglich, dass die Stecklinge von G2 schneller Wurzeln bilden und anwachsen und so dieser signifikante Unterschied zu Stande kommt. Zudem waren die Stecklinge von

G2 insgesamt etwas länger als die von G1, da die Internodien länger waren. Das könnte durch höhere Ressourcenverfügbarkeit einen Wachstumsvorteil schaffen. Idoko et al. (2017) haben über einen längeren Zeitraum von 4 und 8 Wochen einen signifikanten Zusammenhang zwischen längeren Stecklingen und größerer Rankenlänge gefunden.

Die bessere Entwicklung von G2 setzte sich im weiteren Versuchsverlauf aber nicht fort. So ist die TM von G2 in FW zwar durchwegs höher, aber nicht signifikant. Lediglich die Rankenlänge ist an TNP 40 signifikant größer. Bezieht man allerdings auch die Achsen der Seitentriebe mit ein, also die GAL, dann ist auch hier kein signifikanter Unterschied mehr erkennbar. G1 hat somit zwar eine kürzere Ranke, dafür jedoch mehr in das Wachstum der Seitentriebe investiert.

Insgesamt ist sichtbar, dass die Seitentriebe bei G1 eine größere Rolle spielen, da sowohl die Anzahl an Seitentrieben als auch die Blattzahl an den Seitentrieben an TNP 40 signifikant höher ist. Auch an TNP 54 ist beides deutlich höher, jedoch nicht signifikant. Die Gesamtlänge der Seitentriebe ist allerdings weder an TNP 40 noch an TNP 54 signifikant verschieden (**Tabelle 10, 11, 12**). Das liegt daran, dass die Seitentriebe von G2, wenn sie denn gebildet werden, etwa doppelt so lang werden wie die Seitentriebe von G1.

Ein weiterer Unterschied, der ebenfalls mit der Seitentriebbildung in Verbindung steht, findet sich bei der Blattzahl. Die Gesamtblattzahl ist bei G1 an TNP 40 und 54 größer als bei G2, an TNP 40 dabei auch signifikant größer (**Tabelle 7**). Betrachtet man jedoch die Blattzahl an der Ranke, gibt es keine signifikanten Unterschiede mehr, hier ist die Anzahl an TNP 40 bei G1 sogar höher (**Tabelle 8**). Somit haben die Blätter an den Seitentrieben hier maßgeblichen Einfluss auf die Gesamtblattzahl. Bei der Blattfläche sind die Unterschiede weniger deutlich, hier gibt es zu keinem Zeitpunkt signifikante Unterschiede (**Tabelle 5**). Die SBF scheint dagegen bei G1 geringer zu sein als bei G2, zumindest ist dieser Unterschied an TNP 40 signifikant und deutet sich auch an TNP 54 an (**Tabelle 6**). Das bedeutet, die Blätter von G1 sind dicker als die von G2. Für beide Genotypen zeigt sich aber auch eine Abnahme im Versuchsverlauf, die Blätter der Pflanzen werden also mit dem Alter dicker, was auf eine Optimierung ihrer Photosynthesekapazität durch mehr Chloroplasten hindeuten könnte (Pallardy, 2008).

Ein weiterer genotypischer Unterschied deutete sich bei der Entwicklungsgeschwindigkeit an, genauer bei der Bildung von Blüten und Knollen. Zwar war die Auswertbarkeit eingeschränkt, da nur bei vereinzelter Pflanzen überhaupt Blüten und Knollen gebildet wurden, jedoch gehörten alle Pflanzen mit Blüten oder Knollen G1 an. G1 scheint also der frühreifere Genotyp zu sein. Es ist aber unklar, ob G2 überhaupt Blüten bildet, da nicht alle Genotypen innerhalb der normalen Produktionszyklen blühen (Huaman, 1992).

Zudem unterscheiden sich die Genotypen in ihrem Wachstumsschwerpunkt. An TNP 40 war bei G1 im Vergleich zu G2 ein signifikant größerer Teil der Blattfläche und der Gesamtblattzahl im Altersabschnitt A zu finden, für die TM zeigt sich derselbe Trend (**Tabelle 17**). Das bedeutet, die Genotypen hatten verschiedene Wachstumsschwerpunkte, wobei der größere Anteil in A bei G1 gut mit dem beobachteten buschigen Wuchs und der größeren Anzahl an Seitentrieben zusammenpasst, die auch zum größten Teil im Abschnitt A gebildet wurden. Interessanterweise gibt es für die Blattzahl an der Ranke keinen signifikanten genotypischen Unterschied, was wiederum für die Bedeutung der Seitentriebe bei G1 spricht. An TNP 54 gibt es keine signifikanten genotypischen Unterschiede der Verteilung der Parameter, aber auch hier ist der Anteil von G2 im Abschnitt J bei Blattfläche, Gesamtblattzahl und TM größer.

4.5 Veränderung der Rankenlänge und Gesamtachsenlänge unter Salzbewässerung

Ähnlich wie bei der TM ist auch bei der Rankenlänge die Verminderung an TNP 40 bei G2 größer als bei G1, an TNP 54 ist es dagegen andersherum. Jedoch sind auch hier die Unterschiede in der Abnahme nicht signifikant verschieden und zudem ist an TNP 54 die Abnahme nur für G2 signifikant, obwohl sie kleiner ist als bei G1 (**Tabelle 3**). Dieser Unterschied ist insbesondere auf die großen Varianzunterschiede zwischen den Gruppen zurückzuführen. Hier kann es sinnvoll sein, statt der Rankenlänge die GAL zu betrachten. Besonders bei G1 wird dabei die Varianz deutlich verringert. Das liegt vermutlich daran, dass G1 viele Seitentriebe ausbildet und deren Beachtung zu ähnlicheren Werten innerhalb der Gruppen führt. Auf der anderen Seite ist die Varianz von G2 bei Betrachtung der GAL größer, da für G2 die Bildung von Seitentrieben nicht der Regelfall ist. Die GAL ist im Gegensatz zur Rankenlänge bei beiden Genotypen und Zeitpunkten signifikant reduziert. Die Ergebnisse für GAL gleichen zudem noch mehr denen der TM und tatsächlich zeigt sich hier eine starke Korrelation. Möglicherweise bietet also die Messung der GAL die Möglichkeit mit geringerem Aufwand als bei der Bestimmung der TM die Toleranz der Pflanzen zu beurteilen. Ein weiterer Vorteil wäre, dass die Messung auch öfter vorgenommen werden kann, da die Pflanze nicht beschädigt werden muss. So könnte der Wachstumsverlauf besser aufgezeichnet werden.

4.6 Veränderung von Blattzahl, -fläche und -eigenschaften unter Salzbewässerung

Sowohl die Gesamtblattzahl als auch die Blattfläche nehmen bei beiden Genotypen bei Salzbewässerung ab. Die Abnahme an TNP 54 ist zwar jeweils nur für G1 signifikant, sie ist für G2 jedoch ebenfalls deutlich (**Tabelle 5, 7**). Dass hier kein signifikanter Unterschied feststellbar war, liegt an dem großen Unterschied in der Varianz der Gruppen. Insgesamt zeigen die Genotypen hier ähnliches Verhalten. Auch die Unterschiede in der Abnahme sind nicht signifikant, jedoch deutet sich bei der Blattfläche auch hier der Trend an, dass G2 schneller auf die Salinität reagiert, während zum Ende des Versuchs bei starker lang andauernder Salinität G1 stärker betroffen ist (**Abbildung 12**).

Insbesondere die Betrachtung der Blattfläche ist wichtig, da hier der Hauptteil der Assimilate für die Pflanze zur Verfügung gestellt wird und eine Abnahme gleichzeitig auf verringerte Ressourcenverfügbarkeit hindeutet, die später in Ertrag umgesetzt werden könnte (Badu, 2018). Auf der anderen Seite bedeutet mehr Blattfläche und Blätter gleichzeitig erhöhte Transpiration, was gerade bei Salinität zu Problemen in der Wasserversorgung führen kann (Munns & Tester, 2008). Die schnellere Reaktion von G2 ist auch bei der SBF erkennbar: An TNP 40 ist diese nur bei G2 unter SW signifikant verringert. Bei G1 tritt diese Verringerung auch auf, jedoch nicht so stark (**Tabelle 6**). Eine verringerte SBF bedeutet, dass die Blätter dicker werden. An TNP 54 ist die SBF in beiden Genotypen in SW größer als in FW, jedoch nicht signifikant. Die SBF in SW hat also direkt nach Start der Salzbewässerung mit einer Verringerung reagiert, sich danach aber nicht mehr stark verändert (**Abbildung 13**). Das stimmt auch gut mit der Erklärung von Munns und Tester (2008) überein, die als direkte Folge der Wasserpotentialabsenkung verminderte Zellstreckung und -teilung nennen, die in kleineren dickeren Blättern resultiert. Rodríguez-Delfín et al. (2014) stellten in einem Versuch mit Süßkartoffeln in Quarzsand sowohl bei 8 als auch bei 14 mM NaCl (entspricht näherungsweise 0.8 und 1.4 dS m⁻¹ durch NaCl, die Nährlösung besitzt eine EC von 2 dS m⁻¹ (Government of Western Australia: Agriculture and Food, 2022) eine signifikant verringerte SBF fest.

Ein weiterer Einfluss der Salzbewässerung ist die Akkumulation von toxisch wirkenden Ionen besonders in den älteren Blättern, die in einem erhöhten Anteil seneszenten Blätter resultiert. Untergeordnet kann auch die Wasserpotentialabsenkung, die ähnlich wie Dürre im Wurzelraum wirkt, zum Absterben einiger Blätter führen (Munns & Tester, 2008). Der Anteil seneszenten Blätter war bei beiden Genotypen zu beiden Probennahmen unter SW deutlich erhöht, allerdings nur an TNP 40 signifikant. An TNP 40 ist die Zunahme zudem auch zwischen den Genotypen signifikant verschieden (**Tabelle 9**). Das liegt auch daran, dass hier G1 unter FW kaum seneszente Blätter aufweist und somit die Steigerung bei Salzbewässerung größer ist.

4.7 Veränderung der Seitentriebe unter Salzbewässerung

Sowohl die Anzahl, die Länge als auch die Blattzahl der Seitentriebe nimmt unter Salzbewässerung bei beiden Genotypen und beiden Probennahmen ab (**Abbildung 17, 18, 19**). Die Abnahmen sind bei G2, der auch unter FW signifikant weniger Seitentriebe bildete, stets größer und die mittlere Anzahl an Seitentrieben geht gegen null. G1 zeigt dagegen unter Einfluss der Salinität noch minimale Zunahmen der Anzahl, Länge und Blattzahl der Seitentriebe. Einschränkend muss hier aber erwähnt werden, dass bei der Abnahme in SW keine signifikanten Unterschiede zwischen den Genotypen vorhanden sind und die Abnahme unter Salzbewässerung nur an TNP 40 für G1 bei der Anzahl der Blätter an den Seitentrieben signifikant ist (**Tabelle 10, 11, 12**). Das hängt wiederum mit der hohen Varianz der

Parameter der Seitentriebe zusammen. Dennoch sind Tendenzen erkennbar und stimmen mit bisherigen Versuchen überein (Mondal et al., 2022)

4.8 Salinität verschiebt Anteile hin zum ältesten Altersabschnitt

Der sich andeutende größere Anteil der meisten Parameter beider Genotypen im Altersabschnitt A kann damit erklärt werden, dass die Bildung neuer TM und damit auch von Blättern und Ranken eingeschränkt wurde, während die bereits gebildeten Pflanzenteile von der zunehmenden Salinität nicht im selben Ausmaß betroffen waren. Somit wären die Auswirkungen dort am größten, wo die Pflanzen am stärksten wachsen (**Abbildung 20, 21**).

An TNP 40 ist bei G2 der Anteil in A bei der Blattfläche und der Gesamtblattzahl gegenüber FW signifikant vergrößert, bei denselben Parametern ist bei G1 aber der Anteil in J vergrößert, wenn auch nicht signifikant. Das könnte daran liegen, dass G1 in FW einen großen Anteil der Gesamtblattzahl und Blattfläche in A hat, der auf die Seitentriebe zurückzuführen ist und deren Wachstum in SW zwar nicht signifikant, aber doch sichtbar weniger ist, weswegen hier die Verschiebung hin zum Abschnitt J stattfindet.

An TNP 54 ist die Verteilung der Anteile auf die jeweiligen Altersabschnitten in SW gegenüber FW bei beiden Genotypen ähnlich. Die Verschiebung der Anteile in den Abschnitt A auf Kosten des Abschnitt J ist bei allen Parametern sichtbar und bei vielen signifikant (**Tabelle 17**).

4.9 Unterschiedlicher Verlauf der Stressantwort im Vergleich der Genotypen

Da beide Genotypen hinsichtlich der TM Einschränkungen zeigten, könnte man davon ausgehen, dass beide Genotypen gleich wenig tolerant gegenüber den salinen Bedingungen sind. Jedoch verdient der jeweilige Verlauf der Stressantwort der Genotypen genauere Aufmerksamkeit.

Die TM nimmt nach Beginn der Salzbewässerung für beide Genotypen stark ab, bei G2 dabei stärker als bei G1. Zu TNP 54 hin ist bei G2 eine schwache, aber erkennbare Zunahme zu sehen, während G1 in etwa auf dem Niveau von TNP 40 bleibt (**Abbildung 8**). Dieses Muster ist auch für die Rankenlänge und GAL sichtbar (**Abbildung 9, 10**). Die GAL ist wie schon genannt stark mit der TM korreliert. Eine Erklärung für den beobachteten Verlauf könnte in verschiedenen Belastungsfaktoren der Salinität zu finden sein. Die Pflanzen reagieren nach Einsetzen der Salinität schnell auf das Absinken des Wasserpotentials im Boden und die Zuwachsrate wird reduziert (Munns & Tester, 2008), wie in **Abbildung 23** schematisch dargestellt. Dieser Effekt ist an TNP 40 am stark verringerten TM-Zuwachs gut sichtbar. Erst später, wenn genug Ionen im Gewebe akkumulieren konnten, spielt die Ionentoxizität eine Rolle für die geringere Zuwachsrate. Es könnte nun sein, dass G2 zwar nicht toleranter als G1 gegenüber der Wasserpotentialabsenkung ist, aber gegenüber der Ionentoxizität, was weiteren

Zuwachs auf niedrigem Niveau möglich gemacht hat. Der entsprechende Zuwachsverlauf ist in **Abbildung 23** unter „Toleranz gegenüber Ionentoxizität“ dargestellt.

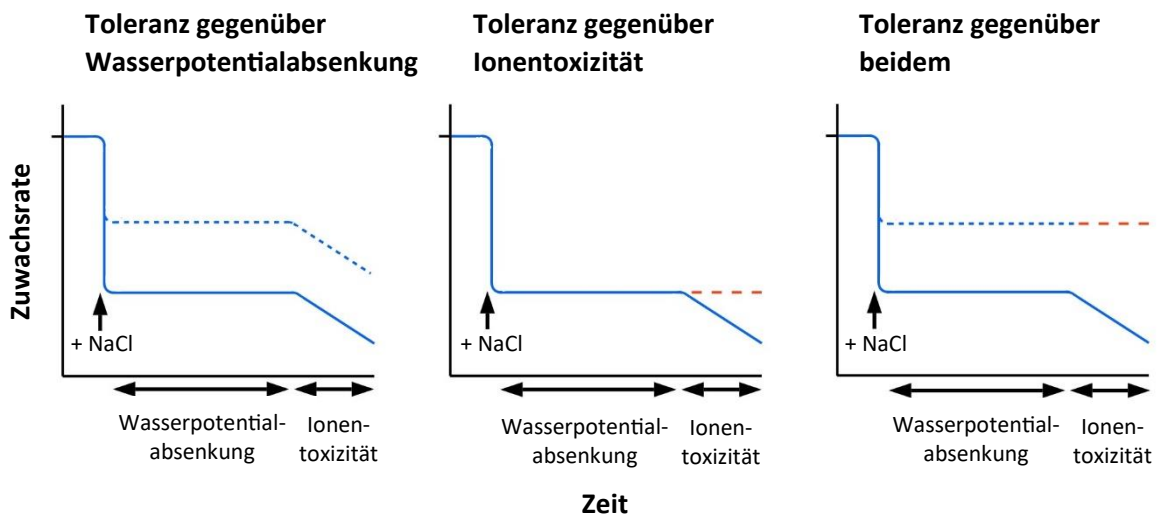


Abbildung 23: Beispielhafter Verlauf der Zuwachsrates nach einsetzender Salinität (gekennzeichnet mit + NaCl) während der sofort eintretenden Wasserpotentialabsenkung und der später einsetzenden Ionentoxizität. Die blaue durchgezogene Linie gibt den Verlauf wieder, falls keine Toleranzmechanismen vorhanden sind. Die blaue gestrichelte Linie gibt den Verlauf wieder, falls Toleranzmechanismen gegen die Wasserpotentialabsenkung vorhanden sind. Die rote gestrichelte Linie gibt den Verlauf wieder, falls Toleranzmechanismen gegen Ionentoxizität vorhanden sind. (In Anlehnung an Munns & Tester, 2008, S. 655)

Einschränkend ist aber zu sagen, dass die Abnahme von FW zu SW an TNP 54 bei G2 zwar sichtbar kleiner ist als bei G1, aber nicht signifikant verschieden (**Tabelle 2**). Zudem zeigt sich der Verlauf bei der Blattfläche nur eingeschränkt, da G2 an TNP 54 zwar eine geringere Abnahme aufweist als G1, die Blattfläche von G2 aber von TNP 40 zu 54 stagniert (**Abbildung 12**). Um zu überprüfen, ob beide Phasen tatsächlich mit den beobachteten Reaktionen übereinstimmen, sollte der Gehalt an Na^+ bestimmt werden. So könnte gezeigt werden ob dieser von TNP 40 zu 54 entsprechend zunahm und ob Unterschiede zwischen den Genotypen sichtbar werden.

4.10 Herausforderungen der Auswertbarkeit

Trotz klarer Tendenzen ist die Aussagekraft einiger Ergebnisse durch fehlende Signifikanz eingeschränkt. Wie bereits bei der Betrachtung von Rankenlänge, Blattzahl und Seitentrieben erwähnt, hängt das mit der hohen Varianz in den Gruppen, aber auch den Varianzunterschieden zwischen den Gruppen zusammen. Da der Wuchs der Süßkartoffeln sehr variabel innerhalb eines Genotyps und zwischen den Genotypen ist, ist auch die hohe Varianz nicht verwunderlich. Um die Ergebnisse besser interpretieren zu können, ist es hilfreich Parameter zu betrachten, die stärker auf die Variabilität im Wuchs der Pflanzen eingehen. Z. B. indem neben der Rankenlänge auch die GAL betrachtet wird, oder neben der Gesamtblattzahl auch die Blattzahl ausschließlich an der Ranke und an den Seitentrieben.

Für die Zukunft kann es auch nützlich sein den Stichprobenumfang größer zu wählen und im Gegenzug die Zahl der Behandlungen zu reduzieren, um so die Interpretation zu vereinfachen. Das ist jedoch nur sinnvoll, wenn gleichzeitig auch die Fragestellung durch Erkenntnisse aus vorangegangenen Versuchen stärker eingegrenzt werden kann. Eine weitere Quelle für erhöhte Varianz, die in diesem Versuch auffiel, war die Ausbildung einer zweiten Ranke an einer Pflanze. Um homogenere Gruppen zu schaffen, wäre eine Entfernung solcher zusätzlichen Ranken direkt bei deren Auswachsen denkbar. Dabei muss allerdings beachtet werden, dass der Versuch dadurch an praxisnähe verliert und mögliche Effekte, die das Auswachsen einer zweiten Ranke begünstigen oder unterdrücken, nicht festgestellt werden können, so wie von Delowar und Hakim (2014) bei Salinität beobachtet. Hier nahm die Zahl an Ranken pro Pflanze ab einer Leitfähigkeit von 6 dS m^{-1} signifikant ab.

4.11 Fazit und Ausblick

In dieser Arbeit konnten wir bei beiden getesteten Süßkartoffelgenotypen eine Reaktion auf die Salinität feststellen. Die dabei aufgetretenen morphologischen Veränderungen entsprachen den Ergebnissen bisheriger Arbeiten und zeigten sich unter anderem in einer signifikanten Abnahme der TM. Obwohl die Reaktion der beiden Genotypen auf den ersten Blick ähnlich erschien, lieferte die genauere Betrachtung des Wachstumsverlaufs Hinweise auf einen unterschiedlichen Verlauf der Stressantwort. Der unterschiedliche Verlauf könnte auf die beiden Belastungsfolgen der Salinität, die Absenkung des Wasserpotentials und die Ionentoxizität, zurückzuführen sein, auf die beide Genotypen jeweils verschieden reagieren. Um den Zusammenhang der Belastungsfolgen und der Stressantworten zu überprüfen, ist eine Analyse der Na^+ -Gehalte in der TM erforderlich. Um den Wachstumsverlauf genauer verfolgen zu können, wird eine häufigere Messung der Gesamtachsenlänge vorgeschlagen, die eine gute Schätzung der TM zulässt.

Wir konnten keinen Einfluss der Kaliumdüngung feststellen. Es ist auch hier sinnvoll, eine Analyse der K^+ -Gehalte der TM durchzuführen, um zu überprüfen, ob die Kaliumdüngung zu einer erhöhten Aufnahme von K^+ führte.

Falls die Annahme bestätigt wird, dass die beiden Genotypen unterschiedlich auf die verschiedenen Belastungsfolgen der Salinität reagieren, könnte in Zukunft die Reaktion auf die jeweilige Belastungsfolge mit den ablaufenden molekularen Prozessen und deren genetischen Grundlagen in Verbindung gebracht werden. Dies kann zur Identifizierung von Genotypen beitragen, die gegenüber den verschiedenen Aspekten der Salinität toleranter sind. Um den Einfluss von Kaliumdüngung bei Salinität weiter zu untersuchen, könnten Versuche mit verschiedenen Salinitätsstufen zusätzlich zu verschiedenen Düngungsstufen durchgeführt werden. Zur einfacheren Handhabung könnten diese Versuche in Hydroponik-Kulturen stattfinden, um die nötigen Grundlagen zu schaffen.

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich meine große Dankbarkeit gegenüber allen ausdrücken, die mich auf meinem bisherigen Studienweg und während meiner Bachelorarbeit unterstützt haben.

Zuallererst möchte ich Professor Asch meinen aufrichtigen Dank aussprechen, der meine Bachelorarbeit betreut und begutachtet hat. Ich schätze Ihre Ratschläge, Anregungen und vor allem Ihre schnellen Antworten auf meine Fragen und Probleme sehr.

Einen besonderen Dank gilt meiner Betreuerin Johanna Volk, die mir während des gesamten Verlaufs der Bachelorarbeit zur Seite stand, sich immer für mich Zeit genommen hat und für alle auftretenden Probleme eine Lösung mit mir gesucht hat.

Ebenso möchte ich mich bei Julia Asch und allen Mitarbeitern des Fachgebiets für Wasserstress-Management bei Kulturpflanzen in den Tropen und Subtropen (490g) bedanken. Ich habe mich in dem Team gut aufgehoben gefühlt und wurde bei sämtlichen Laborarbeiten, Probennahmen und Fragen sehr gut unterstützt. Vielen Dank dafür!

Zuletzt auch noch ein großes Dankeschön an meine Familie und Freunde. Zahlreiche Diskussionen und Gespräche haben maßgeblich zur Endfassung meiner Bachelorarbeit beigetragen. Ebenso danke ich ihnen für Ihr offenes Ohr und Ihre Unterstützung während dieser Zeit. Ein herzlicher Dank geht an meine Eltern, die mir mein Studium ermöglicht haben und mich auf meinem Weg immer unterstützt haben.

5 Literaturverzeichnis

- Badu, M. (2018). Correlation between physiological and yield attributes of orange flesh sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) lam.) genotypes. *International Journal of Pure and Applied Bioscience*.
<https://doi.org/10.18782/2320-7051.5678>
- Begum, F., Haque, M., Alam, M. & Mohanta, H. (2015). Evaluation of sweet potato genotypes against salinity. *Bangladesh Journal of Agricultural Research*, 40(2), 249–257.
<https://doi.org/10.3329/bjar.v40i2.24562>
- Behera, S. K. & Shukla, A. K. (2014). Spatial distribution of surface soil acidity, electrical conductivity, soil organic carbon content and exchangeable potassium, calcium and magnesium in some cropped acid soils of India. *Land Degradation & Development*, 26(1), 71–79.
<https://doi.org/10.1002/ldr.2306>
- Blum, A. (2015). Stress, strain, signaling, and adaptation – not just a matter of definition. *Journal of Experimental Botany*, 67(3), 562–565. <https://doi.org/10.1093/jxb/erv497>
- CGIAR (o. D.). Research & Impact: Areas of research: Sweet potato.
<https://web.archive.org/web/20050207230303/http://www.cgiar.org/impact/research/sweetpotato.html> (abgerufen am 24.11.2023)
- Daliakopoulos, I. N., Tsanis, I. K., Koutroulis, A., Kourgialas, N. N., Varouchakis, E. A., Karatzas, G. P. & Ritsema, C. (2016). The threat of soil salinity: A european scale review. *Science of The Total Environment*, 573, 727–739. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.08.177>
- Delowar, H. K. & Hakim, M. A. (2014). Effect of salinity levels on the morpho-physiological characteristics and yield attributes of sweetpotato genotypes. *International Journal of Science and Research*, 3(10), 929–934.
- Deutscher Wetterdienst (o. D.). Klimadaten Deutschland.
<https://www.dwd.de/DE/leistungen/klimadatendeutschland/klimadatendeutschland.html?nn=560406#buehneTop> (abgerufen am 03.10.2023)
- Eke-Okoro, O. N. & Okpara, M. (2015). Relationship between some growth parameters, dry matter content and yield of some sweet potato genotypes grown under rainfed weathered ultisols in the humid tropics. *Journal of Agronomy*, 14(3), 121–129.
<https://doi.org/10.3923/ja.2015.121.129>
- Evoi, K., Rao, B. K. R. & Ramakrishna, A. (2017). Growth and acquisition of Na, K and Ca in some elite sweetpotato [*Ipomoea batatas*(Lam.) l.] genotypes under salinity stress. *Journal of Plant Nutrition*, 40(19), 2737–2744. <https://doi.org/10.1080/01904167.2017.1381725>
- FAOSTAT (2021). Crops and livestock products. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL/visualize> (abgerufen am 13.11.2023)

- George, R. A. T. (2011). Tropical vegetable production. *CABI*.
- GESTIS-Stoffdatenbank (o. D.). Natriumchlorid. <https://gestis.dguv.de/data?name=001330> (abgerufen am 16.11.2023)
- Government of Western Australia: Agriculture and Food (2022). Measuring soil salinity. <https://www.agric.wa.gov.au/soil-salinity/measuring-soil-salinity> (abgerufen am 04.12.2023)
- Hanson, B., Grattan, S. R. & Fulton, A. (2006). Agricultural salinity and drainage. *University of California*.
- Haque, M. (2020). Improvement of crop yield through potash fertilizer management in saline soil. *Journal of the Bangladesh Agricultural University*. <https://doi.org/10.5455/jbau.76119>
- Hassani, A., Azapagic, A. & Shokri, N. (2021). Global predictions of primary soil salinization under changing climate in the 21st century. *Nature Communications*, 12(1). <https://doi.org/10.1038/s41467-021-26907-3>
- Heider, B., Struelens, Q., Faye, É., Flores, C., Palacios, J. E., Eyzaguirre, R., De Haan, S. & Dangles, O. (2020). Intraspecific diversity as a reservoir for heat-stress tolerance in sweet potato. *Nature Climate Change*, 11(1), 64–69. <https://doi.org/10.1038/s41558-020-00924-4>
- Hotz, C., Loechl, C., Lubowa, A., Tumwine, J. K., Ndeezi, G., Masawi, A. N., Baingana, R., Carriquiry, A. L., De Brauw, A., Meenakshi, J. & Gilligan, D. O. (2012). Introduction of B-carotene-rich orange sweet potato in rural Uganda resulted in increased vitamin A intakes among children and women and improved vitamin A status among children. *Journal of Nutrition*, 142(10), 1871–1880. <https://doi.org/10.3945/jn.111.151829>
- Huaman, Z. (1992). Systematic botany and morphology of the sweetpotato plant. *Technical Information Bulletin, International Potato Center (CIP)*, 25. https://pdf.usaid.gov/pdf_docs/PNABM208.pdf
- Idoko, J. A., Osang, P. O. & Akaakase, I. (2017). Effect of vine cutting length and angle of planting on the growth and yield performance of sweet potato in Makurdi, southern Guinea savannah agro-ecological zone of Nigeria. *International Journal of Novel Research in Life Sciences*, 4(3). <https://www.noveltyjournals.com/upload/paper/Effect%20of%20Vine%20Cutting%20Length%20and%20Angle-1035.pdf>
- International Potato Center (o. D.). Sweetpotato in Sub-Saharan Africa. <https://cipotato.org/sweetpotato-in-sub-saharan-africa/> (abgerufen am 04.12.2023)
- Ismayilov, A. I., Mamedov, A. I., Fujimaki, H., Tsunekawa, A. & Levy, G. J. (2021). Soil salinity type effects on the relationship between the electrical conductivity and salt content for 1:5 soil-to-water extract. *Sustainability*, 13(6), 3395. <https://doi.org/10.3390/su13063395>

- Kaya, C., Higgs, D., İnce, F., Amador, B. M., Çakır, A. & Sakar, E. (2003). Ameliorative effects of potassium phosphate on salt-stressed pepper and cucumber. *Journal of Plant Nutrition*, 26(4), 807–820. <https://doi.org/10.1081/pln-120018566>
- Larcher, W. (1987). Stress bei Pflanzen. *The Science of Nature*, 74(4), 158–167. <https://doi.org/10.1007/bf00372919>
- Mondal, S., Burgert, S., Asch, J., Rahaman, E. H. M. S. & Asch, F. (2023). Salinity effects on the activities of ROS scavenging enzymes in leaves of two sweet potato clones. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 209(6), 841–853. <https://doi.org/10.1111/jac.12657>
- Mondal, S., Rahaman, E. H. M. S. & Asch, F. (2022). Potassium content is the main driver for salinity tolerance in sweet potato before tuber formation. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 208(5), 645–661. <https://doi.org/10.1111/jac.12599>
- Munns, R. & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59(1), 651–681. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911>
- Mwanga, R.O.M., Andrade, M.I., Carey, E.E., Low, J.W., Yencho, G.C., Grüneberg, W.J. (2017). Sweetpotato (*Ipomoea batatas* L.). In: Genetic improvement of tropical crops. *Springer, Cham*. https://doi.org/10.1007/978-3-319-59819-2_6
- Pallardy, S. G. (2008). Photosynthesis. In: Physiology of woody plants. *Elsevier eBooks*. <https://doi.org/10.1016/b978-012088765-1.50006-3>
- Real-statistics, Zaiontz, C. (2023). Robust standard errors. <https://real-statistics.com/multiple-regression/robust-standard-errors/> (abgerufen am 09.12.2023)
- Rodríguez-Delfín, A., Posadas, A. & Quiroz, R. (2014). Yield and nutrient uptake in sweet potato plants grown with salt and water stress. *Revista Chapingo. Serie: Horticultura*, 20(1), 19–28. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2013.01.001>
- Sapakhova, Z., Raissova, N., Дайров, Д., Zhapar, K., Daurova, A., Zhigailov, A. V., Zhambakin, K. & Шамекова, М. (2023). Sweet potato as a key crop for food security under the conditions of global climate change: a review. *Plants*, 12(13), 2516. <https://doi.org/10.3390/plants12132516>
- Sardans, J. & Peñuelas, J. (2021). Potassium control of plant functions: ecological and agricultural implications. *Plants*, 10(2), 419. <https://doi.org/10.3390/plants10020419>
- Shahid, S. A., Zaman, M. & Heng, L. (2018). Introduction to soil salinity, sodicity and diagnostics techniques. In: Guideline for salinity assessment, mitigation and adaptation using nuclear and related techniques. *Springer, Cham*. https://doi.org/10.1007/978-3-319-96190-3_1
- Stathers, T., Carey, E. E., Mwanga, R., Njoku, J. E., Malinga, J. & Njoku. (2018). Everything you ever wanted to know about sweetpotato. Topic 6: Sweetpotato production and management. In:

- Reaching agents of change ToT manual. *International Potato Center*.
<https://doi.org/10.4160/9789290605027t6>
- Szepesi, Á. (2020). Halotropism: phytohormonal aspects and potential applications. *Frontiers in Plant Science*, 11. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.571025>
- Tester, M. & Davenport, R. (2003). Na⁺ tolerance and Na⁺ transport in higher plants. *Annals of Botany*, 91(5), 503–527. <https://doi.org/10.1093/aob/mcg058>
- United States Salinity Laboratory (1954). Diagnoses and improvement of saline and alkali soils. *Agriculture Handbook*, 60. <https://www.ars.usda.gov/pacific-west-area/riverside-ca/agricultural-water-efficiency-and-salinity-research-unit/docs/publications/handbook-no-60/>
- Wakeel, A. (2013). Potassium–sodium interactions in soil and plant under saline-sodic conditions. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 176(3), 344–354.
<https://doi.org/10.1002/jpln.201200417>
- WFO (2023). *Ipomoea batatas* (L.) Lam. <http://www.worldfloraonline.org/taxon/wfo-0001297246>
(abgerufen am 12.11.2023)
- WHO (o. D.). Vitamin A deficiency. <https://www.who.int/data/nutrition/nlis/info/vitamin-a-deficiency#:~:text=Vitamin%20A%20deficiency%20is%20a,women%20in%20low%2Dincome%20countries> (abgerufen am 13.11.2023)