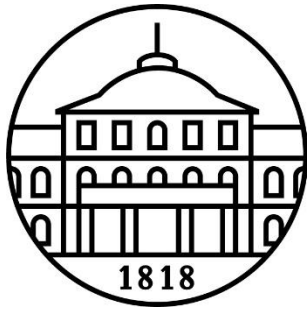




UNIVERSITÄT
HOHENHEIM

Bachelorarbeit

**Tagesrythmen in Transpiration und Photosynthese von
Süßkartoffelblättern in Abhängigkeit von Salzstress, relativer
Luftfeuchtigkeit und Blattalter**

Fakultät Agrarwissenschaften

Institut für tropische Agrarwissenschaften

(Hans-Ruthenberg-Institut)

von

Emily-Carlotta Muhle

Studiengang Agrarwissenschaften

Matrikelnummer: 705826

Prüfer: Prof. Dr. Folkard Asch

Eingereicht: 31.03.2021

I. Zusammenfassung

Aufgrund fortschreitender Bodensalinität weltweit und den damit betroffenen Anbaubereichen der Süßkartoffel (*Ipomea batatas* L.), ist es von Bedeutung, Stressantworten und Toleranzmechanismen unter Salzstress zu untersuchen. In diesem Versuch wurden dafür drei verschiedene Süßkartoffelsorten (CIP 189151.8; CIP 106082.1; CIP 420001) hydroponisch aufgezogen und mit einer 100 mmol NaCl-Konzentration versetzt. Zusätzlich gab es eine Kontrolle ohne Salzbehandlung. Dabei wurden die Luftfeuchtigkeiten 40 % und 75 % berücksichtigt. Es wurden einmal die Woche Transpirationsrate, Assimilationsrate und stomatäre Leitfähigkeit porometrisch im Tagesgang gemessen. Ziel dieser Arbeit ist es, die Effekte von Luftfeuchtigkeit, Salzstress und Sortenunterschied auf diese drei Parameter im Tagesgang bei der Süßkartoffel zu untersuchen.

Die Assimilationsrate, die Transpirationsrate und die stomatäre Leitfähigkeit sind unter Salzstress gesunken. CIP 420001 erwies sich als toleranter gegen Salzstress als die Sorten CIP 189151.8 und CIP 106082.1. Ein Indikator dafür war, dass Assimilationsrate, Transpirationsrate und stomatäre Leitfähigkeit bei CIP 420001 die geringste Differenz zwischen beiden Behandlungen (Kontrolle; 100 mmol NaCl) aufwiesen. CIP 420001 hatte verglichen mit CIP 189151.8 und CIP 106082.1 bei hoher sowie niedriger Luftfeuchtigkeit und in der Kontroll-, sowie in der Salzbehandlung stets die niedrigste Assimilationsrate, Transpirationsrate und stomatäre Leitfähigkeit.

Unter 75 % Luftfeuchtigkeit ließen sich unter Kontrollbedingungen häufiger Mittagsdepressionen feststellen. Die Sorten CIP 189151.8 und CIP 420001 erreichten unter Salzstress vermehrt frühere Tagesmaxima bei 75 % Luftfeuchtigkeit als bei 40 % Luftfeuchtigkeit. Unter 75 % Luftfeuchtigkeit ließen sich außerdem häufiger unregelmäßige Tagesgänge der Transpirationsrate und stomatären Leitfähigkeit beobachten. Vor allem die Sorten CIP 189151.8 und CIP 106082.1 hatten solche unregelmäßigen Verläufe. CIP 420001 wies einen regelmäßigeren Verlauf der drei Parameter auf. Die Assimilationsrate verlief allerdings bei allen Sorten und bei hoher sowie niedriger Luftfeuchtigkeit mit zahlreichen Schwankungen. Dies ist ein Indikator für eine Limitierung der Assimilationsrate durch stomatäre sowie nicht-stomatäre Faktoren.

II. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Schematische Darstellung des Messvorgangs	10
Abbildung 2: Klimadaten.	13
Abbildung 3: Transpirationsrate im Tagesgang	17
Abbildung 4: Assimilationsrate im Tagesgang.....	20
Abbildung 5: Stomatäre Leitfähigkeit im Tagesgang.....	23
Abbildung 6: SPAD-Werte	24

III. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Zusammensetzung der Yoshida-EDTA-Nährlösung (pH 6)	8
Tabelle 2: Übersicht der verwendeten Geräte.	9
Tabelle 3: Übersicht der ersetzten Blätter	11
Tabelle 4: Durchschnittliche Zunahme der Blattanzahl bei 40 % Luftfeuchtigkeit.....	14
Tabelle 5: Durchschnittliche Zunahme der Blattanzahl bei 75 % Luftfeuchtigkeit.....	14
Tabelle 6: Seitentriebwachstum in cm bei drei verschiedenen Süßkartoffelsorten bei 40 % Luftfeuchtigkeit	XII
Tabelle 7: Seitentriebwachstum in cm bei drei verschiedenen Süßkartoffelsorten bei 75 % Luftfeuchtigkeit	XII

IV. Abkürzungsverzeichnis

ROS	Reactive Oxygen Species
L	Liter
mm	Millimeter
FeCl ₃	Eisen(III)-chlorid
Eisen EDTA	Eisen-chelat
g	Gramm
mL	Milliliter
ST	Seitentrieb
JB	Junges Blatt
MT	Messtag
Wh	Wiederholung
SPAD	Single Photon Avalanche Diode
n/ a	not available
s	Sekunde
dS	Dezisiemens
mol	Mol
μmol	Mikromol
mmol	Millimol
%	Prozent
cm	Centimeter

V. Inhaltsverzeichnis

I. Zusammenfassung	I
II. Abbildungsverzeichnis	II
III. Tabellenverzeichnis	III
IV. Abkürzungsverzeichnis	IV
V. Inhaltsverzeichnis	V
1. Einleitung	1
1.1 Kenntnisstand	4
2. Material und Methoden	6
2.1 Versuchsaufbau und – ablauf	6
2.2 Stecklingsvermehrung	8
2.3 Messungen	9
2.4 SPAD-Messungen	11
2.5 Aufbereitung der Daten	12
2.6 Klimadaten.....	13
3. Ergebnisse	14
3.1 Transpirationsrate im Tagesgang in Abhängigkeit von Blattalter, Luftfeuchtigkeit, Sorte und NaCl-Behandlung	15
3.2 Assimilationsrate im Tagesgang in Abhängigkeit von Blattalter, Luftfeuchtigkeit, Sorte und NaCl-Behandlung	18
3.3 Stomatäre Leitfähigkeit im Tagesgang in Abhängigkeit von Blattalter, Luftfeuchtigkeit, Sorte und NaCl-Behandlung.....	21
3.4 SPAD-Werte	24
4. Diskussion	26
4.1 Mögliche Fehlerquellen.....	33
4.2 Schlussfolgerungen und Perspektiven	33
VI. Literaturverzeichnis	VI
VII. Danksagung.....	X
VIII. Eidesstattliche Erklärung	XI
IX. Anhang.....	XII

1. Einleitung

Der Klimawandel wird zusammen mit der Bildung von Zyklonen, welche zu Überschwemmungen in küstennahen Regionen führen können, bis 2050 einen Anstieg des Meeresspiegels von 32 cm bewirken, was verheerende Auswirkungen auf die Landwirtschaft in Küstenregionen und die Lebensgrundlagen der Menschen, die dort leben, haben kann (Awal & Khan 2020). Das Pflanzenwachstum wird unter Salzstress stark beeinträchtigt und kann Ertragseinbußen zwischen 20 % und 50 % verursachen (Shrivastava, 2015). Ein Anstieg des Meeresspiegels verursacht eine Versalzung der Böden in küstennahen Regionen. Doch nicht nur ein Anstieg des Meeresspiegels, sondern auch ineffiziente Bewässerungstechniken, Überdüngung (Hanson et al., 2006) und die Austrocknung des Bodens (Haque, 2006) fördern eine Versalzung der Böden. Schätzungen zufolge werden bis 2050 mehr als 50 % der nutzbaren landwirtschaftlichen Flächen von Salinität betroffen sein (Jamil et al., 2011). Nach Etesami und Noori (2019) schreitet die Bodenversalzung (weltweit) mit einer jährlichen Zuwachsrate von 10 % voran. Bei einer zu erwartenden Bevölkerung von 9,8 Milliarden Menschen bis 2050 (UN, 2017) und abnehmender Bodenfruchtbarkeit durch (unter anderem) Salinität, wird in Zukunft weniger nutzbare Anbaufläche für eine konstant wachsende Bevölkerung zur Verfügung stehen (Etesami & Noori, 2019). Dies stellt immense Herausforderungen für die Ernährungssicherung der Menschheit dar. Gerade in ariden und semiariden Regionen, wie Bangladesch, führen geringe Niederschläge, hohe Evapotranspiration und Temperaturen zu einem Anstieg von Bodensalinität (Meloni et al., 2011). Unter anderem hat in Bangladesch die Produktion von Garnelen maßgeblich zur Versalzung der Böden beigetragen. So wurden zwischen 1993 und 1994 für die Produktion 94.850 ha Land verwendet (Haque, 2006). Außerdem tragen Gezeitenüberflutung in der Regenzeit (Juni bis Oktober), direkte Überschwemmung mit Salzwasser und laterale oder Aufwärtsbewegungen von salzigem Grundwasser während der Trockenzeit (November bis Mai) zur Versalzung der Böden bei (Haque, 2006). Im Süden des Landes, wo hauptsächlich die Süßkartoffel angebaut wird, erweiterten sich die von Salinität betroffenen Flächen zwischen 1973 und 2009 bereits um 27 % (Awal & Khan, 2020). Etwa die Hälfte der küstennahen Regionen in Bangladesch, welche 30 % der gesamten landwirtschaftlich nutzbaren Fläche des Landes ausmachen, sind von Bodensalinität betroffen (Haque, 2006). Salinität gilt in Bangladesch somit als eines der Hauptprobleme des landwirtschaftlichen Anbaus der Küstenregion. (Al-Mahmud et al., 2018).

Die Süßkartoffel (*Ipomea batatas* L.) wird weltweit in tropischen Regionen angebaut und produziert die höchste Menge an essbarer Energie pro Hektar und Tag (Kays, 2004; Nelles,

2009 und Laurie et al., 2015). Sie ist ein wichtiger Lieferant von Carotinen, Ballaststoffen, Vitamin A und C, Folsäure, Zink und Eisen (Turner & Burri, 2001; Jata et al., 2011; Krishnan et al., 2012; Fertuga et al., 2013; Oke & Workneh, 2013; Laurie et al., 2015 und Neela & Fanta, 2019) für die menschliche Ernährung. Afzal et al. (2021) haben in ihrer Studie außerdem herausgearbeitet, dass die Süßkartoffel als Anbaufucht zur Erreichung von drei der 17 nachhaltigen Entwicklungsziele der Vereinten Nationen einen erheblichen Beitrag aufgrund ihrer Anpassungsfähigkeit an den Klimawandel, ihrer reichhaltigen Inhaltsstoffe und ihrer unkomplizierten und kurzen Anbauzeit leisten kann. Nach Meng et al. (2018) ist die Süßkartoffel in China auf Rang vier der wichtigsten Anbaufrüchte und auf Rang sieben weltweit. Landwirte in Bangladesch bauen in der Regenzeit hauptsächlich Reis an. In der Trockenzeit (Januar bis Mai), der Hauptanbauzeit der Süßkartoffel (Awal und Khan, 2020), steht das meiste Land aufgrund von Bodensalinität, unzureichendem Bewässerungswasser von guter Qualität und späten Entwässerungsbedingungen brach (Ahsan, 2010).

Die Süßkartoffel ist eine salzempfindliche Pflanze (Luo et al., 2017) und somit stark betroffen von der voranschreitenden Bodensalinität. Was auf die Süßkartoffel zutrifft, trifft auch für viele andere salzempfindliche Anbaupflanzen zu, weswegen es von großer Bedeutung ist, den Ertrag von Anbaupflanzen durch gezielte Forschung und Züchtung resistenter Genotypen zu sichern. Besonders wichtig für das Verständnis von Toleranzmechanismen salzempfindlicher Anbaupflanzen unter Salzstress, wie der Süßkartoffel, ist die Betrachtung von Assimilationsrate, Transpirationsrate und stomatärer Leitfähigkeit unter Salzstress, da diese Faktoren einen erheblichen Einfluss auf die Produktivität und das Wachstum der Pflanze haben. Die Transpirationsrate kann unter Salzstress aufgrund geringerer stomatärer Leitfähigkeit oder Toxizität abnehmen. Bei Kartoffeln beispielsweise (*Solanum tuberosum* L.) sinkt die Transpirationsrate unter hoher relativer Luftfeuchtigkeit und Salzstress stärker ab als unter niedriger relativer Luftfeuchtigkeit (Backhausen et al., 2005). Eine Reduktion der stomatären Leitfähigkeit unter Salzstress wurde in salzempfindlichen Nicht-Halophyten wie Bohnen (*Phaseolus vulgaris* L.), sowie in salztoleranten Nicht-Halophyten wie Baumwolle (*Gossypium hirsutum* L.) festgestellt (Downton et al., 1985; Seemann & Critchley, 1985 und Farquhar et al., 1987). Auch in Halophyten wurde eine Reduktion der stomatären Leitfähigkeit bereits beobachtet (Farquhar et al., 1982; Ball & Farquhar, 1984 und Flanagan & Jefferies, 1989). Darüber hinaus wird die Assimilationsrate unter Salzstress generell von stomatären sowie nicht stomatären Faktoren beschränkt. Dabei wird sie unter kurzzeitigem Salzstress von stomatären Faktoren und unter langfristigem Salzstress von nicht stomatären Faktoren wie Lichtintensität

und Lufttemperatur (Lu, C. M. et al., 1994 und Kong et al., 2005) limitiert. Eine Betrachtung des Tagesverlaufes von Assimilationsrate, Transpirationsrate und stomatärer Leitfähigkeit hilft, die Zusammenhänge dieser drei Parameter unter Salzstress zu verstehen und kann Hinweise auf die Mechanismen der Stressantwort von Süßkartoffeln geben.

Ziel dieser Arbeit ist es, die Stressreaktionen der Süßkartoffel (*Ipomea batata* L.) unter Salzstress im Hinblick auf die Assimilationsrate, die Transpirationsrate und die stomatäre Leitfähigkeit im Tagesverlauf zu beobachten. Dabei wurden außerdem die Auswirkungen von niedrigem sowie hohem Dampfdruckdefizit auf das Wachstum der Süßkartoffel (*Ipomea batata* L.) beobachtet, da dieser Haupteinflussfaktor der Transpiration ist (Choudhury & Monteith, 1986; Stanghellini, 1987; Joillet & Bailey, 1992; Boulard & Jemaa, 1993; Baille et al., 1994 und Castellvi et al., 1996). Die Hypothesen dieser Arbeit lauten:

1. Unter 75 % Luftfeuchtigkeit transpiriert die Süßkartoffel weniger als unter 40 % Luftfeuchtigkeit. Durch den geringeren Transpirationssog gelangt weniger NaCl in die Pflanze und die Auswirkungen von Salzstress auf das Wachstum der Süßkartoffel sind bei 75 % Luftfeuchtigkeit geringer als unter 40 % Luftfeuchtigkeit.
2. Transpirationsrate, stomatäre Leitfähigkeit und Assimilationsrate der Süßkartoffel variieren bei unterschiedlich hoher Luftfeuchtigkeit und in Abhängigkeit verschiedener genetischer Grundlagen unter Salzstress
3. Der Tagesverlauf von Transpirationsrate, stomatärer Leitfähigkeit und Assimilationsrate der Süßkartoffel variiert bei unterschiedlicher Luftfeuchtigkeit und in Abhängigkeit verschiedener genetischer Grundlagen unter Salzstress

1.1 Kenntnisstand

Bei einer gesteigerten NaCl-Akkumulation in der Rhizosphäre erhöht sich das osmotische Potential des Bodens, welches die Wasseraufnahme der Pflanzen erschwert (Backhausen et al., 2005), da das Wasser mit einer höheren Energie im Boden gehalten wird (Ahsan, 2010). Dies hat negative Auswirkungen auf die stomatäre Leitfähigkeit, Photosynthese, Proteinsynthese und Knospenbildung (Munns & Tester, 2008). Damit das Bodenwasser pflanzenverfügbar bleibt, müssen sich die Pflanzenzellen osmotisch anpassen, indem sie entweder Ionen akkumulieren oder organische Verbindungen wie Zucker oder organische Säuren herstellen. Dabei verbrauchen sie Energie, die unter anderen Umständen für Pflanzenwachstum, Blütenbildung oder Fruchtbildung (Ahsan, 2010) genutzt werden könnte (Hanson et al., 2006).

Salzstress führt neben osmotischem Stress (oben beschrieben) zu ionenspezifischem Stress, einem Ionenungleichgewicht und oxidativem Stress (Tabatabaei & Ehsanzadeh, 2016). NaCl gelangt von den Wurzeln durch die gesamte Pflanze in die Blätter. Dadurch entsteht eine ionenspezifische Toxizität, welche die Sterberate der Blätter in Form von Chlorosen und Nekrosen erhöht und die Photosyntheseaktivität einschränkt (Yeo & Flowers, 1986; Munns, 2005; Witzel et al., 2014). Diese toxischen Effekte von NaCl entstehen unter anderem durch eine Konkurrenz von Na^+ und K^+ für Bindungsstellen an Proteinen und den daraus resultierenden Einschränkungen von Enzymaktivitäten (Yu & Assmann, 2016).

Chen et al. (2005) haben herausgefunden, dass die Toleranz gegenüber Salzstress in einem bestimmten Gerstegenotyp auf die Fähigkeit, K^+ Ionen unter Salzstress beizubehalten, zurückzuführen ist. Diese Beobachtung haben auch Ligaba und Katsuhara (2010) gemacht. Sie haben beobachtet, dass salztolerante Gerstesorten sich dadurch auszeichneten, dass sie K^+ Ionen besser im Stängelgewebe beibehielten und Na^+ Ionen in subzelluläre Kompartimente verlagern konnten (Mahlooji et al., 2018).

An der Reaktion auf Salzstress sind zahlreiche Phytohormone beteiligt. Dazu gehören Abscisinsäure (Raghavendra et al., 2010), Ethylen (Zhang et al., 2016), Salicylsäure (Jayakannan et al., 2013) und Jasmonsäure (Wasternak & Song, 2017). Osmotischer Stress im Wurzelbereich sowie niedrige Luftfeuchtigkeit (Bauer et al., 2012) führen zu einem raschen Anstieg von Abscisinsäure in Wurzeln und Blättern (Fricke et al., 2004; Jia et al., 2002). In erhöhten Konzentrationen führt Abscisinsäure zu einer Stomataschließung, wodurch ein

verstärkter Wasserverlust und Transport von Na^+ durch den Transpirationssog verhindert wird (Yu & Assmann, 2016).

Munns (1985) hat Salzstress in Zusammenhang mit unterschiedlicher Luftfeuchtigkeit untersucht und fand heraus, dass der Durchfluss von Cl^- Ionen durch den Stängel im Anschluss eines Anstiegs von geringem Wasserfluss zu einem moderaten Wasserfluss erhöht war. Bei einem Anstieg von moderatem Wasserfluss zu hohem Wasserfluss ließ sich kein oder nur ein leicht erhöhter Durchfluss von Cl^- Ionen feststellen. Für Na^+ und K^+ Ionen konnte das gleiche beobachtet werden. Kitayama et al. (2020) haben zwei Süßkartoffelsorten (eine salztolerante und eine salzempfindliche Sorte) unter Salzstress untersucht und die Konzentration von Ca^{2+} und löslichen Zuckermolekülen in unterschiedlichen Pflanzengeweben untersucht. Dabei kam heraus, dass die salztolerante Sorte Na^+ , Ca^{2+} und lösliche Zuckermoleküle im Wurzelgewebe einlagerte, was maßgeblich zur osmotischen Anpassung beigetragen und die Anreicherung von Na^+ in Stängel und Blättern beschränkt hat. Dadurch blieb die photosynthetische Aktivität erhalten und das Pflanzenwachstum wurde stabilisiert. Die salzempfindliche Sorte hatte nur sehr geringe Na^+ Ansammlungen im Wurzelgewebe und wies höhere Na^+ Konzentrationen in Stängel und Blättern auf, was zu einer Verminderung der Photosyntheserate und Blattabwurf führte.

Einige Studien konzentrieren sich auf die Erschließung wichtiger regulierender Gene in salztoleranten Süßkartoffelsorten (Kang et al., 2017; Liu, 2017; Yada et al., 2017), da sich Gentechnik als effektives Werkzeug zur Erhöhung der Salztoleranz in Süßkartoffeln herausgestellt hat (Zhang et al., 2019; Kang et al., 2018; Li et al., 2017; B. Wang et al., 2016; F.B. Wang et al., 2016; Yan et al., 2016). Du et al. (2021) haben herausgefunden, dass das (ringtypische) E3-Ubiquitin-Ligase-Gen *ibATL38* aus einer Süßkartoffelsorte namens *Lushu 3* durch Abscisinsäure und Salz aktiviert wurde. Eine Überexpression dieses Gens hat in transgenen *Arabidopsis* Pflanzen zu einer erhöhten Salztoleranz geführt. Außerdem fand man heraus, dass *ibATL38* mit hoher Wahrscheinlichkeit die Akkumulation von ROS durch Förderung von antioxidativen Schutzmechanismen verminderte und so die Salztoleranz der Pflanze erhöhen könnte. Man kam zu dem Schluss, dass das *ibATL38*-Gen Potential hat, die Salztoleranz von Süßkartoffeln und anderen Pflanzen zu verbessern.

2. Material und Methoden

2.1 Versuchsaufbau und – ablauf

In dem Gewächshaus des Instituts für tropische Agrarwissenschaften (Hans-Ruthenberg-Institut) der Universität Hohenheim wurden folgende drei Süßkartoffelsorten hydroponisch aufgezogen und auf ihre Reaktionen auf Salzstress untersucht:

CIP 189151.8

CIP 106082.1

CIP 420001

Die Pflanzen wurden vom International Potato Center (CIP) Peru zu Verfügung gestellt, vom Bangladesh Agricultural Research Institute (BARI) erfasst und im Gewächshaus des Hans-Ruthenberg-Instituts der Universität Hohenheim kultiviert und vermehrt. Für den Versuch wurden zwei Wachstumskammern angelegt, in denen unterschiedliche Luftfeuchtigkeit herrschte. Die Wachstumskammern bestanden aus einem Holzrahmen mit Plexiglas und einem Plastikvorhang, um den Zugang zu den Kammern zu gewähren und die Höhe der Luftfeuchtigkeit innerhalb der Wachstumskammer aufrecht zu erhalten. Die Luftfeuchtigkeit in der lufttrockenen Kammer wurde mithilfe eines Luftentfeuchters (DST Seibu Giken, Consorb DC-10, Schweden) reguliert. In dieser Kammer betrug die Luftfeuchtigkeit 40 %. Die Luftfeuchtigkeit der anderen Kammer betrug 75 %. In jeder Wachstumskammer befanden sich jeweils 90 Töpfe mit Versuchspflanzen. Beide Kammern wurden in fünf Blöcke unterteilt. Jeder Block enthielt 18 Töpfe, die sich aus drei Sorten mit drei Wiederholungen und zwei verschiedenen Behandlungen zusammensetzten: Eine Kontrollbehandlung (0 mmol) und eine Behandlung mit NaCl (100 mmol). Für die NaCl-Behandlung wuchsen die Pflanzen in einer 100 mmol NaCl konzentrierten Yoshida-Nährlösung. Jede Woche wurden die Pflanzen eines Blockes bei 40 % bzw. bei 75 % Luftfeuchtigkeit geerntet. Der gesamte Zeitraum des Versuches erstreckte sich über sieben Wochen.

Die Pflanzen wuchsen in Plastiktöpfen mit 1,2 L (11x11x14 cm) Fassungsvermögen (Gies, Deutschland). An der Außenseite der Töpfe wurde Aluminiumfolie befestigt, um den Wurzelraum so gut wie möglich abzudunkeln und ein Algenwachstum zu beschränken. Die Töpfe wurden mit Deckeln verschlossen, auf denen eine Rankhilfe mithilfe von Heißkleber befestigt wurde. Dies gewährleistete ein platzsparendes Wachstum der Pflanzen. Jeder Deckel

verfügte über ein Loch, in welches ein Schlauch (4 mm Durchmesser, 1 mm Wandbreite, Aquaristikschauch, OBI, Deutschland) geführt wurde. Diese waren an einen fünf-Wege-Verteiler (Cole-Parmer, fisher scientific, Deutschland) angeschlossen. Mithilfe einer Luftpumpe (Membran-Vakuumpumpe N022AN.18, KNF LAB, Deutschland) wurden alle 60 Minuten für 15 Minuten Luft in den Wurzelbereich gepumpt. So wurde eine ausreichende Sauerstoffversorgung für ein gutes Wurzelwachstum gewährleistet. Die Pflanzen wuchsen unter einer Assimilationsbeleuchtung (DH Licht GmbH, SON-K 400W), welche von 8:00 Uhr bis 20:00 Uhr leuchtete und über eine Zeitschaltuhr gesteuert wurde. Die Pflanzen befanden sich ca. 120 cm unterhalb der Leuchten.

Jeder Topf erhielt 1 cm unterhalb der Oberkante eine Markierung. Dies diente zur Orientierung für das Einfüllen der Nährstofflösung. Die Töpfe wurden mit deionisiertem Wasser aufgefüllt, welches mit einer Yoshida Nährlösung versetzt wurde (Yoshida, 1976) (Tab. 1). Für den Versuch in einem hydroponischen System wurde die Yoshida Nährlösung angepasst. Dafür wurde FeCl_3 mit EisenEDTA ersetzt. Diese Lösung wurde jede Woche neu angesetzt. Für die Salzstress-Behandlung wurde $58,58 \text{ g mol}^{-1} \text{ NaCl}$ (Roth, Deutschland) hinzugefügt, bis eine NaCl-Konzentration von 100 mmol erreicht war. Zu 60 L Nährlösung, was ausreichend für alle Töpfe zu Beginn des Versuches war, wurden 351,48 g NaCl hinzugefügt. Die Kontrollbehandlung wurde nur mit der Yoshida Nährlösung behandelt. Die ersten zwei Wochen des Versuchs wuchsen die Stecklinge in einer 50 %igen Yoshida-Nährlösung. Ab der zweiten Woche wurde die Nährlösung auf 100 % erhöht. Die Salzbehandlung begann nach 17 Tagen. Der pH-Wert der Lösung wurde ebenfalls kontrolliert (WTH, Deutschland) und betrug stets ca. 5,8 bis 6. Für eine Anpassung des pH-Wertes wurden 1 M NaOH beziehungsweise 1 M HCl verwendet. Nach Ansetzen der Lösung wurden wöchentlich alle Töpfe geleert und mit der frisch hergestellten Lösung wieder gefüllt. Im Laufe der Woche wurde stets darauf geachtet, dass die Töpfe genug Wasser enthielten und bei Bedarf mit deionisiertem Wasser aufgefüllt wurden. Wöchentlich wurden tote und abgeworfene Blätter eingesammelt und in beschrifteten Papiertüten aufbewahrt.

Tabelle 1: Zusammensetzung der Yoshida-EDTA-Nährlösung (pH 6) (Burgert, 2019).

Stammlösung	Chemisches Element	Reagenz	Stammlösung [g L ⁻¹]	Stammlösung/ Nährlösung [mL L ⁻¹]	Löslichkeit [g L ⁻¹]
A	N	NH ₄ NO ₃	114.29	1	2089
B	P	NaH ₂ PO ₄ * 2H ₂ O	50.37	1	850
C	K	K ₂ SO ₄	89.14	1	111
D	Ca	CaCl ₂ * 2H ₂ O	146.73	1	986
E	Mg	MgSO ₄ * 7H ₂ O	405.64	1	710
F	Fe	FeNa - EDTA	15.080	1	N.N.
G	Mn	MnCl ₂ * 4H ₂ O	1.875	1	700
	Zn	ZnSO ₄ * 5H ₂ O	0.0440		965
	Cu	CuSO ₄ * 4H ₂ O	0.0393		203
	Mo	(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ * 4H ₂ O	0.0920		430
	B	H ₃ BO ₃	11.675		50

2.2 Stecklingsvermehrung

Für jede Sorte wurden aus einem Spross mit Blättern der Mutterpflanze 60 (insgesamt 180) 5-6 cm lange Stücke mit einer Rasierklinge (Astra, Vereinigtes Königreich) herausgeschnitten. Die Blätter wurden entfernt. Die Rasierklinge wurde vorher mit einer NaOCl Lösung desinfiziert, um eine potenzielle Übertragung von Bakterien, Viren oder Pilzen zu vermeiden. Bevor die Stecklinge mit einem Ende durch ein Loch im Deckel in die Nährlösung gesteckt wurden, wurden sie in ein Pestizid getunkt (5ml/ l) (Spruzi, NeuDorfft, Deutschland) und anschließend mit destilliertem Wasser abgespült. Ein Schaumstoffpfropf (3 cm lang, 3,6 cm Durchmesser) (Ceapren Stopfen, 36 mm, Greiner Bioone, Deutschland) im Loch des Deckels diente zur Fixierung des Stecklings.

2.3 Messungen

Tabelle 2: Übersicht der verwendeten Geräte.

Gerät	Hersteller	Typ	Herstellersitz
Feinwaage	Precisa	XB 220A	Schweiz
LCPro	ADC BioScientific	LCPro-SD	Vereinigtes Königreich
Assimilationsbeleuchtung	DH Licht GmbH	SON-K 400W	Deutschland
SPAD-Meter	Konica Minolta	SPAD-502 plus	Japan
pH-Messgerät	WTW	pH-Meter 3110	Deutschland
Luftpumpe	KNF Lab	N022AN. 18	Deutschland
Luftentfeuchter	DST Seibu Giken	Consort DC-10	Schweden

Alle porometrischen Messungen der Assimilationsrate, Transpirationsrate und stomatären Leitfähigkeit wurden mit dem LC Pro-SD (ADC BioScientific, Vereinigtes Königreich) durchgeführt. Das Gerät benötigt eine Referenz-CO₂-Konzentration. Für diese Referenzkonzentration wurde die Luft innerhalb des Gewächshauses und außerhalb der Kammern verwendet. Alle weiteren während des Versuches verwendeten Geräte sind in Tabelle 2 aufgelistet.

Für diese Arbeit wurde ein Standardblock verwendet, bei dem die Lichtintensität und der Dampfdruck im Vergleich zu den anderen Blöcken standardisiert war. Aus diesem Grund wurde für die Messung der dritte (mittlere) Block ausgewählt. Mit Beginn der ersten Messung wurde ein junges, voll entwickeltes Blatt ausgewählt. Die Blattposition wurde notiert. Dabei galt das erste geöffnete Blatt an der Sprossspitze als Position 1. Jedes weitere Blatt entsprach jeweils der darauffolgenden Position. Dieses Blatt wurde mithilfe eines Fadens markiert, damit an jedem weiteren Messtag dasselbe Blatt schnell gefunden und gemessen werden konnte. So konnten zusätzlich zum Tagesverlauf auch Beobachtungen zum fortschreitenden Blattalter gemacht werden. Es wurden nur Blätter des Haupttriebs der Pflanze ausgewählt.

Es wurde einmal die Woche in dem Zeitraum vom 31.03.2020 bis zum 21.04.2020 gemessen. Die Messungen begannen am Messtag um ca. 7:45 Uhr. Nur am ersten Messtag begannen die Messungen abweichend erst um 9:30 Uhr. Es wurden abwechselnd die drei Wiederholungen einer Sorte und Behandlung aus der Wachstumskammer mit niedriger Luftfeuchtigkeit und die der Wachstumskammer mit hoher Luftfeuchtigkeit gemessen (Abb. 1). Damit wurde gewährleistet, dass die Pflanzen der gleichen Sorte und Behandlung in den unterschiedlichen Kammern ungefähr zur gleichen Zeit gemessen wurden.

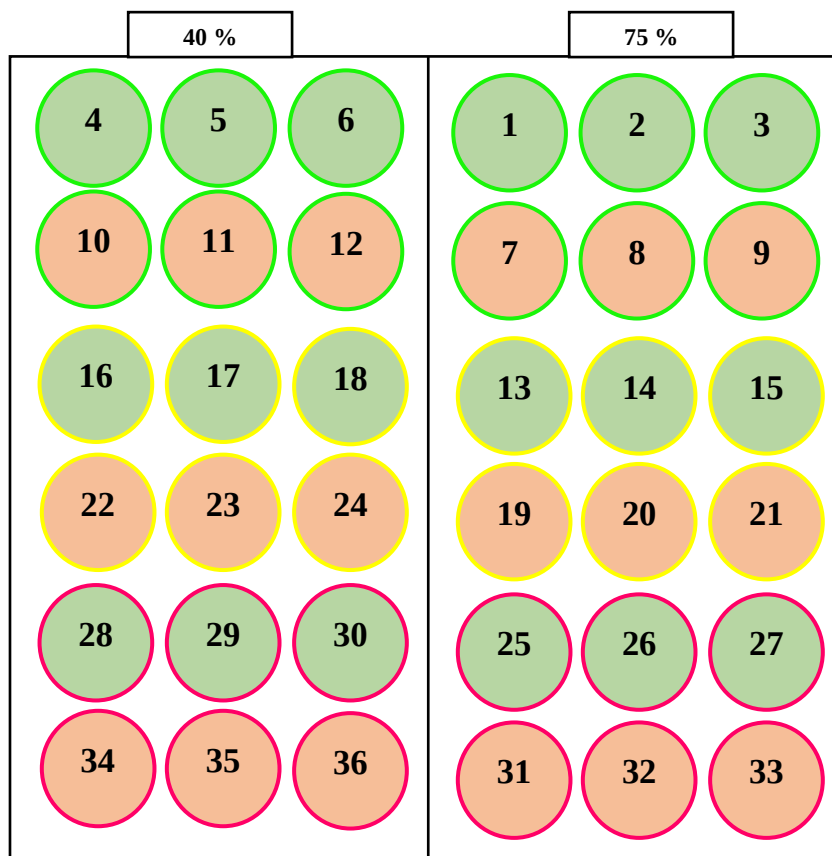


Abbildung 1: Schematische Darstellung des Messvorgangs. Grün umrandet = CIP 189151.8; Gelb umrandet = CIP 106082.1; Lila umrandet = CIP 420001; Grüne Kreisfüllung = Kontrollbehandlung; Rote Kreisfüllung = Salzbehandlung.

Ein kompletter Messgang entsprach 36 Messungen. Dies dauerte in der Regel zwei Stunden, variierte aber an den jeweiligen Messtagen. Der Messgang wurde am selben Tag fünfmal wiederholt, um einen Tagesgang abzubilden. Nur am ersten Messtag wurden abweichend vier statt fünf Messungen durchgeführt.

Im Verlauf des Versuchs kam es vor, dass das zu Beginn des Versuchs markierte Blatt am Haupttrieb bedingt durch Salzstress oder Seneszenz abgeworfen oder bereits stark nekrotisiert war. In diesem Fall wurde ein neues Blatt in ähnlicher Position gewählt, gemessen und die Änderung notiert. Bei einigen Pflanzen konnten, hauptsächlich während der späteren Messungen (Messtag 3 und 4), keine Blätter des Haupttriebes gemessen werden. In so einem Fall wurde außerplanmäßig ein Blatt des Seitentriebes gemessen. Die Informationen zu diesen Änderungen können der nachfolgenden Tabelle entnommen werden (Tab. 3).

Tabelle 3: Übersicht der ersetzten Blätter. 40 % links, 75 % rechts. Rot = Blatt wurde ersetzt; Schwarz = Pflanze trug keine messbaren Blätter; Gelb = Blatt war krank; ST = Blatt befand sich an einem Seitentrieb; JB = es wurde ein junges Blatt gemessen. MT = Messtag; Wh = Wiederholung.

Sorte	Behandlung	Wh	MT 1	MT 2	MT 3	MT 4	Sorte	Behandlung	Wh	MT 1	MT 2	MT 3	MT 4
CIP 189151.8	Kontrolle	1					CIP 189151.8	Kontrolle	1				
		2							2				
		3							3				
	100 mmol NaCl	1						100 mmol NaCl	1				
		2							2				
		3							3				
CIP 106082.1	Kontrolle	1					CIP 106082.1	Kontrolle	1				
		2							2				
		3							3				
	100 mmol NaCl	1						100 mmol NaCl	1				
		2							2				
		3							3				
CIP 420001	Kontrolle	1					CIP 420001	Kontrolle	1				
		2							2				
		3							3				
	100 mmol NaCl	1						100 mmol NaCl	1				
		2							2				
		3							3				

Die Sorte CIP 420001 hat eine andere Blattform als die Sorten CIP 189151.8 und CIP 106082.1. Während CIP 189151.8 und CIP 106082.1 eher herzförmige, großflächige Blätter haben, hat CIP 420001 eher sternförmige Blätter. Diese konnten die Messkammer des LCPros nicht vollständig ausfüllen. Um dieses Problem weitestgehend zu lösen, wurde die Blattfläche in der Messkammer in % der Gesamtfläche geschätzt. Für die Aufbereitung der Daten, wurden die Rohdaten der Sorte CIP 420001 mit der geschätzten prozentualen Deckfläche multipliziert.

2.4 SPAD-Messungen

Die SPAD-Werte der drei Sorten wurden einmal die Woche mit einem SPAD-meter (Konica Minolta, SPAD-502 plus, Japan) gemessen. Es wurden pro Blatt drei Messwerte gemessen, von denen der Mittelwert berechnet und für die Auswertung verwendet wurde. Die SPAD-Werte sind indikativ für den Stickstoff- bzw. Chlorophyllgehalt des Blattes und dienen daher zur Schätzung des Chlorophyllgehaltes. Für die salzgestressten Pflanzen, die bei 75 %

Luftfeuchtigkeit gewachsen sind, konnten für die Sorte CIP 189151.8 und CIP 106082.1 an Messtag 3 und 4 keine Daten erhoben werden, für die Sorte CIP 420001 konnten an Messtag 4 keine Daten erhoben werden. Unter Kontrollbedingungen konnten bei 75 % Luftfeuchtigkeit für die Sorte CIP 189151.8 am vierten Messtag keine Daten erhoben werden. Bei 40 % Luftfeuchtigkeit konnten unter Salzstress für alle drei Sorten nur an den ersten beiden Messtagen Daten erhoben werden.

2.5 Aufbereitung der Daten

Alle Rechnungen wurden mithilfe des Programms excel® (Microsoft®, Version 2002) durchgeführt. Es wurden die Mittelwerte der drei Wiederholungen sowie die Standardabweichung (s) der Mittelwerte berechnet. Hier wurde die Formel für die Standardabweichung einer Stichprobe verwendet (bei excel STABW). Mithilfe der Standardabweichung wurde der Standardfehler (SE) für die Mittelwerte der drei Wiederholungen berechnet. Hierfür wurde folgende Formel verwendet:

$$SE = \frac{s}{\sqrt{3}}$$

Alle Graphen wurden mit Sigmaplot (©2011 Systat Software, Inc., für Windows Version 12.5) erstellt. Die statistischen Analysen (Varianzanalyse und LSD-Tests) wurden mit dem Programm RStudio (Version 1.3.1093, ©2009-2020 RStudio, PBC) durchgeführt.

2.6 Klimadaten

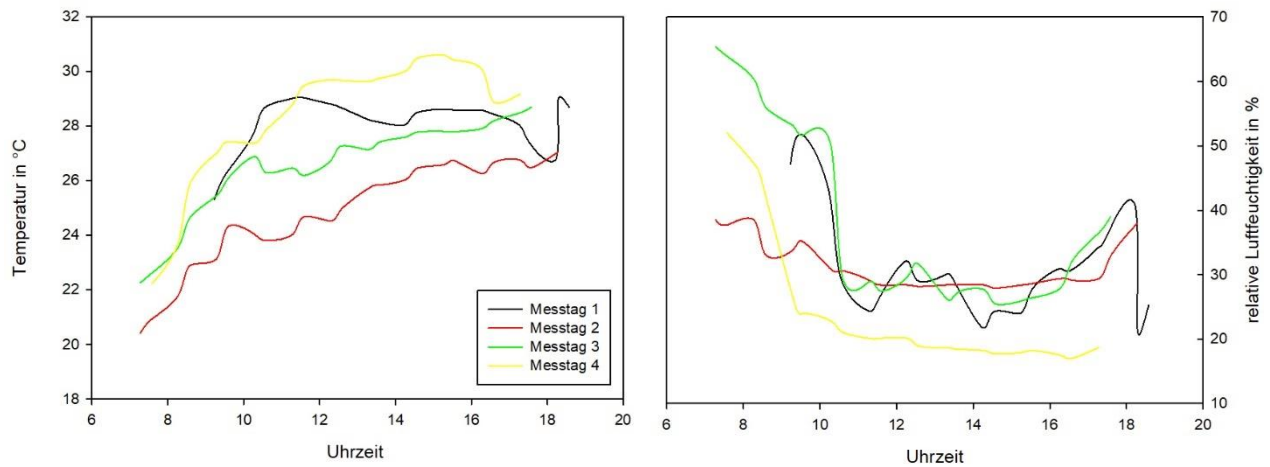


Abbildung 2: Klimadaten. Temperatur und relative Luftfeuchtigkeit zwischen 7:00 Uhr und 19:00 Uhr an vier verschiedenen Messtagen. Messungen erfolgten an dem jeweiligen Messtag alle 30 Minuten.

Während des Versuches wurden Temperatur und relative Luftfeuchtigkeit im Gewächshaus außerhalb der Kammern gemessen. Das Messgerät befand sich nicht in direkter Sonneneinstrahlung und führte am jeweiligen Messtag zwischen 7:00 Uhr und 19:00 Uhr alle 30 Minuten Messungen der Temperatur und Luftfeuchtigkeit durch.

3. Ergebnisse

Zu Beginn der Messungen wurde das jüngste vollentwickelte Blatt des Haupttriebes als das zu messende Blatt identifiziert. Danach wurde für jede Sorte und Behandlung die Zahl neuer Blätter am Haupttrieb ermittelt und daraus die jeweilige durchschnittliche Zunahme der Blattanzahl sowie die Position des zu messenden Blattes ermittelt. Unter Salzstressbedingungen starb das ursprüngliche Messblatt sehr bald ab, so dass die mittlere Blattzahlzunachsrte unter diesen Bedingungen nicht mehr ermittelt werden konnte. Die Ergebnisse dazu sind in Tabelle 4 und Tabelle 5 dargestellt.

Tabelle 4: Durchschnittliche Zunahme der Blattanzahl bei 40 % Luftfeuchtigkeit. Durchschnittliche Zunahme an neuen Blättern pro Woche der Sorten CIP 189151.8, CIP 106082.1 und CIP 420001 unter 40 % Luftfeuchtigkeit in der Salzbehandlung (100) und der Kontrollbehandlung (0).

	CIP 189151.8		CIP 106082.1		CIP 420001	
	0	100	0	100	0	100
Woche 1	6,00	n/a	5,00	3,67	5,00	n/a
Woche 2	7,67	n/a	4,33	n/a	6,00	n/a
Woche 3	3,67	n/a	6,67	n/a	5,67	n/a

Tabelle 5: Durchschnittliche Zunahme der Blattanzahl bei 75 % Luftfeuchtigkeit. Durchschnittliche Zunahme an neuen Blättern pro Woche der Sorten CIP 189151.8, CIP 106082.1 und CIP 420001 unter 75 % Luftfeuchtigkeit in der Salzbehandlung (100) und der Kontrollbehandlung (0).

	CIP 189151.8		CIP 106082.1		CIP 420001	
	0	100	0	100	0	100
Woche 1	6,67	4,67	4,33	6,33	6,67	4,00
Woche 2	5,67	n/a	7,33	n/a	6,67	n/a
Woche 3	10,00	n/a	6,00	n/a	5,00	n/a

Gaswechsellmessungen im Tagesverlauf

Die Assimilationsraten, Transpirationsraten und die stomatäre Leitfähigkeit der ausgewählten Blätter wurden für alle Behandlungen und Sorten einmal pro Woche porometrisch als Tagesgang gemessen. Im Folgenden werden die Ergebnisse getrennt nach den einzelnen Parametern dargestellt.

3.1 Transpirationsrate im Tagesgang in Abhängigkeit von Blattalter, Luftfeuchtigkeit, Sorte und NaCl-Behandlung

Die Transpirationsrate nahm unter Kontrollbedingungen im Tagesverlauf in der Regel bis ca. 16:00 Uhr zu und sank anschließend ab (Abb. 3). In Hinblick auf das Blattalter nahm die Transpirationsrate im Tagesmittel bis zum dritten Messtag zu und sank am vierten Messtag ab. Der Tagesverlauf veränderte sich wenig in Abhängigkeit des Blattalters, allerdings ließen sich bei älteren Blättern die meisten Mittagsdepressionen beobachten (Abb. 3). Bei CIP 189151.8 veränderte sich die Transpirationsrate unter 75 % Luftfeuchtigkeit an den ersten drei Messtagen kaum und wies an keinem Tag eine Mittagsdepression auf. Von den drei Sorten transpierte CIP 420001 am wenigsten, CIP 189151.8 und CIP 106082.1 transpirierten in etwa gleich viel. Die Höhe der Transpirationsrate im Tagesmittel variierte unter Kontrollbedingungen ebenfalls wenig in Abhängigkeit des Blattalters. Eine Ausnahme stellte der dritte Messtag dar (Abb. 3). Die Sorte CIP 420001 transpierte am dritten Messtag sowohl unter 40 % als auch unter 75 % Luftfeuchtigkeit ca. $2 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ mehr als an den anderen Messtagen. Für die Sorte CIP 189151.8 war dies unter 40 % Luftfeuchtigkeit und für die Sorte CIP 106082.1 unter 75 % Luftfeuchtigkeit der Fall. Unter 75 % ließen sich häufiger Mittagsdepressionen feststellen und die Transpirationsrate war bei allen Sorten höher unter 75 % Luftfeuchtigkeit als unter 40 % Luftfeuchtigkeit. Außerdem ließ sich bei den unterschiedlichen Luftfeuchtigkeiten erkennen, dass sich die Tagesmaxima der Transpirationsrate sortenspezifisch unterschieden (Abb. 3). Bei CIP 189151.8 war das Maximum unter 75 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 3 später und an Messtag 4 früher. Bei CIP 106082.1 war das Maximum unter 75 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 1 und 4 früher und bei CIP 420001 war es unter 75 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 3 und 4 später. Hier gab es also klare Sortenunterschiede, aber die veränderten Tagesmaxima traten bei allen Sorten eher im höheren Blattalter auf.

Unter Salzstress sank die Transpirationsrate aller Sorten ab und war niedriger als unter Kontrollbedingungen. Verglichen mit den Transpirationsraten der Pflanzen der

Kontrollbehandlung, waren die der salzgestressten Pflanzen um ca. $1,34 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ niedriger. Eine Ausnahme bildete hier der Messtag 4, an dem vor allem die salzgestressten Pflanzen der Sorte CIP 189151.8 unter hoher sowie niedriger Luftfeuchtigkeit höhere Transpirationsraten hatten als die Pflanzen der Kontrollbehandlung (Abb. 3). Für die Sorten CIP 106082.1 und CIP 420001 war dies eher unter 75 % Luftfeuchtigkeit der Fall. Mittagsdepressionen traten unter Salzstress nicht mehr auf. Die Sorten CIP 189151.8 und CIP 420001 hatten unter 75 % Luftfeuchtigkeit frühere Maxima als unter Kontrollbedingungen, eher im späteren Blattalter (Messtag 2, 3 und 4). Die salzgestressten Pflanzen hatten mehrheitlich am vierten Messtag das höchste Tagesmittel. CIP 420001 konnte unter Salzstress seine Transpirationsrate besser aufrechterhalten als CIP 189151.8 und CIP 106082.1. Auch die Differenz zwischen Kontrollbehandlung und Salzbehandlung war bei CIP 420001 am geringsten. Bei der Sorte CIP 420001 ließ sich feststellen, dass die salzgestressten Pflanzen unter 40 % Luftfeuchtigkeit gegen Abend stärker transpirierten als die Pflanzen der Kontrollbehandlung. Bei der Sorte CIP 189151.8 sank die Transpirationsrate der salzgestressten Pflanzen bei niedriger Luftfeuchtigkeit nachmittags stärker ab als die Transpirationsraten der Kontrollpflanzen mit Ausnahme des vierten Messtages. Unter 40 % Luftfeuchtigkeit nahmen die Transpirationsraten aller drei Sorten unter Salzstress mit zunehmendem Blattalter zu. Unter 75 % Luftfeuchtigkeit ließ sich dieser Trend nicht feststellen. Die Transpirationsraten der salzgestressten Pflanzen der Sorten CIP 189151.8 und CIP 106082.1 sanken unter 75 % Luftfeuchtigkeit an den Messtagen 2 und 3 auf ein sehr niedriges Niveau (Abb. 3). Besonders die Sorte CIP 189151.8 transpirierte an diesen beiden Messtagen mit einer konstant niedrigen Rate. Die Sorte CIP 420001 durchlief sowohl unter 75 % Luftfeuchtigkeit als auch unter 40 % Luftfeuchtigkeit kaum Schwankungen in der Salzbehandlung (Abb. 3).

Eine Varianzanalyse hat unter hoher ($p < 0,01$) und niedriger ($p < 0,05$) Luftfeuchtigkeit einen signifikanten Unterschied zwischen den Behandlungen, sowie unter 75 % Luftfeuchtigkeit ($p < 0,01$) zwischen den Sorten ergeben. Unter 40 % Luftfeuchtigkeit ließen sich keine signifikanten Unterschiede zwischen den Sorten CIP 189151.8 und CIP 106082.1 feststellen. Die Sorte CIP 420001 hingegen wies signifikante Unterschiede ($p < 0,01$) auf.

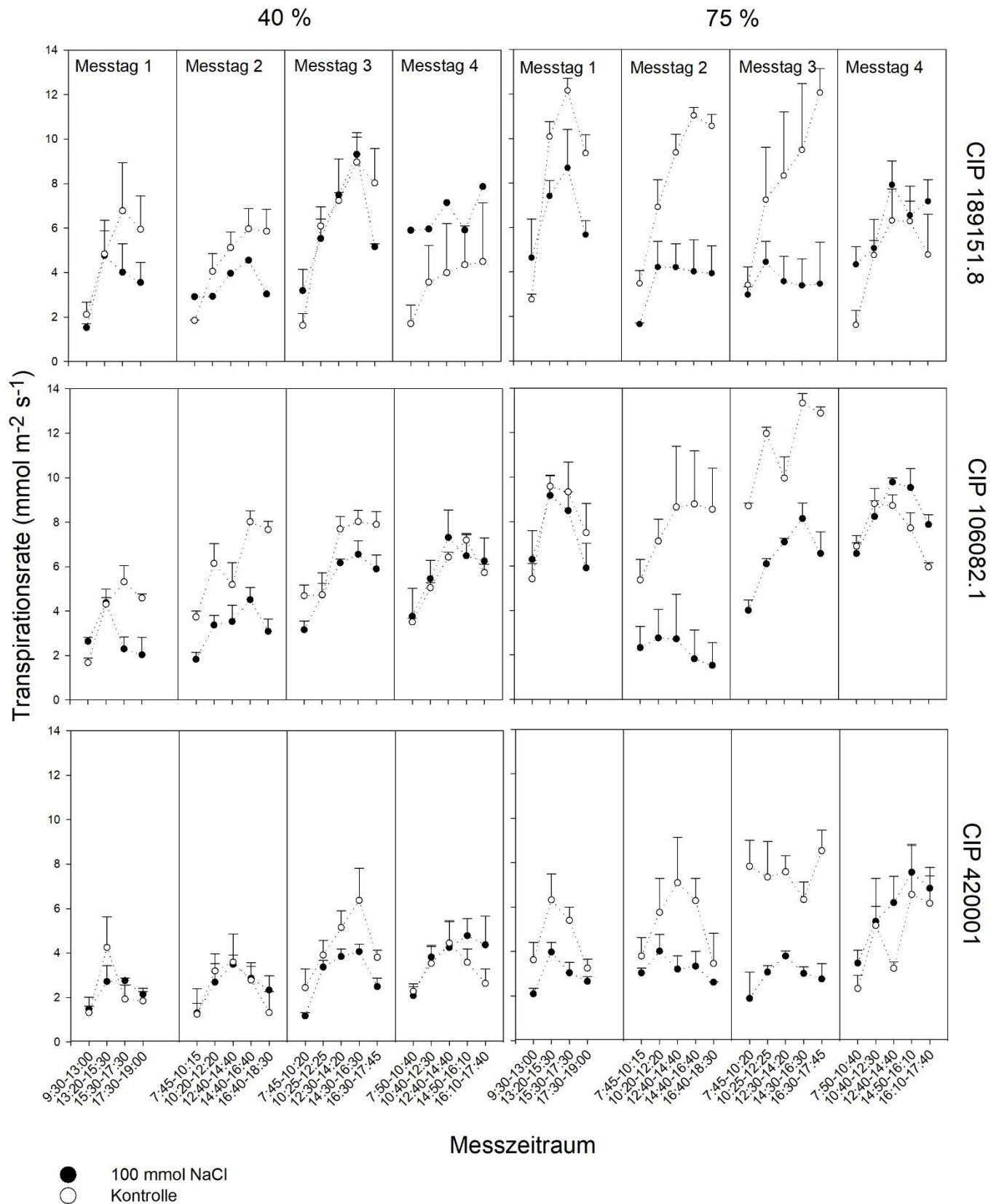


Abbildung 3: Transpirationsrate im Tagesgang. Auswirkungen von Luftfeuchtigkeit und Salzstress auf die Transpirationsrate im Tagesgang bei drei verschiedenen Süßkartoffelsorten (CIP 189151.8; CIP 106082.1; CIP 420001) an vier Messtagen. Dargestellt sind die Mittelwerte mit Standardfehlern.

3.2 Assimilationsrate im Tagesgang in Abhängigkeit von Blattalter, Luftfeuchtigkeit, Sorte und NaCl-Behandlung

Der Tagesverlauf der Assimilationsrate unter Kontrollbedingungen ließ keinen eindeutigen Verlauf erkennen (Abb. 4). Die Assimilationsrate verlief mit vielen Schwankungen sowohl bezogen auf den Tagesgang als auch auf das Blattalter. CIP 420001 wies unter den drei Sorten den regelmäßigsten Verlauf der Assimilationsrate auf (Abb. 4). Die Assimilationsrate war sortenspezifisch im Tagesmittel am ersten Messtag (CIP 189151.8) bzw. am dritten Messtag (CIP 420001) unter beiden Luftfeuchtigkeiten am höchsten und war an den nachfolgenden Messtagen stets niedriger. CIP 106082.1 hatte unter 40 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 3 und unter 75 % an Messtag 1 die höchste Assimilationsrate. Bei der Assimilationsrate ließ sich also nicht wie bei der Transpirationsrate ein eindeutiges Muster bei allen Sorten erkennen. Die Maxima der Assimilationsrate traten unter Kontrollbedingungen häufig am späten Nachmittag auf. Es gab jedoch zahlreiche Unterschiede sowohl zwischen den Messtagen als auch zwischen den Sorten (Abb. 4). Hier gab es mehr Schwankungen als bei der Transpirationsrate. Unter Salzstress verhielt es sich ähnlich. Mittagsdepressionen der Assimilationsrate traten an den Messtagen 2, 3 und 4 auf. CIP 106082.1 wies an Messtag 2 unter 40 % Luftfeuchtigkeit und an Messtag 3 unter 75 % Luftfeuchtigkeit eine Mittagsdepression auf. CIP 420001 wies lediglich unter 75 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 3 und 4 eine Mittagsdepression auf (Abb. 4). CIP 189151.8 wies als einzige Sorte, analog zu den Ergebnissen der Transpirationsrate, keine Mittagsdepression auf. Unter 75 % Luftfeuchtigkeit war die Assimilationsrate höher als unter 40 % Luftfeuchtigkeit und erreichte, hauptsächlich an den Messtagen 2 (CIP 106082.1; CIP 420001) und 3 (CIP 420001), ihr Tagesmaximum früher als bei 40 % Luftfeuchtigkeit. CIP 189151.8 hatte bei 75 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 1 ein früheres und an Messtag 3 ein späteres Tagesmaximum als bei 40 % Luftfeuchtigkeit (Abb. 4). Unter Salzstress traten auch bei der Assimilationsrate keine Mittagsdepressionen mehr auf (mit Ausnahme von CIP 106082.1 unter 40 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 2). Die Assimilationsrate war außerdem bis auf Messtag 4 bei allen Sorten niedriger als unter Kontrollbedingungen. An Messtag 4 war sie bei allen Sorten und beiden Luftfeuchtigkeiten höher als unter Kontrollbedingungen. Die geringste Differenz zwischen der Assimilationsrate der salzgestressten Pflanzen und die der Pflanzen der Kontrollbehandlung unter hoher sowie niedriger Luftfeuchtigkeit ließ sich bei der Sorte CIP 420001 feststellen. Anhand der Daten konnte beobachtet werden, dass sich diese Differenz bei allen Sorten unter 75 % Luftfeuchtigkeit vergrößerte (Abb. 4). Die Assimilationsrate von CIP 189151.8 war unter Salzstress im Tagesmittel bei 40 %

Luftfeuchtigkeit an Messtag 3 und bei 75 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 1 am höchsten. Die Assimilationsrate von CIP 106082.1 und CIP 420001 war unter hoher sowie niedriger Luftfeuchtigkeit an Messtag 4 am höchsten (Abb. 4). Die Tagesmaxima der Assimilationsrate von CIP 189151.8 waren unter Salzstress bei 75 % Luftfeuchtigkeit früher (Messtag 1, 3, 4). Bei CIP 106082.1 und CIP 420001 ließen sich an Messtag 1 (CIP 420001) und Messtag 2 (CIP 106082.1; CIP 420001) frühere Tagesmaxima bei 75 % Luftfeuchtigkeit erkennen (Abb. 4). Am dritten Messtag wies die Assimilationsrate der Sorte CIP 106082.1 unter Kontrollbedingungen einen besonderen Verlauf auf. Sie hatte bei 40 % Luftfeuchtigkeit zwischen 12:30 Uhr und 14:30 Uhr ein Maximum, während unter 75 % Luftfeuchtigkeit zu diesem Zeitpunkt eine Mittagsdepression festgestellt werden konnte (Abb. 4). Die Assimilationskurven der salzgestressten Pflanzen folgten weitestgehend denen der Kontrollpflanzen. Auffällig sind aber einige Kurvenverläufe, die sich antizyklisch bewegten. Dies konnte bei allen Sorten an Messtag 3 unter 75 % Luftfeuchtigkeit festgestellt werden, allerdings mit unterschiedlichen antizyklischen Bewegungen (Abb. 4). Hier sank in der Kontrollbehandlung die Assimilationsrate der Sorten CIP 106082.1 und CIP 420001 vormittags ab, während die Assimilationsrate der salzgestressten Pflanzen zu diesem Zeitpunkt anstieg. Bei der Sorte CIP 189151.8 sank an Messtag 3 (und zusätzlich an Messtag 1) die Assimilationsrate der salzgestressten Pflanzen vormittags ab, während sie bei den Pflanzen der Kontrollbehandlung anstieg.

Eine Varianzanalyse ergab signifikante Unterschiede ($p < 0,01$) zwischen der Assimilationsrate in der Salzbehandlung und der Kontrollbehandlung unter 75 % Luftfeuchtigkeit. Bei geringer Luftfeuchtigkeit konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen den zwei Behandlungen festgestellt werden. Zwischen den Sorten konnten unter 75 % Luftfeuchtigkeit lediglich signifikante Unterschiede ($p < 0,01$) bei der Sorte CIP 420001 festgestellt werden. Unter 40 % Luftfeuchtigkeit unterschieden sich alle drei Sorten signifikant ($p < 0,01$) voneinander.

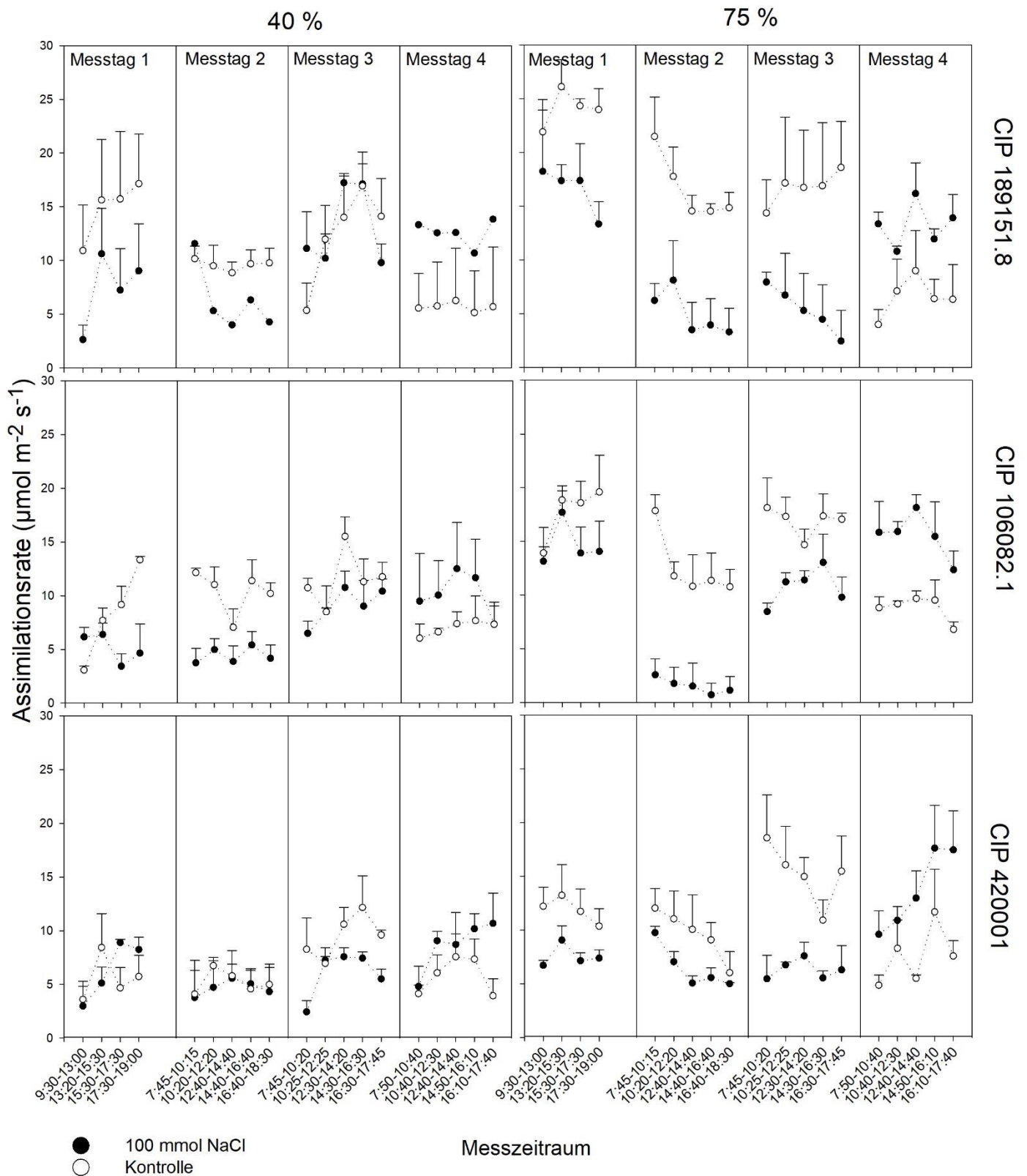


Abbildung 4: Assimilationsrate im Tagesgang. Auswirkungen von Luftfeuchtigkeit und Salzstress auf die Transpirationsrate im Tagesgang bei drei verschiedenen Süßkartoffelsorten (CIP 189151.8; CIP 106082.1; CIP 420001) an vier Messtagen. Dargestellt sind die Mittelwerte mit Standardfehlern.

3.3 Stomatäre Leitfähigkeit im Tagesgang in Abhängigkeit von Blattalter, Luftfeuchtigkeit, Sorte und NaCl-Behandlung

Die stomatäre Leitfähigkeit stieg im Tagesgang unter Kontrollbedingungen in der Regel bis ca. 16:00 Uhr an und nahm anschließend ab (Abb. 5). Damit decken sich die Tagesgänge mit denen der Transpirationsrate und Assimilationsrate. Die stomatäre Leitfähigkeit stieg im Tagesmittel bis zum dritten Messtag an und sank am vierten Messtag etwas ab. CIP 189151.8 hatte allerdings an Messtag 1 bereits die höchste stomatäre Leitfähigkeit im Tagesmittel und sank an den folgenden Messtagen stets ab mit einem kleinen Anstieg an Messtag 3. An Messtag 2, 3 und 4 traten Mittagsdepressionen auf und im Laufe der Zeit traten häufiger Schwankungen im Hinblick auf den Tagesgang auf (Abb. 5). CIP 189151.8 und CIP 420001 hatten lediglich unter 75 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 2 (CIP 189151.8), 3 (CIP 189151.8; CIP 420001) und 4 (CIP 420001) eine Mittagsdepression. CIP 106082.1 hatte unter 40 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 2 und unter 75 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 2 und 3 eine Mittagsdepression (Abb. 5). Bei CIP 189151.8 ließ sich damit lediglich bei der stomatären Leitfähigkeit eine Mittagsdepression erkennen, nicht aber bei der Transpirationsrate und Assimilationsrate (Abb. 3, 4). Unter 75 % Luftfeuchtigkeit waren die stomatäre Leitfähigkeit und die Tagesschwankungen der stomatären Leitfähigkeit größer als unter 40 % Luftfeuchtigkeit. Wieder traten Mittagsdepressionen häufiger unter hoher Luftfeuchtigkeit auf als unter niedriger Luftfeuchtigkeit. Die Tagesmaxima unter 75 % Luftfeuchtigkeit unterschieden sich zwar von denen unter 40 % Luftfeuchtigkeit, es ließ sich jedoch kein eindeutiger Trend erkennen. Alle drei Sorten wiesen sowohl frühere als auch spätere Tagesmaxima unter 75 % Luftfeuchtigkeit auf (Abb. 5). Die stomatäre Leitfähigkeit von CIP 189151.8 und CIP 106082.1 verlief bei 75 % Luftfeuchtigkeit im Tagesverlauf mit vielen Schwankungen, besonders an Messtag 2 und 3. CIP 420001 wies einen sehr konstanten Tagesverlauf auf, sowohl unter hoher als auch unter niedriger Luftfeuchtigkeit. An Messtag 1 stieg die stomatäre Leitfähigkeit von CIP 189151.8 zwischen 9:30 Uhr und 13:20 Uhr um $1,25 \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ an. An Messtag 3 stieg die stomatäre Leitfähigkeit der Sorte CIP 106082.1 zwischen 12:30 Uhr und 14:30 Uhr um $0,9 \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ an. CIP 420001 hatte an Messtag 3 morgens und abends eine höhere stomatäre Leitfähigkeit als am Vormittag, Mittag und Nachmittag (Abb. 5). Bei 40 % Luftfeuchtigkeit wiesen alle Sorten einen sehr regelmäßigen Tagesverlauf der stomatären Leitfähigkeit auf.

Unter Salzstress war die stomatäre Leitfähigkeit bei allen Sorten geringer als unter Kontrollbedingungen, wieder mit Ausnahme des vierten Messtages (Abb. 5). Dort war bei den

Sorten CIP 189151.8 und CIP 106082.1 die stomatäre Leitfähigkeit unter Salzstress höher als unter Kontrollbedingungen. Bei CIP 420001 war sie lediglich zur Mittagszeit höher als unter Kontrollbedingungen. Auch bei der stomatären Leitfähigkeit blieben Mittagsdepressionen unter Salzstress aus. Die stomatäre Leitfähigkeit war unter Salzstress im Tagesmittel bei 40 % Luftfeuchtigkeit bei allen Sorten an Messtag 4 am höchsten. Bei 75 % Luftfeuchtigkeit war sie im Tagesmittel bei CIP 189151.8 und CIP 106082.1 an Messtag 1 und bei CIP 420001 an Messtag 3 am höchsten. Bei CIP 420001 waren die Tagesmaxima unter Salzstress bei 75 % Luftfeuchtigkeit an Messtag 1, 2 und 3 früher als bei 40 % Luftfeuchtigkeit. Bei CIP 189151.8 und CIP 106082.1 traten sowohl frühere als auch spätere Tagesmaxima auf, weswegen sich hier kein eindeutiges Muster erkennen ließ (Abb. 5). Besonders auffällig ist, dass die stomatäre Leitfähigkeit der NaCl-behandelten Pflanzen unter 40 % Luftfeuchtigkeit 78,05 % der stomatären Leitfähigkeit unter Kontrollbedingen erreichten, unter hoher Luftfeuchtigkeit hingegen nur 44,52 %. Allerdings war die einzige Sorte, die unter hoher Luftfeuchtigkeit eine deutlich höhere stomatäre Leitfähigkeit unter Salzstress erreichte, die Sorte CIP 106082.1. Sie war unter 75 % Luftfeuchtigkeit um $0,17 \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ höher als unter 40 % Luftfeuchtigkeit. Bei den Sorten CIP 189151.8 und CIP 420001 stieg sie lediglich um $0,05 \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ bzw. um $0,01 \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ an.

Eine Varianzanalyse ergab unter 40 % Luftfeuchtigkeit keine signifikanten Unterschiede zwischen der Salzbehandlung und der Kontrollbehandlung. Unter 75 % Luftfeuchtigkeit konnten allerdings hoch signifikante Unterschiede ($p < 0,01$) festgestellt werden. Die Sorten unterschieden sich unter 75 % Luftfeuchtigkeit alle signifikant ($p < 0,01$) voneinander. Unter 40 % Luftfeuchtigkeit wies lediglich die Sorte CIP 189151.8 signifikante ($p < 0,01$) Unterschiede auf.

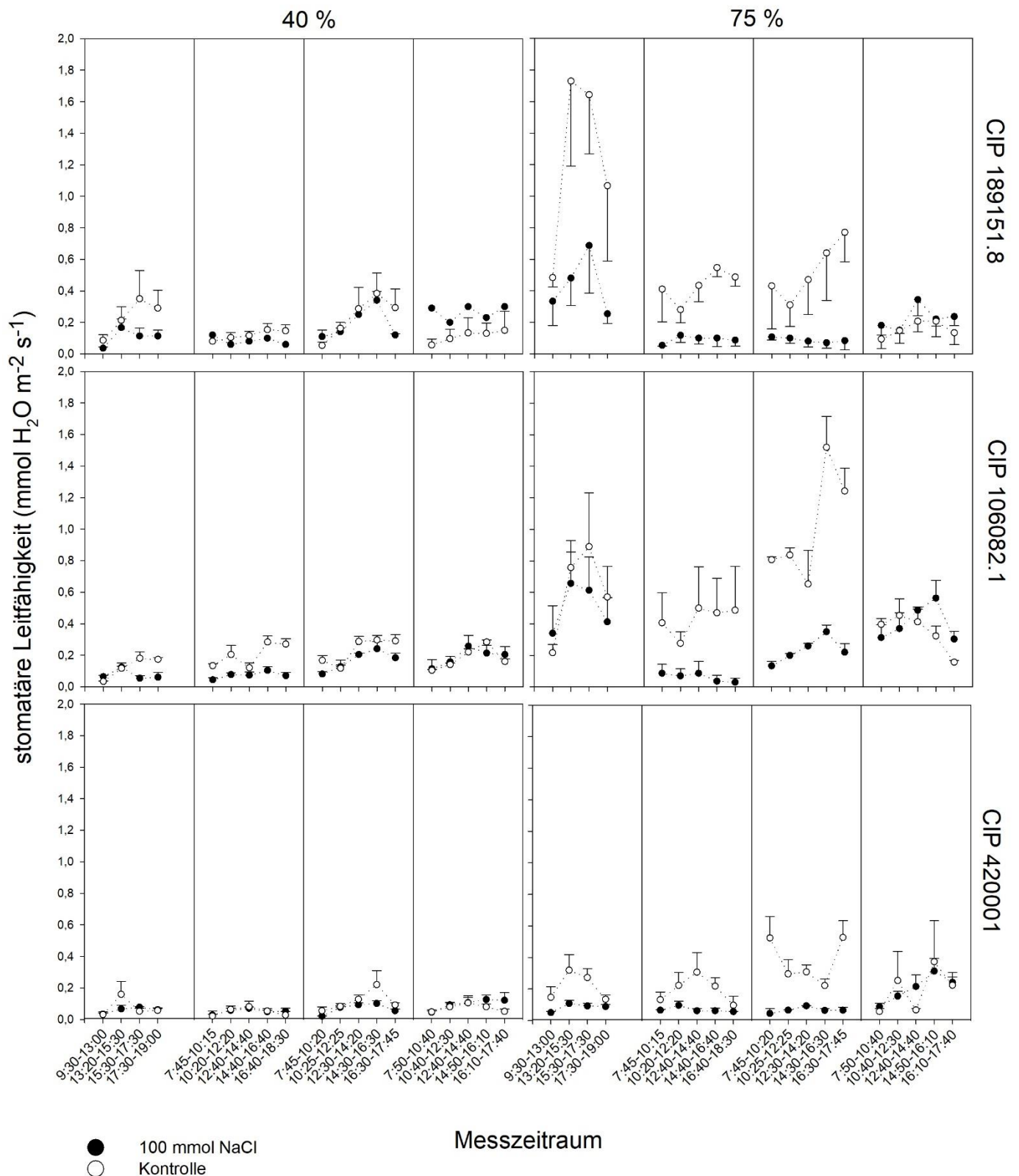


Abbildung 5: Stomatäre Leitfähigkeit im Tagesgang. Auswirkungen von Luftfeuchtigkeit und Salzstress auf die stomatäre Leitfähigkeit im Tagesverlauf bei drei verschiedenen Süßkartoffelsorten (CIP 189151.8; CIP 106082.1; CIP 420001) an vier Messtagen. Dargestellt sind die Mittelwerte mit Standardfehlern.

3.4 SPAD-Werte

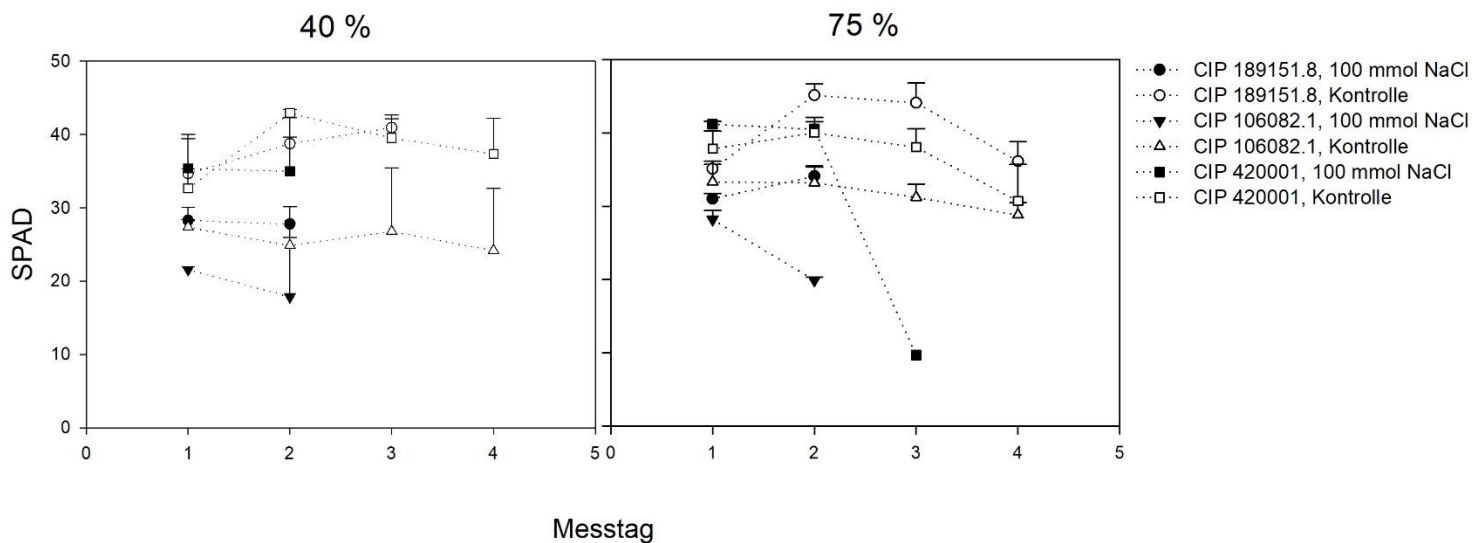


Abbildung 6: SPAD-Werte. SPAD-Werte von drei Süßkartoffelsorten (CIP 189151.8; CIP 106082.1; CIP 420001) in Abhängigkeit von Salzstress, Luftfeuchtigkeit und Blattalter. Dargestellt sind die Mittelwerte mit Standardfehlern.

Bei 40 % Luftfeuchtigkeit hatten die Pflanzen der Kontrollbehandlung der Sorten CIP 189151.8 und CIP 420001 in etwa gleich hohe SPAD-Werte (Abb. 6). Der SPAD-Wert der Pflanzen der Kontrollbehandlung der Sorte CIP 106082.1 lag etwas niedriger und nahm zunächst leicht ab, nahm am dritten Messtag wieder zu und schließlich am vierten Messtag wieder leicht ab. Der SPAD-Wert der Pflanzen der Kontrollbehandlung der Sorte CIP 420001 war bei 40 % Luftfeuchtigkeit etwas höher als bei 75 % Luftfeuchtigkeit. Bei den anderen beiden Sorten war er in etwa gleich hoch. Bei den salzgestressten Pflanzen war der SPAD-Wert, wie bei 75 % Luftfeuchtigkeit, bei der Sorte CIP 420001 am höchsten, darunter lag der SPAD-Wert der Sorte CIP 189151.8 und am niedrigsten war er bei der Sorte CIP 106082.1. Der SPAD-Wert der Sorte CIP 189151.8 nahm nicht wie bei 75 % Luftfeuchtigkeit am zweiten Messtag zu, sondern blieb in etwa gleich hoch. Der SPAD-Wert der Sorte CIP 106082.1 nahm, genauso wie bei 75 % Luftfeuchtigkeit, bereits am zweiten Messtag ab, allerdings war die Abnahme bei 40 % Luftfeuchtigkeit geringer.

Bei 75 % Luftfeuchtigkeit nahm der SPAD-Wert der Pflanzen der Kontrollbehandlung aller drei Sorten mit fortschreitendem Blattalter ab. Er stieg am zweiten Messtag noch leicht an, nahm ab da aber kontinuierlich ab (Abb. 6). Hierbei wies die Sorte CIP 189151.8 den höchsten SPAD-Wert auf, an zweiter Stelle war die Sorte CIP 420001, und den geringsten SPAD-Wert wiesen die Blätter der Sorte CIP 106082.1 auf. Unter Salzstress wies die Sorte CIP 420001 an den ersten beiden Messtagen einen höheren SPAD-Wert auf als die Sorten CIP 189151.8 und

CIP 106082.1. Am dritten Messtag nahm der SPAD-Wert sehr stark ab. Der SPAD-Wert der Sorte CIP 189151.8 unter Salzstress war geringer als der der Sorte CIP 420001, jedoch höher als der der Sorte CIP 106082.1. Er nahm an Messtag 2 leicht zu. Die Sorte CIP 106082.1 wies den geringsten SPAD-Wert auf, welcher bereits am zweiten Messtag stark abnahm.

4. Diskussion

Die stomatäre Leitfähigkeit und die Transpirationsrate waren bei allen Sorten eng verbunden sowohl unter Kontrollbedingungen als auch unter Salzstress (Abb. 3 und Abb. 5). Auch bei beiden Luftfeuchtigkeiten waren stomatäre Leitfähigkeit und Transpirationsrate eng miteinander verknüpft. Bei 40 % Luftfeuchtigkeit war der Unterschied der stomatären Leitfähigkeit bei salzgestressten Pflanzen und Pflanzen der Kontrollbehandlung sehr gering verglichen mit den Werten bei 75 % Luftfeuchtigkeit (Abb. 5). Dies wurde auch bei der Transpirationsrate beobachtet (Abb. 3). Die Assimilationsrate zeigte ebenfalls parallele Anstiege und Absenkungen mit der stomatären Leitfähigkeit. Allerdings war hier sichtbar, dass auch andere Faktoren die Assimilationsrate beeinflussten, da sich die Assimilationsrate nicht an allen Tagen und zu allen Zeitpunkten in gleicher Weise wie die stomatäre Leitfähigkeit veränderte (Abb. 4 und Abb. 5). CIP 420001 konnte unter Salzstressbedingungen die Assimilationsrate besser aufrechterhalten, gefolgt von CIP 106082.1 und CIP 189151.8. Dieses Ergebnis impliziert, dass höchstwahrscheinlich stomatäre Dichte, Blattpigmente wie Karotin und Xanthophyll, Enzyme oder andere biochemische Reaktionen mit an einer Aufrechterhaltung der Assimilationsrate bei CIP 420001 beteiligt sind. Assimilationsrate und Transpirationsrate standen häufig bei auftretenden Mittagsdepressionen in direktem Zusammenhang. CIP 189151.8 wies unter Kontrollbedingungen kaum direkte Zusammenhänge von Assimilationsrate und Transpirationsrate auf, denn die Verläufe der beiden Kurven waren stets unterschiedlich (Ausnahme an Messtag 3) (Abb. 3, 4). Unter Salzstress verhielt es sich ähnlich, dort stellte Messtag 4 eine Ausnahme dar. CIP 106151.8 wies ebenfalls einen wenig parallelen Verlauf zwischen Transpirations- und Assimilationsrate auf, sowohl unter Kontrollbedingungen als auch unter Salzstress. CIP 420001 allerdings wies, mit Ausnahme des zweiten Messtages, eindeutig parallele Kurvenverläufe von Assimilations- und Transpirationsrate auf, sowohl unter Kontrollbedingungen als auch unter Salzstress (Abb. 3, 4).

Die Transpirationsrate war unter Kontrollbedingungen bei allen Sorten höher als unter Salzstress. An Messtag 4 jedoch waren die Transpirationsraten der drei Sorten unter Salzstress höher als unter Kontrollbedingungen (CIP 189151.8 bei 40 % und 75 % Luftfeuchtigkeit, CIP 106082.1 und CIP 420001 unter 75 % Luftfeuchtigkeit). Bei 75 % Luftfeuchtigkeit wurden sowohl unter Kontrollbedingungen als auch unter Salzstress höhere Transpirationsraten gemessen als bei 40 % Luftfeuchtigkeit. Ebenso verhielt es sich mit der stomatären Leitfähigkeit. Dies ist gegensätzlich zu den allgemeinen Erkenntnissen, dass eine Pflanze unter hoher Luftfeuchtigkeit weniger transpiriert als unter niedriger Luftfeuchtigkeit, da bei hoher

Luftfeuchtigkeit ein geringeres Dampfdruckdefizit zwischen Blatt und Atmosphäre herrscht. Bei hoher Luftfeuchtigkeit ist die Transpirationsrate niedrig, doch die stomatäre Leitfähigkeit hoch. Es kann also sein, dass die laminare Grenzschicht, die das Blatt umgibt, möglicherweise bei der Messung mit dem LCPro verwirbelt wurde, was wiederum eine Verminderung der Luftfeuchtigkeit in direkter Umgebung des Blattes bewirkte. Die Stomata waren weiterhin weit geöffnet und es konnte mehr Wasserdampf aus ihnen austreten als es bei gesättigter Luft in direkter Umgebung des Blattes möglich ist. Dies könnte die Messungen des LCPros beeinflusst haben (Xu et al., 1995).

Bei CIP 189151.8 konnte unter Salzstress und 40 % Luftfeuchtigkeit festgestellt werden, dass die Transpirationsrate am Abend stärker abnahm als bei den Pflanzen der Kontrollbehandlung. Dies könnte durch einen höheren Stomatawiderstand zu erklären sein, der bei hohen Salzgehalten im Substrat bis zu dreimal stärker am Abend als am Morgen sein kann und damit die Transpirationsrate einschränkt (Boulard et al., 1997). Es wurden allerdings keine Messungen des Stomatawiderstands durchgeführt, weswegen sich diese Aussage auf Spekulationen beruht.

Bei CIP 420001 konnte unter Salzstress bei 40 % Luftfeuchtigkeit beobachtet werden, dass die Transpirationsrate der salzgestressten Pflanzen am Abend höher war als die der Pflanzen ohne Salzstress (Abb. 3). Es könnte sein, dass die salzgestressten Pflanzen der Sorte CIP 420001 ihre Zuckervorräte durch Assimilation noch auffüllen mussten, während die Kontrollpflanzen dies nicht mehr mussten. Wenn man die Assimilationsraten der salzgestressten Pflanzen von CIP 420001 betrachtet, kann man ebenfalls erkennen, dass die Assimilationsraten der salzgestressten Pflanzen an Messtag 1, 2 (angedeutet) und 4 am Abend höher waren als die Assimilationsraten der Kontrollpflanzen (Abb. 4). Auch die stomatäre Leitfähigkeit war unter Salzstress an Messtag 2 und 4 am Abend höher als unter Kontrollbedingungen. An Messtag 1 war sie genauso hoch wie unter Kontrollbedingungen (Abb. 5). Um Assimilation betreiben zu können, müssen die Stomata geöffnet sein, wodurch wiederum Wasserverlust entsteht. Damit könnten die höheren Transpirationsraten am Abend unter Salzstress bei CIP 420001 erklärt werden.

In Abhängigkeit des Blattalters nahm die Transpirationsrate unter Kontrollbedingungen bei sowohl niedriger als auch hoher Luftfeuchtigkeit in der Regel bis zum dritten Messtag zu und sank am vierten Messtag etwas ab. An Messtag 4 nahm die Transpirationsrate bei allen Sorten unter hoher sowie niedriger Luftfeuchtigkeit ab. Die stomatäre Leitfähigkeit veränderte sich in

gleicher Weise. Interessant ist jedoch, dass CIP 420001 unter Salzstress an allen Messtagen eine konstant niedrige Transpirationsrate und stomatäre Leitfähigkeit beibehielt, während CIP 189151.8 und CIP 106082.1 ihre Transpirationsrate mit steigendem Blattalter erhöhten (Abb. 3) und die stomatäre Leitfähigkeit extremeren Schwankungen unterlag (Abb. 5). CIP 420001 scheint also seine Transpirationsrate und stomatäre Leitfähigkeit unter Salzstress sehr gut kontrollieren zu können, während CIP 189151.8 und CIP 106082.1 ihre Transpirationsraten mit fortschreitendem Blattalter erhöhten. Eine höhere Transpirationsrate geht mit erhöhter Aufnahme NaCl-Ionen einher und wirkt sich negativ auf das Pflanzenwachstum aus. CIP 420001 hat außerdem eine geringere Blattfläche als CIP 189151.8 und CIP 106082.1. In Reis (*Oryza sativa* L.) wurde eine Trockenstresstolerante Sorte (*phyB* Mutanten) untersucht und man fand heraus, dass die Trockenstresstolerante Sorte eine geringere Blattfläche und stomatäre Dichte aufwies, was in einer geringeren Transpirationsrate und reduziertem Wasserverlust (Liu et al. 2012) resultierte. Es wird diesbezüglich die Vermutung angestellt, dass CIP 420001 über ähnliche genetische Vorteile verfügt, die eine höhere Toleranz gegenüber Salzstress bewirken und damit eine interessante Sorte für weitere Studien ist, da sie Potential haben könnte, einen angemessenen Ertrag bei erhöhten Salzkonzentrationen im Boden zu produzieren. Bei der Assimilationsrate konnte kein eindeutiges Veränderungsschema in Abhängigkeit des Blattalters erkannt werden. Allerdings ließ sich unter Kontrollbedingungen bei 75 % Luftfeuchtigkeit der Trend feststellen, dass die Assimilationsraten am ersten Messtag am höchsten waren, während bei 40 % Luftfeuchtigkeit die Mehrheit der Sorten am Messtag 3 die höchste Assimilationsrate hatten. Unter Salzstress hatten CIP 106082.1 und CIP 420001 bei hoher sowie niedriger Luftfeuchtigkeit am Messtag 4 die höchsten Assimilationsraten, während CIP 189151.8 bei 40 % Luftfeuchtigkeit am Messtag 3 und bei 75 % Luftfeuchtigkeit am Messtag 1 die höchste Assimilationsrate hatte (Abb. 4).

Am vierten Messtag wurde bei 40 % Luftfeuchtigkeit sowie 75 % Luftfeuchtigkeit häufig eine höhere Assimilationsrate bei salzgestressten Pflanzen gemessen als bei Pflanzen der Kontrollbehandlung (Abb. 4). Dies könnte daran liegen, dass am vierten Messtag in der Salzbehandlung bei allen drei Sorten die Messungen an Blättern eines Seitentriebes durchgeführt wurden. Diese Blätter waren dementsprechend jünger als die Blätter der Pflanzen ohne NaCl-Behandlung, da das Seitentriebwachstum erst mit fortschreitendem Salzstress bzw. Alter einsetzte. Dieses Blatt hatte, höchstwahrscheinlich weil es jünger war, eine höhere Assimilationsrate (Widaryanto & Saitama, 2017) und stomatäre Leitfähigkeit (Hoffman et al., 1980) als das Blatt der Pflanze der Kontrollbehandlungen. Diese Beobachtung konnte auch bei

der Transpirationsrate und der stomatären Leitfähigkeit gemacht werden, allerdings mit einer geringeren Differenz zwischen den salzgestressten Pflanzen und den Pflanzen der Kontrollbehandlung. Dass bei der stomatären Leitfähigkeit und der Transpirationsrate geringere Differenzen festgestellt wurden, impliziert, dass nicht nur stomatäre Faktoren limitierend auf die Assimilationsrate wirken, sondern auch nicht-stomatäre Faktoren unter Salzstress dazu führen, dass die Assimilationsrate sinkt. Nach Wang et al. (2002) wird die Assimilationsrate unter kurzzeitigem Salzstress von stomatären Faktoren limitiert, während sie unter langfristigem Salzstress von nicht stomatären Faktoren, wie Lichtintensität und Lufttemperatur, limitiert wird. Außerdem entsteht unter Salzstress oxidativer Stress (Bartosz, 1997; Rout & Shaw, 2001), der ebenfalls ohne genügende Schutzmechanismen zu einer Reduktion der Assimilationsrate führen kann, da Fette, Proteine und Nukleinsäuren oxidativ angegriffen werden (Meloni et al., 2011). Am vierten Messtag wurden sehr hohe Temperaturen und eine niedrige Luftfeuchtigkeit aufgezeichnet. Diese Daten stammen von außerhalb der Kammern, es ist jedoch nicht auszuschließen, dass dies einen Effekt auf die Pflanzen innerhalb der Kammer hatte und könnte eine Erklärung dafür sein, dass die Assimilationsraten der Pflanzen der Kontrollbehandlung am vierten Messtag schlagartig sanken. Zusammen mit Faktoren der Seneszenz waren die Assimilationsraten der Pflanzen der Kontrollbehandlung also geringer als die der salzgestressten Pflanzen.

Die SPAD-Werte waren unter Salzstress bei CIP 420001 sowohl unter 40 % als auch unter 75 % Luftfeuchtigkeit am höchsten. Der SPAD-Wert gibt die Chlorophyllkonzentration wieder und lässt auf den Chlorophyllgehalt schließen. Dies deutet darauf hin, dass CIP 420001 am besten von den drei Sorten einen oxidativen Abbau von Chlorophyll verhindern kann und dass die Stickstoffassimilation unter Salzstress weitestgehend erhalten bleibt. Mahlooji et al. (2018) untersuchten drei verschiedene Gerste (*Hordeum vulgare* L.) Genotypen mit drei unterschiedlichen Salztoleranzen. In der salztoleranten Sorte fanden sie erhöhte Chlorophyllgehalte bei 10 dS m⁻¹ und schlossen daraus, dass dies auf eine Fähigkeit Verletzungen zu reparieren oder auf eine effiziente Aufnahme von Chlorophyllbausteinen zurückzuführen ist. Ähnliche Ergebnisse erzielten Akbari Ghogdi et al. (2012), weswegen es in Erwägung gezogen wird, dass CIP 420001 über ähnliche Fähigkeiten verfügt und unter Salzstress höchstwahrscheinlich höhere Erträge liefern kann als CIP 189151.8 und CIP 106082.1. Unter Kontrollbedingungen bei 40 % Luftfeuchtigkeit war der SPAD-Wert von CIP 420001 am höchsten und unter 75 % hatte CIP 189151.8 die höchsten SPAD-Werte. CIP

106082.1 hatte sowohl unter Kontrollbedingungen als auch unter Salzstress die niedrigsten SPAD-Werte. CIP 189151.8 befand sich unter Salzstress jeweils in der Mitte der drei Sorten.

Mittagsdepressionen treten häufig aufgrund von stomatären Faktoren, sowie nicht stomatären Faktoren, wie zum Beispiel Photoinhibition (Valentini et al., 1995; Ishida et al., 1999; Muraoka et al., 2000; Yamazaki et al., 2007; Misson et al., 2010), Photorespiration (Valentini et al., 1995; Muraoka et al., 2000) und geminderter Rubisco-Aktivität bei hohen Temperaturen (Weis, 1981; Yamori et al., 2006) auf. Außerdem schließen sich die Stomata während des Tages, wenn das Dampfdruckdefizit bei hoher Temperatur und geringer Luftfeuchtigkeit hoch ist (Lange et al., 1971; Ball et al., 1987; Leuning, 1995; Iio et al., 2004; Way et al., 2011), was hauptsächlich während der Mittagszeit vorkommt (Koyama & Takemoto, 2014). Mittagsdepressionen traten in unserem Versuch ausschließlich bei Pflanzen der Kontrollbehandlung auf. Die salzgestressten Pflanzen wiesen zu keinem Zeitpunkt der Mittagsdepressionen der Kontrollpflanzen eine Mittagsdepression auf. Dies deutet darauf hin, dass Mittagsdepressionen nicht genetisch bedingt, sondern aufgrund von abiotischen Umwelteinflüssen auftraten, denn wenn bei salzgestressten Pflanzen, sowie bei unbehandelten Pflanzen zur gleichen Zeit Mittagsdepressionen auftreten, deutet das nach Yang et al. (2008), auf einen genetischen Ursprung hin. Dass bei den salzgestressten Pflanzen keine Mittagsdepressionen auftraten, könnte daran liegen, dass Na^+ durch das negative Membranpotential der Schließzellen in diese hineingelangte, was wiederum die Schließzellen anschwellen ließ und eine Stomataöffnung hervorrief. Yu und Assmann (2016) haben herausgefunden, dass in zwei unterschiedlichen *Arabidopsis* Genotypen NaCl und KCl in gleicher Weise eine Stomataöffnung hervorrufen. Na^+ kann also eine wichtige Rolle in der Aufrechterhaltung des Zellurgors von Schließzellen in der Blattoberfläche spielen. Eine Anschwellung von Schließzellen ist hauptsächlich für die Öffnung der Stomata verantwortlich (Zelitch, 1961), was wiederum die stomatäre Leitfähigkeit aufrechterhält. Dadurch bleibt die Transpirationsrate erhalten und eine Mittagsdepression bleibt aus.

Auffällig ist, dass unter Kontrollbedingungen sowohl bei hoher als auch bei niedriger Luftfeuchtigkeit CIP 420001 jeweils die geringste Assimilationsrate, Transpirationsrate und stomatäre Leitfähigkeit aufwies, CIP 189151.8 die höchste Assimilationsrate und CIP 106082.1 die höchste Transpirationsrate, sowie stomatäre Leitfähigkeit. Bei den NaCl-gestressten Pflanzen ließ sich jedoch feststellen, dass CIP 189151.8 bei 40 % Luftfeuchtigkeit die höchsten Werte hatte und CIP 106082.1 bei 75 % Luftfeuchtigkeit die höchsten Werte hatte. Unter Salzstress stieg also Assimilations-, Transpirationsrate und stomatäre Leitfähigkeit von CIP

106082.1 bei 75 % Luftfeuchtigkeit stärker an als bei CIP 189151.8. CIP 420001 hatte auch unter Salzstress sowohl bei 40 % als auch bei 75 % Luftfeuchtigkeit die niedrigsten Werte. Es ist zu vermuten, dass sich die Sorte CIP 420001 durch die genetisch bedingten niedrigen Transpirationsraten aufgrund niedriger stomatärer Leitfähigkeit vor erhöhter Aufnahme von NaCl-Ionen schützen kann und so auch unter Salzstress weitestgehend funktionieren kann. Ebenfalls wies die Sorte CIP 420001 von allen drei Sorten stets den geringsten Salzeffekt auf, denn die Assimilationsrate, die Transpirationsrate und die stomatäre Leitfähigkeit hatten sowohl unter 40 % Luftfeuchtigkeit als auch unter 75 % Luftfeuchtigkeit die geringste Differenz zwischen Kontroll- und Salzbehandlung, was wahrscheinlich mit geringeren Konzentrationen von Na⁺ und Cl⁻ in den Blättern zusammenhängt. Dies bietet einen weiteren Indikator für eine ausgeprägte Toleranz gegenüber Salzstress bei CIP 420001. Allerdings konnte man auch bei CIP 420001 beobachten, dass die Pflanze ihre älteren Blätter unter Salzstress sehr schnell abwarf, ähnlich wie CIP 189151.8 und CIP 106082.1 (Tab. 2). Ein deutlicher Unterschied war jedoch, dass CIP 420001 ein sehr ausgeprägtes Seitentriebwachstum (siehe Anhang) aufwies. Zum einen steht der Pflanze somit eine größere Verteilungsfläche für aufgenommenes NaCl zur Verfügung. Zum anderen ist diese Sorte vermutlich in der Lage ihre metabolischen Funktionen in die jüngeren Blätter der Seitentriebe zu verlagern, während Na⁺ und Cl⁻ in ältere Blätter des Haupttriebes verlagert werden. Eine Analyse der Konzentration von Na⁺ und Cl⁻ in den jeweiligen Pflanzenabschnitten wird mehr Auskunft über diese Vermutung geben. Sharma (1996) untersuchte Hartweizen (*Triticum durum* L.) unter Salzstress und berücksichtigte dabei junge sowie ältere Blätter. Das Ergebnis war, dass in jüngeren Blättern eine geringere Konzentration von Na⁺ und Cl⁻ akkumuliert wurde als in älteren Blättern.

An Messtag 3 unter 40 % hatte die Assimilationsrate von CIP 106082.1 unter Kontrollbedingungen einen Peak zwischen 12:30 Uhr und 14:20 Uhr. Bei 75 % Luftfeuchtigkeit wurde zur selben Zeit eine Mittagsdepression festgestellt (Abb. 4). Diese Mittagsdepression ist auf ein Sinken der stomatären Leitfähigkeit (Abb. 5) zurückzuführen und erscheint auch bei der Transpirationsrate (Abb. 3). Ungewöhnlich ist jedoch, dass bei 40 % die Assimilationsrate ruckartig steigt (von 8,5 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ auf 15,5 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) und anschließend bei gleichbleibender stomatären Leitfähigkeit und Transpirationsrate wieder stark absinkt (auf 11,3 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Da stomatäre Faktoren als limitierender Faktor auszuschließen sind und die Temperatur am Messtag 3 moderat war (Abb. 2), könnte dieser plötzliche Abfall der Assimilationsrate mit einer geringeren Lichtintensität zu begründen sein (Daten nicht

aufgeführt). Diese Vermutung wird von den Erkenntnissen von Yang et al. (2008) unterstützt, die herausfanden, dass unter Kontrollbedingungen die Lichtintensität und stomatäre Leitfähigkeit signifikante limitierende Faktoren der Assimilationsrate in Reis sind.

Die antizyklischen Bewegungen der Assimilationsrate aller drei Sorten an Messtag 3 unter 75 % Luftfeuchtigkeit (Abb. 4) stimmen nicht mit den Werten der stomatären Leitfähigkeit (Abb. 5) und Transpirationsrate (Abb. 3) überein, wo sich diese antizyklischen Bewegungen nicht feststellen ließen (außer bei CIP 420001). Interessant ist, dass bei CIP 106082.1 und CIP 420001 die Assimilationsrate der salzgestressten Pflanzen anstieg, während sie bei den Pflanzen der Kontrollbehandlung abnahm. Yang et al. (2008) haben herausgefunden, dass die Assimilationsrate von Reis unter Salzstress positiv und signifikant mit der Lichtintensität und nicht mit der stomatären Leitfähigkeit korrelierte. Dies ist ein weiterer Hinweis darauf, dass unter Salzstressbedingungen vermehrt nicht-stomatäre Faktoren beziehungsweise eine Kombination aus stomatären und nicht-stomatären Faktoren die Assimilationsrate beeinflussen anstelle von hauptsächlich stomatären Faktoren. Es könnte aber auch damit zusammenhängen, dass, wie bereits ausgeführt, unter Salzstress Na^+ -Ionen zu einer Erhöhung des Turgors der Schließzellen führen können, was eine Stomataöffnung auslöst und die Assimilationsrate aufrechterhalten kann. Deutlich zu erkennen ist diese Beobachtung bei CIP 189151.8 und CIP 420001, die unter Salzstress trotz sehr niedriger stomatärer Leitfähigkeit (Abb. 5) eine beträchtlich hohe Assimilationsrate (Abb. 4) aufwiesen.

4.1 Mögliche Fehlerquellen

Durch das Einhalten des Messschemas (Abb. 1) mussten die drei Pflanzen einer Behandlung der Kammer mit 40 % Luftfeuchtigkeit stets herausgenommen werden und waren so eine Zeit lang anderen Umweltbedingungen ausgesetzt. In dieser Zeit, in der die Pflanzen außerhalb der Kammer waren, kann es sein, dass sie beispielsweise auf die geringere Belichtung oder die veränderte Luftfeuchtigkeit reagiert haben. Da das Messgerät (LCPro) sehr schwer ist, wurde es für praktischer gehalten, das Gerät am selben Ort stehen zu lassen, anstatt es alle drei Messungen hinüber zur anderen Kammer zu tragen. Um ein genaueres Ergebnis zu erzielen, müsste man den Versuch so aufbauen, dass die Pflanzen in ihrer Kammer gemessen werden können.

Ebenfalls entwich durch die Messungen in der Kammer mit 75 % Luftfeuchtigkeit ein großer Teil der Luftfeuchtigkeit, da der Plastikvorhang aufgrund der Messungen den ganzen Tag geöffnet war. Es wurde stets darauf geachtet, den Vorhang so wenig wie möglich zu öffnen. Da die Messungen jedoch den ganzen Tag andauerten, konnte nicht verhindert werden, dass ein Teil der Luftfeuchtigkeit entwich. Für zukünftige Versuche ist dies zu beachten.

Die Salzkonzentration war sehr hoch angesetzt. Die Blätter starben schnell ab und es erwies sich als schwierig durchgängige Messungen an einem Blatt durchzuführen. Für weitere Versuche ist eine geringere Salzkonzentration zu empfehlen.

Temperatur und Luftfeuchtigkeit wurden lediglich außerhalb der Wachstumskammern aufgezeichnet, sodass eine genaue Aussage über den Einfluss von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die gemessenen Parameter nicht getroffen werden konnte. Für zukünftige Versuche ist die Aufzeichnung von Temperatur und Luftfeuchtigkeit innerhalb der Wachstumskammern zu empfehlen.

4.2 Schlussfolgerungen und Perspektiven

In dieser Arbeit wurden die Auswirkungen von Salzstress auf den Tagesgang von Transpirationsrate, Assimilationsrate und stomatäre Leitfähigkeit bei *Ipomea batatas* L. unter zwei verschiedenen Luftfeuchtigkeiten untersucht. Dabei ließen sich genotypische und umweltbezogene Unterschiede feststellen.

Die Transpirationsrate, Assimilationsrate, stomatäre Leitfähigkeit und der SPAD-Wert sind unter Salzstress gesunken. Zwischen den drei Genotypen zeigte CIP 420001 eine höhere

Leistung im Vergleich zu CIP 189151.8 und CIP 106082.1 bezogen auf die untersuchten Parameter. Junge Blätter tolerierten den Salzgehalt meist besser als die älteren Blätter. CIP 420001 entwickelte vermehrt Seitentriebe, was ein guter Salztoleranzmechanismus sein könnte. Mittagsdepressionen blieben unter Salzstress aus. Nur unregelmäßige Schwankungen wurden bei CIP 189151.8 und CIP 420001 unter 75% Luftfeuchtigkeit in Bezug auf die Transpirationsrate, Assimilationsrate und stomatärer Leitfähigkeit beobachtet, während CIP 420001 diese konstant hielt. Detailreiche Studien im Hinblick auf die Genetik sind erforderlich, um weitere Informationen über die Salztoleranz der Süßkartoffel zu erhalten. Für folgende Studien ist die Betrachtung des Seitentriebwachstums und dessen mögliche Funktion in der Salzstresstoleranz bei Süßkartoffeln möglicherweise aufschlussreich.

VI. Literaturverzeichnis

- Afzal, N.; Afionis, S.; Stringer, L. C.; Favretto, N.; Sakai, M.; Sakai, P. **(2021)**. Benefits and Trade-offs of Smallholder Sweet Potato Cultivation as a Pathway toward achieving the Sustainable Development Goals. In: *Sustainability* 13 (2). DOI: 10.3390/su13020552.
- Ahsan, M. **(2010)**. Saline Soils of Bangladesch.
- Akbari Ghogdi E.A., Izadi-Darbandi A., Borzouei A. **(2012)**. Effects of salinity on some physiological traits in wheat (*Triticum aestivum* L.) cultivars. In: *Indian J. Sci. Tech.* 5: 1901-1906
- Al-Mahmud, A.; Hossain, M.; Akhter, S.; Kundu, B. C.; Kawochar, M. A.; Rahaman; Monover Hossain, M.; Jahangir Hossain, M. **(2018)**. Screening of CIP potato clones for salinity tolerance in pot and field condition.
- Awal, M. A.; Khan, M. A. H. **(2020)**. Global Warming and Sea Level Rising: Impact on Agriculture and Food Security in Southern Coastal Region of Bangladesh. In: *AJGR*, S. 9–36. DOI: 10.9734/ajgr/2020/v3i330107.
- Backhausen, J. E.; Klein, M.; Klocke, M.; Jung, S.; Scheibe, R. **(2005)**. Salt tolerance of potato (*Solanum tuberosum* L. var. Désirée) plants depends on light intensity and air humidity. In: *Plant Science* 169 (1), S. 229–237. DOI: 10.1016/j.plantsci.2005.03.021.
- Baille, M.; Baille, A.; Delmon, D. **(1994)**. Microclimate and transpiration of greenhouse rose crops. In: *Agricultural and Forest Meteorology*, 71(1-2), 83-97.
- Ball, M. C.; Farquhar, G. D. **(1984)**. Photosynthetic and stomatal response of two mangrove species, *Aegiceras corniculatum* and *Avicennia marina* to long term salinity and humidity conditions. In: *Plant Physiology* 74 (1): 1-6
- Ball, J. T.; Woodrow, I. E.; Berry, J. A. **(1987)**. model predicting stomatal conductance and its contribution to the control of photosynthesis under different environmental conditions. Prog. Photosynthesis Res. Proc. Int. Congress 7th, Providence. 10–15 Aug 1986. Vol4. Kluwer, Boston. 221–224
- Bartosz, G. **(1997)**. Oxidative stress in plants. In: *Acta Physiol. Plant* 19, 47-64.
- Bauer, H.; Ache, P.; Lautner, S.; Fromm, J.; Hartung, W.; Al-Rasheid, K. A. S.; Sonnewald, S.; Sonnewald, U.; Kneitz, S.; Lachmann, N.; Mendel, R. R.; Bittner, F.; Hetherington, A. M.; Hedrich, R. **(2012)**. The Stomatal Response to Reduced Relative Humidity Requires Guard Cell-Autonomous ABA Synthesis. In: *Current Biology*, DOI: 10.1016/j.cub.2012.11.022.
- Boulard, T.; Jemaa, R. **(1993)**. Greenhouse tomato crop transpiration model application to irrigation control. In: *Acta Hort.*, 335, 381- 387.
- Boulard, T.; Jemaa, R.; Baille, A. **(1997)**. Validation of a greenhouse tomato crop transpiration model in Mediterranean conditions. In: *Acta Hort.*, 449; 551-559.
- Burgert, S. **(2019)**. Einfluss von Salzstress auf die physiologische Aktivität von Blättern unterschiedlichen Alters bei der Süßkartoffel. Bachelorarbeit, Universität Hohenheim.
- Castellvi, F.; Perez, P. J.; Villar, J. M.; Rosell, J. I. **(1996)**. Analysis of methods for estimating vapour pressure deficits and relative humidity. In: *Agricultural and Forest Meteorology*, 82, 29-45.
- Chen, Z.H.; Newman, I.; Zhou, M.X. et al. **(2005)**. Screening plants for salt tolerance by measuring K⁺ flux: a case study for barley. In: *Plant Cell Environ.* 28: 1230-1246.
- Choudhury, B. J.; Monteith, J. L. **(1986)**. Implications of stomatal response to saturation deficit for the heat balance of vegetation. In: *Agricultural and Forest Meteorology*, 36, 215-225.
- Downton, W. J. S.; Grant, W. J. R.; Robinson, S. P. **(1985)**. Photosynthetic and stomatal responses of spinach leaves to salt stress. In: *Plant Physiology* 77: 85-88.
- Du, B.; Nie, N.; Sun, S.; Hu, Y.; Bai, Y.; He, S. et al. **(2021)**. A novel sweetpotato RING-H2 type E3 ubiquitin ligase gene IbATL38 enhances salt tolerance in transgenic Arabidopsis. In: *Plant science: an international journal of experimental plant biology* 304, S. 110802. DOI: 10.1016/j.plantsci.2020.110802.
- Etesami, H.; Noori, F. **(2019)**. Soil Salinity as a Challenge for Sustainable Agriculture and Bacterial-Mediated Alleviation of Salinity Stress in Crop Plants. In: Manoj Kumar, Hassan Etesami und Vivek Kumar (Hg.): *Saline Soil-based Agriculture by Halotolerant Microorganisms*, Bd. 39. Singapore: Springer Singapore, S. 1–22.
- Farquhar, G. D.; Ball, M. C.; von Caemmerer, S.; Roksandic, Z. **(1982)**. Effect of salinity and humidity on 613 values of halophytes- evidence for diffusional fractionation determined by the ratio of intercellular/atmospheric partial pressure of CO₂ under different environmental conditions. In: *Oecologia* 52: 121-124

- Farquhar, G. D.; Masle, J.; Hubick, K. T.; von Caemmerer, S.; Terashima, I. (1987). Effects of drought, salinity and soil compaction on photosynthesis, transpiration and carbon isotope composition of plants. In: *Current Top Plant Biochemical Physiology* 6: 147-155.
- Fetuga, G.O.; Tomlins, K.; Bechoff, A.; Henshaw, F.O.; Idowu, M.A.; Westby, A. (2013). A survey of traditional processing of sweet potato flour for amala, consumption pattern of sweet potato amala and awareness of orange-fleshed sweet potato (OFSP) in South West Nigeria. In: *J. Food Agric. Environ.* 11, 67–71.
- Flanagan, L.B.; Jefferies, R. L. (1989). Effect of increased salinity on CO₂ assimilation, O₂ evolution and d¹³C values of leaves of *Plantago maritima* L. developed at low and high NaCl levels. In: *Planta* 178: 377-384.
- Fricke, W.; Akhiyarova, G.; Veselov, D.; Kudoyarova, G. (2004). Rapid and tissue-specific changes in ABA and in growth rate in response to salinity in barley leaves. In: *Journal of Experimental Botany*. 55(399), 1115-23. <https://doi.org/10.1093/jxb/erh117>. J
- Hanson, B. R.; Grattan, S. R.; Fulton, A. (2006). *Agricultural and Salinity Drainage*.
- Haque, S. A. (2006). Salinity problems and crop production in coastal regions of Bangladesh. In: *Pak. J. Bot.*, 38(5):1359-1365.
- Hoffman, G. J.; Shalhevet, J.; Meiri, A. (1980). Leaf age and salinity influence water relations of pepper leaves. In: *Physiol. Plant.* (48: 463-469).
- Iio, A.; Fukasawa, H.; Nose, Y.; Kakubari, Y. (2004). Stomatal closure induced by high vapor pressure deficit limited midday photosynthesis at the canopy top of *Fagus crenata* Blume on Naeba mountain in Japan. In: *Trees* 18, 510–517.
- Ishida, A.; Nakano, T.; Matsumoto, Y.; Sakoda, M.; Ang, L. H. (1999). Diurnal changes in leaf gas exchange and chlorophyll fluorescence in tropical tree species with contrasting light requirements. In: *Ecol. Res.* 14, 77–88.
- Jamil, A.; Riaz, S.; Ashraf, M.; Foolad, M.R. (2011). Gene expression profiling of plants under salt stress. In: *Crit. Rev. Plant Sci.* 30:435–458.
- Jata, S.K.; Nedunchezian, M.; Misra, S.R. (2011). The Triple 'F' (food, fodder and fuel) Crop Sweet Potato [*Ipomoea batatas* (L.) Lam.]. In: *Orissa Rev.*, 1, 82–92.
- Jayakannan, M.; Bose, J.; Babourina, O.; Rengel, Z.; Shabala S. (2013). Salicylic acid improves salinity tolerance in *Arabidopsis* by restoring membrane potential and preventing salt-induced K⁺ loss via a GORK channel. In: *Journal of Experimental Botany*. 64(8), 2255-68. <https://doi.org/10.1093/jxb/ert085>.
- Jia, W.; Wang, Y.; Zhang, S.; Zhang, J. (2002). Salt-stress-induced ABA accumulation is more sensitively triggered in roots than in shoots. In: *Journal of Experimental Botany*. 53(378), 2201-6. <https://doi.org/10.1093/jxb/erf079>.
- Joillet, O.; Bailey, B. J. (1992). The effect of climate on tomato transpiration in greenhouses; Measurements and models comparison. In: *Agricultural and forest meteorology*, 58(1-2), 43-62.
- Kang, L.; Park, S.C.; Ji, C.Y.; Kim, H.S.; Lee, H.S.; Kwak, S. S. (2017). Metabolic engineering of carotenoids in transgenic sweetpotato. In: *Breeding Science*, 67, 27–34. [doi:10.1270/jsbbs.16118](https://doi.org/10.1270/jsbbs.16118)
- Kang, C.; Zhai, H.; Xue, L.Y.; Zhao, N.; He, S. Z.; Liu, Q. C. (2018). A lycopene β-cyclase gene, *IbLCYB2*, enhances carotenoid contents and abiotic stress tolerance in transgenic sweetpotato, In: *Plant Sci.* 272 243–254.
- Kays, S. J. (2004). Sweetpotato Production Worldwide: Assessment, Trends and The Future. In: *Acta Hort.*, 670, 19–25.
- Kitayama, M.; Samphumphuang, T.; Tisarum, R.; Theerawitaya, C.; Cha-um, K.; Takagaki, M.; Cha-um, S. (2020). Calcium and soluble sugar enrichments and physiological adaptation to mild NaCl salt stress in sweet potato (*Ipomoea batatas*) genotypes. In: *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 95 (6), S. 782–793. DOI: 10.1080/14620316.2020.1749532.
- Kong D.; Shi, H. B.; Li, Y. L.; Zhang, Y. Q.; Yan, Y. (2005). Studies on photosynthetic rate of oil sunflower under different salt stresses. In: *Agric. Res. Arid Areas*, 23(1): 111–115. (in Chinese with English abstract)
- Koyama, K.; Takemoto, S. (2014). Morning reduction of photosynthetic capacity before midday depression. In: *Scientific reports* 4, S. 4389. DOI: 10.1038/srep04389.
- Krishnan, J.G.; Menon, R.; Padmaja, G.; Sajeev, M.S.; Moorthy, S.N. (2012). Evaluation of nutritional and physico-mechanical characteristics of dietary fiber-enriched sweet potato pasta. In: *Eur. Food Res. Technol.*, 234, 467–476.
- Lange, O. L.; Lösch, R.; Schulze, E. D.; Kappen, L. (1971). Responses of stomata to changes in humidity. In: *Planta* 100, 76–86.
- Laurie, S.; Faber, M.; Adebola, P.; Belete, A. (2015). Biofortification of sweet potato for food and nutrition security in South Africa. In: *Food Res. Int.*, 76, 962–970.
- Leuning, R. (1995). A critical appraisal of a combined stomatal-photosynthesis model for C₃ plants. In: *Plant Cell Environ.* 18, 339–355.

- Li, R. J.; Kang, C.; Song, X. J.; Yu, L.; Liu, D. G.; He, S. Z.; Zhai, H.; Liu, Q.C. (2017). A ζ -carotene desaturase gene, *IbZDS*, increases β -carotene and lutein contents and enhances salt tolerance in transgenic sweetpotato, In: *Plant Sci.* 262, 39–51.
- Ligaba, A.; Katsuhara, M. (2010). Insights into the salt tolerance mechanism in barley (*Hordeum vulgare*) from comparisons of cultivars that differ in salt sensitivity. In: *J. Plant. Res.* 123: 105–118.
- Liu, J.; Zhang, F.; Zhou, J.; Chen, F.; Wang, B.; Xie, X. (2012). Phytochrome B control of total leaf area and stomatal density affects drought tolerance in rice. In: *Plant molecular biology* 78 (3), S. 289–300. DOI: 10.1007/s11103-011-9860-3.
- Liu, Q. (2017). Improvement for agronomically important traits by gene engineering in sweetpotato. In: *Breeding Science*, 67, 15–26. doi:10.1270/jsbbs.16126
- Lu, C. M.; Zhang, Q. D.; Kuang, T. Y. (1994). The mechanism for the inhibition of photosynthesis in rice by water stress. In: *Acta Agron. Sin.*, 20(5): 601–606. (in Chinese with English abstract)
- Luo, Y.; Reid, R.; Freese, D.; Li, C.; Watkins, J.; Shi, H.; Zhang, H.; Loraine, A.; Song, B.H. (2017). Salt tolerance response revealed by RNA-Seq in a diploid halophytic wild relative of sweet potato. In: *Scientific Reports*. 7(1), 1–10. 9624. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-09241-x>.
- Mahlooji, M.; Sharifi, R.; Razmjoo, J.; Sabzalain, M. R.; Sedghi, M. (2018). Effect of salt stress on photosynthesis and physiological parameters of three contrasting barley genotypes. In: *Photosynt.* 56 (2), S. 549–556. DOI: 10.1007/s11099-017-0699-y.
- Meloni, D. A.; Oliva, M. A.; Martinez, C. A.; Cambraia, J. (2011). Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress.
- Meng, X.; Li, G.; Yu, J.; Cai, J.; Dong, T.; Sun, J. et al. (2018). Isolation, expression analysis, and function evaluation of 12 novel stress-responsive genes of NAC transcription factors in sweetpotato. In: *Crop Sci.* 58, 1328–1341. doi: 10.1007/s00344-019-10025-y
- Munns, R. (1985). Na^+ , K^+ and Cl^- in xylem sap flowing to shoots of NaCl-treated barley. In: *J. Exp. Bot.* 36, 1032–1042.
- Munns, R. (2005). Genes and salt tolerance, bringing them together. In: *New Phytol.* 167: 645–663.
- Munns, R.; Tester M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. In: *Annu. Rev. Plant Biol.* 59: 651–681.
- Muraoka, H.; Tang, Y. H.; Terashima, I.; Koizumi, H.; Washitani, I. (2000). Contributions of diffusional limitation, photoinhibition and photorespiration to midday depression of photosynthesis in *Arisaema heterophyllum* in natural high light. In: *Plant Cell Environ.* 23, 235–250.
- Neela, S.; Fanta, S.W. (2019). Review on nutritional composition of orange-fleshed sweet potato and its role in management of vitamin A deficiency. In: *Food Sci. Nutr.*, 7, 1920–1945.
- Nelles, W. (2009). Sweetpotato Education, Research and Capacity Development through a CIP-Orissa Learning Site. In *Advance Techniques in Quality Planting Material Production and Commercial Cultivation of Tropical Tuber Crops*; Nedunchezhiyan, M., Ed.; Regional Centre of Central Tuber Crops Research Institute, CTCRI: Bhubaneswar, Orissa, India; pp. 14–21.
- Oke, M.O.; Workneh, T.S. (2013). A review on sweet potato postharvest processing and preservation technology. In: *Afr. J. Agric. Res.*, 8, 4990–5003.
- Raghavendra, A. S.; Gonugunta, V. K.; Christmann, A.; Grill, E. (2010). ABA perception and signalling. In: *Trends in Plant Science*. 15(7), 395–401. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2010.04.006>.
- Rout, N. P.; Shaw, B. P. (2001). Salt tolerance in aquatic macrophytes: possible involvement of the antioxidative enzymes. In: *Plant Sci.* 160, 415/ 423.
- Seemann, J. R.; Critchley, C. (1985). Effects of salt stress on the growth, ion content, stomatal behaviour and photosynthetic capacity of a salt sensitive species, *Phaseolus vulgaris* L. In: *Planta* 164(2):151–162.
- Sharma, S. K. (1996). Soil salinity effects on transpiration and net photosynthetic rates, stomatal conductance and Na^+ and Cl^- contents in durum wheat. In: *Biologia plant.* 38 (4): 519–523.
- Shrivastava, P.; Kumar, R. (2015). Soil salinity: a serious environmental issue and plant growth promoting bacteria as one of the tools for its alleviation. In: *Saudi J. Biol. Sci.* 22:123–131.
- Stanghellini, C. (1987). Transpiration of greenhouse crops, an aid to climate management. Ph. D. Dissertation, Agricultural University, Wageningen.
- Tabatabaei, S.; Ehsanzadeh, P. (2016). Photosynthetic pigments, ionic and antioxidative behaviour of hulled tetraploid wheat in response to NaCl. In: *Photosyntheica* 54: 340–350.
- Turner, T.; Burri, B. (2001). Orange sweet potatoes are an excellent source of vitamin A. In: *Agro Food Ind. Hi-Tech*, 22, 14–16.

- UN, (2017). Department of Economics and Social Affairs in United Nations. Abgerufen unter: <https://www.un.org/development/desa/en/news/population/world-population-prospects-2017.html> (01.03.2021)
- Valentini, R.; Epron, D.; Deangelis, P.; Matteucci, G.; Dreyer, E. (1995). In situ estimation of net CO₂ assimilation, photosynthetic electron flow and photorespiration in Turkey oak (*Q. cerris* L) leaves: diurnal cycles under different levels of water-supply. In: *Plant Cell Environ.* 18, 631–640.
- Wang, R. L.; Hua, C.; Luo, Q. Y.; Liu, Y. L. (2002). Na⁺ and K⁺ accumulation in chloroplasts results in a decrease in net photosynthetic rate in rice leaves under salt stress. In: *J. Plant Physiol. & Mol. Biol.*, 28(5): 385–390. (in Chinese with English abstract).
- Wang, B.; Zhai, H.; He, S. Z.; Zhang, H.; Ren, Z. T.; Zhang, D. D.; Liu, Q. C. (2016). A vacuolar Na⁺/H⁺ antiporter gene, *IbNHX2*, enhances salt and drought tolerance in transgenic sweetpotato, In: *Sci. Hortic.* 201 153–166.
- Wang, F. B.; Zhai, H.; An, Y. Y.; Si, Z. Z.; He, S. Z.; Liu, Q. C. (2016). Overexpression of *IbMIPS1* gene enhances salt tolerance in transgenic sweetpotato, In: *J. Integr. Agric.* 15 271–281.
- Wasternack, C.; Song, S. (2017). Jasmonates: biosynthesis, metabolism, and signaling by proteins activating and repressing transcription. In: *Journal of Experimental Botany.* 68(6), 1303–1321. <https://doi.org/10.1093/jxb/erw443>.
- Way, D. A.; Oren, R.; Kim, H. S.; Katul, G. G. (2011). How well do stomatal conductance models perform on closing plant carbon budgets? A test using seedlings grown under current and elevated air temperatures. In: *J. Geophys. Res.* 116, G04031.
- Weis, E. (1981). Reversible heat-inactivation of the Calvin cycle: A possible mechanism of the temperature regulation of photosynthesis. In: *Planta* 151, 33–39.
- Widaryanto, E.; Saitama, A. (2017). Analysis of Plant Growth of Ten Varieties of Sweet Potato (*Ipomoea batatas* L.) Cultivated in Rainy Season. In: *Asian J. of Plant Sciences* 16 (4), S. 193–199. DOI:10.3923/ajps.2017.193.199.
- Witzel, K.; Matros, A.; Strickert, M. et al. (2014). Salinity stress in roots of contrasting barley genotypes reveals time-distinct and genotype-specific patterns for defined proteins. In: *Mol. Plant.* 7: 336–355.
- Xu, H. L.; Gauthier, L.; Gosselin, A. (1995). Stomatal and cuticular transpiration of greenhouse tomato plants in response to high solution electrical conductivity and low soil water content. In: *American Society for Horticultural Science*, 120(3), 417–422.
- Yada, B.; Brown-Guedira, G.; Alajo, A.; Ssemakula, G.N.; Owusu-Mensah, E.; Carey, E.E.; Mwanga, R. O. M.; Yencho, G.C. (2017). Genetic analysis and association of simple sequence repeat markers with storage root yield, dry matter, starch and beta-carotene content in sweetpotato. In: *Breed Science*, 67, 140–150.
- Yamori, W.; Suzuki, K.; Noguchi, K. O.; Nakai, M.; Terashima, I. (2006). Effects of Rubisco kinetics and Rubisco activation state on the temperature dependence of the photosynthetic rate in spinach leaves from contrasting growth temperatures. In: *Plant Cell Environ.* 29, 1659–1670.
- Yan, H.; Li, Q.; Park, S. C.; Wang, X.; Liu, Y. J.; Zhang, Y. G.; Tang, W.; Kou, M.; Ma, D. F. (2016). Overexpression of *CuZnSOD* and *APX* enhance salt stress tolerance in sweet potato. In: *Plant Physiol. Biochem.* 1090 20–27.
- Yang, F.; Liang, Z. W.; Wang, Z. C.; Chen, Y. (2008). Relationship Between Diurnal Changes of Net Photosynthetic Rate and Influencing Factors in Rice under Saline Sodic Stress. In: *Rice Science* 15 (2), S. 119–124. DOI: 10.1016/S1672-6308(08)60029-3.
- Yeo, A.R.; Flowers, T.J. (1986). Salinity resistance in rice (*Oryza sativa* L.) and a pyramiding approach to breeding varieties for saline soils. In: *Aust. J. Plant Physiol.* 13: 161–173.
- Yu, Y.; Assmann, S. M. (2016). The effect of NaCl on stomatal opening in Arabidopsis wild type and agb1 heterotrimeric G-protein mutant plants. In: *Plant signaling & behavior* 11 (2), e1085275. DOI:10.1080/15592324.2015.1085275.
- Zelitch, I. (1961). Biochemical control of stomatal opening in leaves. In: *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 47 (9): 1423–1433. DOI: 10.1073/pnas.47.9.1423.
- Zhang, M.; Smith, J. A.; Harberd, N. P.; Jiang, C. (2016). The regulatory roles of ethylene and reactive oxygen species (ROS) in plant salt stress responses. In: *Plant Molecular biology.* 91(6), 651–9. <https://doi.org/10.1007/s11103-016-0488-1>.
- Zhang, H.; Gao, X. R.; Zhi, Y. H.; Li, X.; Zhang, Q.; Niu, J. B.; Wang, J.; Zhai, H.; Zhao, N.; Li, J. G.; Liu, Q. C.; He, S. Z. (2019). A non-tandem CCCH-type zinc-finger protein, *IbC3H18*, functions as a nuclear transcriptional activator and enhances abiotic stress tolerance in sweet potato. In: *New Phytol.* 223 1918–1936.

VII. Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei Herrn Prof. Dr. Folkard Asch für die Betreuung dieser Arbeit bedanken.

Außerdem möchte ich mich bei Shimul Mondal für seine Unterstützung, Hilfsbereitschaft und für die Beantwortung aller Fragen bedanken.