

Universität Hohenheim

Fakultät Agrarwissenschaften

Institut für tropische Agrarwissenschaften (Hans-Ruthenberg-Institut)

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



UNIVERSITÄT
HOHENHEIM

**Einfluss von Luftfeuchtigkeit und Salzstress auf die
Nährstoffaufnahme von hydroponisch
wachsender Quinoa**

Bachelorarbeit

Gabriel Christopher Ahlenstorf

Studiengang: Agrarwissenschaften

Matrikelnummer: 868837

Prüfer: Prof. Dr. Asch

Eingereicht am 26.09.2023

I. Zusammenfassung

Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) ist aufgrund ihres guten Nährwerts und als fakultativer Halophyt eine vielversprechende Pflanze, die sich gut an den Klimawandel anpassen und zur zukünftigen Ernährungssicherheit beitragen kann. Salz- und Trockenstress in Pflanzen, sind einige der Hauptprobleme, die der Klimawandel mit sich bringt. Somit gilt es neue Anbaumethoden zu erforschen und Trockenheits- sowie Salztoleranzmechanismen besser zu verstehen.

In der vorliegenden Arbeit sollen die Effekte von Salzstress und Luftfeuchtigkeit auf die Nährstoffaufnahme, Trockenmasse, Blattfläche und Evapotranspiration von Quinoa Pflanzen, die in einem hydroponischen System aufwachsen, untersucht werden.

Dafür wurden 144 Pflanzen der Sorten Titicaca und Vikinga in einem Gewächshaus mit kontrollierten Wachstumskammern angebaut. Die Pflanzen wurden unter unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen von 0-, 20-, 40-, und 80 mM und unterschiedlicher relativer Luftfeuchtigkeit (rF) von 40% und 80% angebaut. Diese wurden zu drei verschiedenen Erntezeitpunkten geerntet, wobei es für jede Sorte jeweils drei Wiederholungen gab.

Es konnten keine signifikanten Effekte von Salzstress und rF auf die Nährstoffaufnahme von Ammonium, Nitrat und Phosphat festgestellt werden. Das gleiche gilt für die Blattfläche. Bei der Trockenmasse ergab sich der einzige signifikante Unterschied bei der Sorte Titicaca ohne Salzbehandlung, wo die Trockenmasse bei einer rF von 80% signifikant höher war, als bei einer rF von 40%. Bei der Evapotranspiration konnten weitere statistisch signifikante Unterschiede festgestellt werden. Die Pflanzen, die einer niedrigeren rF ausgesetzt waren (40%), zeigten, bei drei Salzbehandlungen (20-,40- und 80 mM), eine signifikant höhere Evapotranspiration, als die Pflanzen, die einer höheren rF ausgesetzt waren (80% rF). Die Salzbehandlungen von 0 mM und 20 mM, zeigten eine signifikant höhere Evapotranspiration als die 40 mM und 80 mM Salzbehandlung, bei einer rF von 80%. Bei den Wachstumskammern, mit einer rF von 40%, zeigte die 40 mM Salzbehandlung eine signifikant höhere Evapotranspiration, als alle anderen Varianten. Insgesamt ließ sich im Versuch beobachten, dass bei der rF von 80%, die Pflanzen ohne Salzbehandlung besser wuchsen als die anderen. Bei der 40% rF hingegen, wuchsen die Pflanzen mit der 40 mM Salzbehandlung am besten. Dadurch wird klar, dass Quinoa aufgrund ihrer hohen

Salz- und Trockenheitstoleranz, gut für hydroponische Systeme in Regionen mit marginalem Wasservorrat, geeignet ist. Salzkonzentrationen bis 40 mM lassen sich bei trockener Luft gut darstellen und führen nicht, wie bei anderen Kulturen zu Wachstumseinbußen.

Auf Grundlage dieser Resultate ist es möglich weiterführende Versuche, mit höheren NaCl-Konzentrationen anzusetzen, um Grenzwerte der NaCl-Konzentrationen bei Quinoa weiterhin zu untersuchen.

II. Inhaltsverzeichnis

I. Zusammenfassung	i
II. Inhaltsverzeichnis	iii
III. Abbildungsverzeichnis	v
IV. Tabellenverzeichnis	vi
V. Abkürzungsverzeichnis	vii
1. Einleitung	1
2. Stand des Wissens	3
2.1 Hydroponischer Anbau	3
2.2 Quinoa	5
2.3 Salinität und Salzstress	6
2.4 Luftfeuchtigkeit	8
2.5 Stickstoff	9
2.6 Phosphor	10
3. Material und Methoden	12
3.1 Pflanzensorten	12
3.2 Versuchsaufbau	12
3.3 Versuchsverlauf	14
3.4 Nährlösung	15
3.5 Umweltbedingungen	16
3.6 Datenerhebung	18
3.6.1 Evapotranspiration	18
3.6.2 Nährstoffkonzentrationen	18
3.6.3 Trockenmasse und Blattfläche	18
3.7 Statistische Evaluation	19
4. Ergebnisse	20
4.1 Nitrataufnahme	20
4.2 Ammoniumaufnahme	21
4.3 Phosphataufnahme	22
4.4 Evapotranspiration	23
4.5 Blattfläche	25
4.6 Trockenmasse	27
4.7 Trockenmasseverteilung	29

5. Diskussion 31
 5.1 Nährstoffaufnahme.....31
 5.2 Evapotranspiration32
 5.3 Trockenmasse und Blattfläche33
6. Fazit 34
Literaturverzeichnis 35
Danksagung..... 39

III. **Abbildungsverzeichnis**

Abbildung 1: Darstellung eines hydroponischen Systems	13
Abbildung 2: Durchschnittliche Tagestemperatur.....	17
Abbildung 3: Durchschnittliche relative Luftfeuchtigkeit	17
Abbildung 4: Nitratkonzentration der Nährlösung.....	21
Abbildung 5: Ammoniumkonzentration der Nährlösung.....	22
Abbildung 6: Phosphatkonzentration der Nährlösung	23
Abbildung 7: Evapotranspiration	24
Abbildung 8: Blattfläche	26
Abbildung 9: Trockenmasse.....	27
Abbildung 10: Trockenmasse.....	28
Abbildung 11: Trockenmasseverteilung.....	29
Abbildung 12: Trockenmasseverteilung.....	30

IV. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Verlauf des Experiments	14
Tabelle 2: Nährlösungszusammensetzung	15
Tabelle 3: t-Test Übersicht	25

V. Abkürzungsverzeichnis

%	Prozent
C°	Grad Celsius
ABA	Abcisinsäure = abscisic acid
EC	Elektrische Leitfähigkeit
Ca	Calcium
Cl	Chlorid
CO ₂	Kohlendioxid
DAT	Days after transplanting = Tage nach Umpflanzung
K	Kalium
l	Liter
ml	milli Liter
mM	milli Mol
N	Stickstoff
Na	Natrium
NaCl	Natriumchlorid
NH ₄	Ammonium
NO ₃ ⁻	Nitrat
P	Phosphor
PO ₄ ⁻	Phosphat
rF.	relative Luftfeuchtigkeit

1. Einleitung

Eine der im 21. Jahrhundert größten Herausforderungen, stellt die Nahrungsmittelversorgung der rasant wachsenden menschlichen Bevölkerung, inmitten des Klimawandels dar. Die FAO sagt voraus, dass 2050 um die 9,8 Milliarden Menschen mit Nahrungsmitteln versorgt werden müssen und sich dadurch der Nahrungsmittelbedarf um ca. 70% erhöht (FAO, 2018).

Die durch den Klimawandel induzierten häufigeren Extremwetterereignisse wie Hitze- und Trockenperioden, sowie die Degradation und Versalzung von Böden, werden den Anbau von Kulturpflanzen deutlich erschweren und die Nahrungsmittelverfügbarkeit beschränken.

Auch ist die Ausweitung der weltweiten landwirtschaftlichen Produktionsfläche nur bedingt möglich, da diese schon 38% des globalen Festlandes deckt und bereits den größten Teil der landwirtschaftlich nützlichen Böden abdeckt (Foley et al., 2011). Daher gilt es alternative Anbaumethoden zu etablieren und Anpassungsmechanismen von Pflanzen an Salzstress und Trockenheit besser zu verstehen.

Eine alternative Anbaumethode, die nicht an landwirtschaftlich nutzbare Flächen gebunden ist, stellt den Anbau von Kulturen in hydroponischen Systemen dar. Hier werden Pflanzen ohne Erde angebaut, indem sie in einem inerten Medium oder in Wasser in Gewächshäusern aufwachsen und mit einer Nährlösung versorgt werden. Dadurch wird Wasser effizienter genutzt, ganzjährig höhere Erträge erzielt und weniger Pflanzenschutzmittel eingesetzt.

Grundlage dieser Bachelorarbeit ist ein Versuch des Doktoranden Hemanth Puppala im Rahmen des Projekts EXALT. Das Projekt EXALT entwickelt und forscht an einem neuen gekoppelten Verfahren, indem die durch die Kühlung des Gewächshauses entzogene Wärme von Wärmepumpen genutzt wird, um die thermische Entsalzung und die Ausschleusung von entwässertem Salz in hydroponischen Systemen, darzustellen. Dies soll vor allem in trockenen subtropischen Gebieten mit salzhaltigen Grund- und Oberflächengewässern, eine ganzjährige Pflanzenproduktion bei minimalem Wasser- und Energiebedarf ermöglichen. Um optimale Wachstumsbedingungen, in einem solchen System, mit möglichst geringem Aufwand zu schaffen,

gilt es die Reaktionen und Schwellenwerte von Pflanzen auf Salzstress, Luftfeuchtigkeit und Temperatur zu untersuchen.

Dementsprechend widmet sich diese Bachelorarbeit der Frage, wie Luftfeuchtigkeit und Salzstress die Nährstoffaufnahme von hydroponisch wachsender Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), beeinflusst.

2. Stand des Wissens

2.1 Hydroponischer Anbau

Hydroponischer Anbau wird heutzutage oft als ein modernes Pflanzenproduktionssystem gesehen, dabei bauten die Ägypter bereits vor fast 4000 Jahren, Pflanzen in oberirdischen Gefäßen ohne Erde an. Das Wort „Hydroponik“ wurde aus den griechischen Wörtern, „Hydro“ (Wasser) und „Ponos“ (Arbeit) abgeleitet. Der Begriff wurde 1937 erstmals von Dr. Gericke für die substratlose Pflanzenproduktion in Wasser geprägt (Raviv et al., 2019). Heutzutage wird der Begriff auch mit Produktionssystemen in Verbindung gebracht, die ein inertes Substrat zur Verankerung und Stabilisation der Pflanze nutzen. Strenggenommen, handelt es sich bei der Hydroponik um den Anbau von Pflanzen in einer Nährlösung mit oder ohne der Verwendung eines inerten Mediums. Als inerte Substrate dienen häufig anorganische Substrate wie Kies, Sand, aufgeblähter Vermiculit, Steinwolle etc. oder organische Substrate, sowie Torfgranulat, Kokosfasern, Sägemehl, Reisspelzen etc..

Hydroponische Systeme können als „Offen“ oder „Geschlossen“ klassifiziert werden, je nachdem, ob die Nährlösung nach dem Durchlauf des Systems ausgeschleust wird oder aufgefangen und regelmäßig dem System im Kreislauf zurückgeführt wird (Asao, 2012). Offene Systeme bürden ein geringeres Risiko an Übertragungen von Krankheiten und Pathogenen. Ebenfalls wird der Arbeitsaufwand verringert, der durch die Wiederaufbereitung der Nährlösung entstehen würde (Jones 2014). Ein großer Nachteil jedoch ist, dass sehr viel Wasser und Nährstoffe verschwendet werden. Geschlossene Systeme hingegen sind deutlich sparsamer, was den Wasser- und Nährstoffverbrauch angeht. Allgemein wird davon ausgegangen, dass 10-50% weniger Wasser und Nährstoffe in geschlossenen Systemen verbraucht werden (Nederhoff & Stanghellini, 2010). Die meisten hydroponische Systeme werden in Gewächshäusern betrieben, um Schutz vor externen Umweltfaktoren zu gewährleisten und eine ganzjährige Produktion zu ermöglichen. Zudem können optimale Wachstumsbedingungen für die Pflanzen geschaffen werden, da eine genaue Klimasteuerung durch Heizen oder Kühlen, künstliche Beleuchtung, CO₂ Anreicherung etc.

ermöglicht wird. In geeigneten Klimazonen können hydroponische Systeme auch im Freien mit oder ohne Schutz, betrieben werden (Morgan, 2021).

Der wichtigste Bestandteil eines hydroponischen Systems ist die Nährlösung. Die Pflanze braucht 17 Nährstoffe, davon sind neun Makronährstoffe und acht Mikronährstoffe. Diese müssen in den jeweils pflanzenbedürftigen Konzentrationen in der Nährlösung enthalten sein. Auch der pH-Wert muss im optimalen Bereich liegen, da Pflanzen nur bestimmte Nährstoffe, bei einem geeigneten pH-Wert in der Rhizosphäre, aufnehmen können. Außerdem können sich Pathogene sehr schnell über die Nährlösung in dem ganzen hydroponischen System verbreiten, daher gilt es mit Sterilisations- und Filtrationsmethoden die Nährlösung Pathogenfrei zu halten (Son et al., 2020). Vergleicht man hydroponischen Anbau mit der herkömmlichen Pflanzenproduktion gibt es einige wesentliche Vor- und Nachteile. Der größte Nachteil sind die Kapital- und Betriebskosten, die deutlich höher sind als die in den herkömmlichen Verfahren. Daher ist es sehr schwierig hydroponisch wachsende Pflanzen rentabler zu machen, als im Boden erzeugte Pflanzen (Jensen, 1999). Viele Hydroponische Systeme sind in ihrer Konstruktion und Betriebsweise recht anspruchsvoll und erfordern speziell ausgebildetes Personal, um sicherzustellen, dass die Pflanzen gesund bleiben. Abgesehen von den hohen Kosten bietet der hydroponische Anbau auch eine ganze Reihe an Vorteilen. Pflanzen sind nicht bodenbürtigen Krankheiten und Schaderregern ausgesetzt und können ganzjährig, räumlich nah aneinander und vertikal gestapelt angebaut werden, was zu deutlich höheren Erträgen führt (Jensen 1999). Auch was den Wasserverbrauch angeht, sind hydroponische Systeme deutlich sparsamer. So wird in einem geschlossenen System etwa 70-95% weniger Wasser verbraucht als bei herkömmlichen Pflanzenproduktionssystemen (Bradley, 2001). Außerdem können hydroponische Systeme in Regionen betrieben werden, in denen es keine landwirtschaftlich nutzbaren Flächen gibt. Die Umstellung auf die Nahrungsmittelproduktion in Städten kann den Verlust von natürlichen Ökosysteme eindämmen und sogar dazu beitragen, dass natürliche Lebensräume wiederhergestellt werden können.

2.2 Quinoa

Die Pflanze Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), auch als Reismelde bezeichnet, ist ein Pseudogetreide, welches aus der Gattung der Gänsefüße in der Familie der Fuchschwanzgewächse (*Amaranthaceae*), stammt.

Quinoa ist einer der ältesten Kulturpflanzen des Südamerikanischen Kontinents und wurde vor tausenden Jahren in der Andenregion domestiziert und angebaut (Jacobsen, 2003). Als Ursprungsregion gilt die Region um den Titicaca See, wo die höchste Vielfalt an Sorten und Landrassen aufzufinden sind. Archäologische Funde beweisen, dass Quinoa 3000 Jahre v. Chr. im Norden Chiles, und 5000 Jahre v.Chr. in Ayacucho, Peru, angebaut wurde. Nach der spanischen Eroberung wurde die Kultur jedoch stark zurückgedrängt und durch andere Kulturen wie Kartoffeln und Mais ersetzt (Valencia-Chamorro, 2003). Seit Mitte der 1980er Jahre ist die Pflanze aufgrund ihrer ernährungsphysiologischen Eigenschaften, auf dem „Health food market“ der USA populär geworden. Mit der steigenden Nachfrage, stieg die Quinoa Produktion in den Andenländern für den Export in die USA an und später erfolgte der Export auch an die EU, Japan, Australien und Israel. Laut FAOSTAT (2013) haben sich die Anbaufläche und die Gesamterzeugung von Quinoa in den Haupterzeugerländern Bolivien, Peru und Ecuador im Zeitraum 1992-2010 fast verdoppelt bzw. verdreifacht. Nachdem die Vereinten Nationen das Jahr 2013 als “Internationales Jahr der Quinoa“ aufgrund Ihres hohen Nährwerts und ihr Potenzial die Hungernot auf der Welt zu mindern, benannten, stiegen die Preise rasant an und die Produktion weitete sich Weltweit aus. Heutzutage sind die Hauptproduzenten Bolivien und Peru. In Ländern wie die USA, Canada, Indien und China weitet sich die Produktion stark aus (Bertero et al., 2021). Die genetische Variabilität von Quinoa ist sehr hoch, da die Pflanze an Wachstumsbedingungen von 0-4000 Meter über den Meeresspiegel und an verschiedene Klimaregionen, wie das kalte Hochland bis zu Subtropischen Bedingungen angepasst ist. Sie ist ebenfalls frost- und trockenheitsresistent und weist eine hohe Toleranz gegenüber Salzstress auf. Auch auf basischen bis sauren Böden im pH-Wertbereich von 4,5-9 kann Quinoa gut wachsen. Obwohl Quinoa eine C3 Pflanze ist, kommt sie mit Jahresniederschlägen von 200-400 mm Jahresniederschlag gut zurecht (FAO, 2013; Valencia-Chamorro, 2003). Dadurch hat Quinoa ein hohes Potenzial sich durch Züchtung an neue Umweltbedingungen anzupassen.

Heutzutage ist Quinoa für ihre ernährungsphysiologischen Eigenschaften weltweit bekannt. Der Proteingehalt liegt je nach Sorte zwischen 8-22%, was die Proteingehalte von gängigen Getreidearten wie Reis, Weizen und Mais, weit übertrifft. Zudem enthält Quinoa alle essenziellen Aminosäuren, die der Mensch benötigt. Auch was die Mineralstoffgehalte angeht, übertrifft Quinoa die üblichen Getreidearten mit besonders hohen Gehalten an Kalium, Kalzium, Magnesium, Kupfer, Eisen, Mangan und Zink. Quinoa ist ebenfalls glutenfrei und ist für Menschen mit Glutenunverträglichkeit von besonderer Bedeutung. Quinoa schmeckt ungeschält sehr bitter, da die Samenschale hohe Gehalte an Saponinen enthält, welches als Schutz gegenüber Schädlingen dient. Handelsübliche Quinoa ist daher geschält und vom bitteren Geschmack der Saponine befreit (Valencia-Chamorro, 2003).

2.3 Salinität und Salzstress

Der Begriff „Salinität“ bezieht sich auf das Vorhandensein von hohen Salzgehalten im Boden oder im Wasser, in Konzentrationen, die für landwirtschaftliche Kulturen schädlich sind (De Oliveira et al. 2013). Salinität wird im Allgemeinen als Gesamtgehalt an gelösten Stoffen in Milligramm pro Liter (mg l^{-1}), parts per million (ppm) oder über die elektrische Leitfähigkeit (EC) angegeben. Die derzeit verwendeten SI-Einheiten, für die elektrische Leitfähigkeit, sind milli-Siemens pro Zentimeter (mS cm^{-1}) oder deci-Siemens pro Meter (dS m^{-1}).

Salinität tritt dann ein, wenn die Salzkonzentration in der Rhizosphäre einen EC-Wert von 4 dS m^{-1} (ungefähr 40 mM NaCl) bei $25 \text{ }^\circ\text{C}$ übersteigt (Shrivastava und Kumar, 2015).

Die meisten Kulturpflanzen werden bei dem genannten Wert oder schon unter diesem Wert in ihrem Wachstum und Ertrag stark beeinträchtigt. Schätzungen zufolge sind weltweit etwa 20% der gesamten Anbauflächen und 33% der bewässerten Anbauflächen von Salinität betroffen. Darüber hinaus nehmen die versalzten Flächen aus verschiedenen Gründen jährlich um 10% zu (Shrivastava und Kumar, 2015). Die im Boden vorkommenden Salze kommen als Ionen vor. Ionen werden von verwitternden Mineralien im Boden freigesetzt, sie können ebenfalls bei einer

übermäßigen Düngung anorganischer Düngemittel oder aus flachem Grundwasser über kapillaren Aufstieg, in den Boden gelangen. Eine der Hauptgründe für Salinität ist jedoch die Bewässerung von Kulturen (insbesondere mit Brackwasser), wodurch ein hoher Import von Salzen in den Boden stattfindet. Besonders in ariden und semi-ariden Gebieten, mit mäßigen Niederschlägen, führt eine höhere Evapotranspirationsrate zur Salinität des Bodens. Auch in Küstenregionen können Salze über das Eindringen von Meerwasser in die Aquifere oder durch Ablagerungen von Salzen aus dem Ozean die durch Wind und Regen transportiert werden, in den Boden eingelagert werden (Munns und Tester, 2008).

Die meisten Kulturpflanzen sind Glykophyten und werden bei Salzkonzentrationen von 100-200 mM NaCl stark beeinträchtigt oder sogar getötet. Halophyten hingegen, weisen eine hohe Salztoleranz, aufgrund von spezifischen Mechanismen auf, und können bei einem Salzgehalt von 300-400 mM überleben. Die physiologischen Reaktionen von Pflanzen auf Salzstress, sind oft komplex und vielschichtig, was die Planung und Auswertung von Versuchen erschwert.

Grundsätzlich kann die Reaktion von Pflanzen auf Salzstress in zwei Phasen unterteilt werden. Die erste Phase findet innerhalb von Minuten bis ein paar Tage statt, wobei es sich hauptsächlich um osmotischen Stress handelt. Hier kommt es durch die hohen Salzkonzentrationen, innerhalb der Rhizosphäre, zu osmotischem Stress, was zum Schließen der Stomata und zu Wachstumshemmungen von jungen Blättern, Spross und Wurzeln führt. Das Schließen der Stomata wird durch das Phytohormon ABA, nach wenigen Minuten des Salzstress induziert.

Die zweite Phase entwickelt sich über einen längeren Zeitraum (Tage bis Wochen) und beinhaltet die Akkumulation von Ionen in alten Blättern bis hin zu toxischen Konzentrationen, was zu einer vorzeitigen Seneszenz der Blätter führt. Ist die Sterberate der alten Blätter größer als die Neubildung der neuen Blätter, verringert sich die Photosyntheserate so stark, dass das Wachstum der neuen Blätter drastisch verringert wird. Die verringerte Photosyntheserate erhöht die Produktion von reaktiven Sauerstoffspezies (ROS) die, die Pflanze mit einer erhöhten Enzymproduktion und Aktivität entgiften muss (Munns und Tester, 2008).

Die Toleranzmechanismen von Pflanzen gegenüber Salinität können in drei Kategorien eingeteilt werden.

Die erste Kategorie beschreibt die Toleranz gegenüber osmotischem Stress. Durch eine geringere Zellwachstumsrate werden weniger neue Pflanzengewebe erzeugt, die zusätzliches Wasser benötigen, welches aufgrund des osmotischen Stresses nicht verfügbar ist.

Die zweite Kategorie umfasst die Natrium-Ion (Na^+) Ausscheidung aus den Blättern und Wurzeln. Dies verringert die Akkumulation von toxischen Konzentrationen innerhalb der Pflanze.

Die dritte Kategorie ergibt sich aus der Toleranz des Pflanzengewebes, gegenüber Akkumulierten Na^+ . Dies erfordert eine Kompartimentierung von Na^+ auf zellulärer und intrazellulärer Ebene, um toxische Konzentrationen im Zytoplasma zu vermeiden, insbesondere in den Mesophyll-Zellen des Blattes (Munns und Tester, 2008).

2.4 Luftfeuchtigkeit

Die Luftfeuchtigkeit ist der Gewichtsanteil des gasförmigen Wasserdampfs (H_2O) in der Luft. Aufgrund von Temperatur und Druck kann die Luft immer nur ein gewisses Höchstmaß an Wasserdampf enthalten. Die relative Luftfeuchtigkeit (rF) ist das häufigste Maß für die Luftfeuchtigkeit und gibt an, zu wie viel Prozent die Luft wasserdampfgesättigt ist. Das heißt, es wird das Verhältnis der tatsächlich enthaltenen bis zur maximal haltbaren Menge an gasförmigen Wasserdampf in der Luft, in Prozent angegeben. Die relative Luftfeuchtigkeit ist temperaturabhängig, da wärmere Luft eine höhere Wasserdampfspeicherkapazität aufweist (Häckel, 2021). Das Dampfdruckdefizit (VPD) ist ein weiteres wichtiges Maß, das bei Untersuchungen des Einflusses der Luftfeuchtigkeit auf das Pflanzenwachstum genutzt wird, da es mehr mit der Transpirationsrate der Pflanzen korreliert als die relative Luftfeuchtigkeit. Das VPD definiert die Differenz, zwischen der tatsächlichen zur maximal möglichen Wasserdampfmenge in der Atmosphäre.

Die Luftfeuchtigkeit ist ein wichtiger Umweltfaktor in der Pflanzenproduktion, da sie sich auf die Transpirationsrate auswirkt und den Wasserhaushalt der Pflanzen beeinflussen kann. Allgemein wirkt sich eine hohe relative Luftfeuchtigkeit (geringes VPD), die über dem optimalen Wert liegt, negativ auf die Transpirationsrate aus, was das Wachstum und die Nährstoffassimilation beeinträchtigt. Im Gegensatz dazu erhöht sich die Transpirationsrate bei einer geringen relativen

Luftfeuchtigkeit (hohes VPD), was zu Wasserstress in der Pflanze führen kann, wenn der Pflanze nicht genügend Wasser zur Verfügung steht (Chia und Lim, 2022). Tritt Wasserstress ein, schließen sich die Stomata der Pflanze, um den Wasserverlust, innerhalb der Pflanze, zu minimieren. Dies führt jedoch auch zu einer geringeren Photosyntheserate, was sich negativ auf das Wachstum der Pflanze auswirkt. Treten höhere VPD über einen längeren Zeitraum auf, haben diese komplexe Auswirkungen auf die Pflanzenphysiologie, insbesondere auf biochemischer und anatomischer Ebene. So zeigen Pflanzen, die einem längerfristigen VPD-Anstieg (über Wochen bis Monate) ausgesetzt sind, Veränderungen in der Stomata-Dichte und Größe, der inneren Blattanatomie, der Sprossbildung, dem Wurzelwachstum, der biochemischen Prozesse und sogar der Wachstumsrate der Fortpflanzungsorgane (López et al., 2021).

2.5 Stickstoff

Stickstoff (N) ist nach Kohlenstoff, Wasserstoff und Sauerstoff das quantitativ wichtigste Element, das von der Pflanze benötigt wird und für das Überleben der Pflanze unerlässlich ist. Ungefähr 1-5% der gesamten Trockenmasse einer Pflanze stammen aus N, welches ein wichtiger Bestandteil von Proteinen, Nucleinsäuren, Chlorophyll, Enzymen, Phytohormonen und sekundären Metaboliten ist (Hawkesford et al., 2012).

Die meisten Nicht-legumen Pflanzen benötigen ungefähr 20-50 g N, um einen Kilogramm Trockenmasse zu bilden. Obwohl Stickstoff zu ungefähr 78% in der Atmosphäre vorkommt, ist N in dieser Form (N_2) für die Pflanze nicht verfügbar. N_2 ist nur direkt für Leguminosen verfügbar, die eine Symbiose mit N-fixierenden Bakterien (Rhizobien) eingehen. Die meisten Pflanzen können Stickstoff nur in reduzierter Form (Ammonium NH_4^+ , Harnstoff CH_4N_2O) oder in oxidierter Form (Nitrat NO_3^-) über ihre Wurzeln aufnehmen. Ebenfalls können organische N-Verbindungen in Form von kleinen Peptiden oder Aminosäuren aufgenommen werden, diese werden jedoch im Boden schnell abgebaut (Schubert, 2017).

Die zwei Hauptquellen für die anorganische N-Aufnahme sind Nitrat und Ammonium. Nitrat kommt im Regelfall in höheren Konzentrationen (1-5 mM) als Ammonium (20-200 μ M) in der

Bodenlösung vor. Nitrat ist ebenfalls mobiler als Ammonium und somit besser für die Pflanzen Verfügbar (Hawkesford et al., 2012). Ammonium ist die energetisch günstigste Form, da sie direkt aus der Bodenlösung aufgenommen und direkt in Aminosäuren eingebaut werden kann. Für die Aufnahme von Nitrat hingegen muss zuerst eine Reduktion erfolgen. Dabei wird NO_3^- , über die zwei Enzyme Nitratreduktase und Nitritreduktase, zu NO_2^- und dann zu NH_4^+ reduziert. Das aus der Reduktion gewonnene NH_4^+ kann direkt in Aminosäuren und später in andere N-haltige Verbindungen, wie z.B. Chlorophyll eingebaut werden.

Die unterschiedlichen N-Ernährungsformen unterscheiden sich ebenfalls, in der von ihrer Aufnahme induzierten pH-Wertänderung, in der Rhizosphäre. Pflanzen die sich hauptsächlich von NH_4^+ ernähren, scheiden netto Protonen in die Rhizosphäre aus, wodurch sich der pH-Wert in der Rhizosphäre verringert. Bei der NO_3^- Aufnahme werden jedoch Protonen in der Rhizosphäre verbraucht, wodurch der pH-Wert in der Rhizosphäre ansteigt (Schubert, 2017).

2.6 Phosphor

Phosphor ist ein Makronährstoff und erfüllt verschiedene essenzielle Funktionen in der Pflanze. Er kommt nur esterartig gebunden in Pflanzen vor und ist ein wichtiger Bestandteil der Nucleinsäuren, wo er Brücken zwischen den Nucleotiden der DNA und der RNA bildet. Zusätzlich ist er ein wichtiger Bestandteil von Phospholipiden und somit in jeder Zellmembran aufzufinden. Außerdem ermöglichen die zwei energiereichen Esterbindungen in Adenosintriphosphat (ATP), durch Phosphorylierungsreaktionen, die Energieübertragung (Schubert, 2017).

Phosphor kommt im Boden zum Großteil in gebundener Form als Orthophosphate vor. Nur ungefähr 0,1% des gesamten Phosphors im Boden befinden sich in der Bodenlösung und sind somit Pflanzenverfügbar. Pflanzen nehmen Phosphor in Form von Phosphat (H_2PO_4^- oder HPO_4^{2-}) aus der Bodenlösung auf. Da bei der Aufnahme weder eine Oxidation noch eine Reduktion stattfindet, zählt Phosphor nicht wie andere Nährstoffe, nicht zu den assimilierten Nährstoffen. Ein Großteil des Phosphats, welches von der Pflanze aufgenommen wird, gelangt durch Diffusion zu den Wurzeln. Da Phosphor im Boden stark gebunden ist, spielt Massenfluss nur eine geringe Rolle. Auch die Wurzel Interzeption spielt eine kleine Rolle bei der Phosphataufnahme. Durch

Wurzelexsudate wie Protonen und organische Säuren wird der pH-Wert in der Rhizosphäre gesenkt, was wiederum die Verfügbarkeit von Phosphor beeinflusst. Die pH-Wert Senkung führt, besonders in alkalischen Böden, zu einer Freisetzung von durch Kalzium und Magnesium gebundenen Phosphate (Barker und Pilbeam, 2015).

Da Phosphor so wichtig bei den Zellteilungsprozessen ist kommt es bei einem Mangel zu einem Stau von Assimilaten, die nicht weiter verstoffwechselt werden können. Dadurch kommt es zu einer verstärkten Synthese von Anthocyanen, die der Pflanze eine rötliche Verfärbung verleiht (Schubert, 2017).

3. Material und Methoden

3.1 Pflanzensorten

Für den Versuch wurden zwei verschiedenen Quinoa Sorten namens Titicaca und Vikinga gewählt, die unterschiedliche Reaktionen auf Salzstress und Luftfeuchtigkeit, aufweisen sollten. Diese wurden vom 14-31. März 2023 in Pflanztöpfen mit Sand aufgezogen, und dann in ein hydroponisches System, möglichst homogen umgepflanzt. In jedem System befanden sich jeweils 3 Titicaca, und 3 Vikinga Pflanzen. Zu jedem Erntezeitpunkt wurden immer jeweils eine Titicaca und eine Vikinga Pflanze aus jedem System genommen.

3.2 Versuchsaufbau

Der Versuch wurde im Forschungsgewächshaus Phytotechnikum (PHT) der Universität Hohenheim von Anfang April bis Mitte May 2023, durchgeführt. Dort wurden in sechs Wachstumskammern, insgesamt 144 Quinoapflanzen in 24 hydroponischen Systemen kultiviert. Jedes hydroponische System, wie in Abbildung 1 zu sehen, setzt sich zusammen aus sechs Quinoa Pflanzen in jeweils eigenen Boxen, einer Mischbox, einem 60 Liter Fass und einer Pumpe. Insgesamt befanden sich 101,8 l Nährlösung im System die mit einer Fließgeschwindigkeit von ca. $1 \text{ L} \cdot \text{min}^{-1}$ von der Pumpe durch das System befördert wurde. Ab dem 11 Tag nachdem die Pflanzen umgepflanzt wurden (DAT-Days After Transplanting), wurden ab 9:30– 23:30 Uhr, die Luftbefeuchtungsanlagen und Ventilationssysteme eingeschaltet, wobei, bei drei Wachstumskammern die relative Luftfeuchtigkeit bei 80%, und bei den anderen drei, die relative Luftfeuchtigkeit bei 40% gehalten wurde. Ab dem 14. Tag (DAT) wurden unterschiedliche Salzkonzentrationen den Systemen hinzugefügt. Dabei wurden in jeder Wachstumskammer vier NaCl-konzentrationen von 0 mM, 20 mM, 40 mM und 80 mM auf die vier Systeme verteilt. Kurz vor, sowie 12 und 20 Tage nach der ersten Salzzugabe wurde die Nährlösung jeweils erneuert da

die Nährstoffe in der Nährlösung fast aufgebraucht waren. Zusätzlich zur natürlichen Einstrahlung, wurden die Pflanzen von 465 Watt Keramik-Methalhalogendampflampen mit sonnenähnlichen Lichtspektrum, von 9:30-23:30 Uhr, bestrahlt. Durch die zwei Quinoa Sorten, den zwei unterschiedlichen Luftfeuchtigkeiten, den vier Salzbehandlungen und den drei verschiedenen Erntezeitpunkten gab es in dem Versuch insgesamt 3 Wiederholungen.

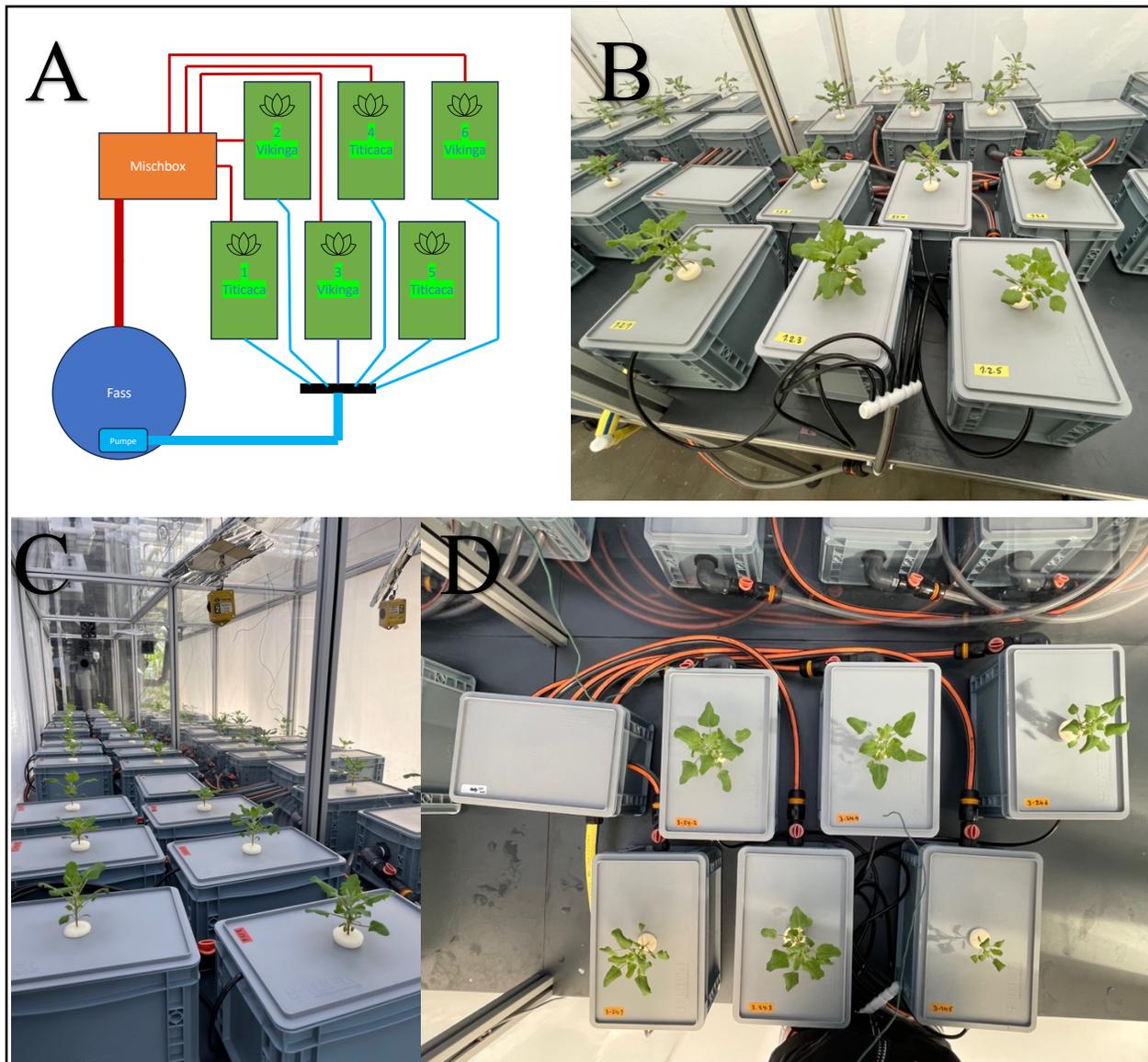


Abbildung 1: Darstellung eines hydroponischen Systems
Schematische Darstellung eines hydroponischen Systems (A) und Bilder der hydroponischen Systeme (C-D)

3.3 Versuchsverlauf

Das Experiment dauerte insgesamt 40 Tage und wird für einen besseren Überblick in Tabelle 1 dargestellt. Die Tage werden nach dem Umpflanzen der Setzlinge in das hydroponische System gezählt (DAT).

Tabelle 1: Verlauf des Experiments

Für jede Maßnahme wird das Datum und der Tag nach der Umpflanzung in die hydroponischen Systeme (DAT) angegeben

Maßnahme	Datum	DAT
Saat und Aufwuchs der Quinoa Pflanzen in kleinen Pflanztöpfen	14. – 30.03.2023	
Aufbau des hydroponischen Systems und Zubereitung der Nährlösung	29. – 30.03.2023	
Umpflanzen der Quinoapflanzen in das hydroponische System	31.03	0
Einschalten der Luftbefeuchter	12.04	12
Neue Nährlösung	13.04	13
Erster Salzzusatz zu der Nährlösung	14.04	14
Erste Ernte	24.04	24
Neue Nährlösung	26.04	26
Zweite Ernte	02.05	32
Neue Nährlösung	04.05	34
Dritte Ernte	10.05	40
Ermittlung der Nährstoffgehalte der Nährlösung mit Autoanalyser	18.04 – 24.05	
Abbau und Säuberung der Systeme und der Anlage	16.05	
Wiegen der Trockenproben	09. – 16.06	

3.4 Nährlösung

Die Nährlösung setzt sich aus mehreren Stammlösungen (A-H) zusammen, die zuvor im Labor zubereitet wurden. Dafür wurden die Reagenzien, die in Tabelle 2 dargestellt sind, in einen 500 ml Kolben eingewogen und mit deionisiertem Wasser aufgefüllt. Die Stammlösung wurde ordentlich vermischt und in Plastikbehälter zum Gewächshaus gebracht. Dort wurde mittels einer Pipette, jeweils 12 ml der Stammlösung den Fässern mit 60 l deionisiertem Wasser zugeführt, um eine 20% Nährlösung herzustellen.

Tabelle 2: Nährlösungszusammensetzung

Zusammensetzung der Nährlösung aus den Stammlösungen A-H und die Menge der Nährstoffe in einer 20-prozentige Nährlösung

Stamm-Lösung	Reagenz	Summenformel	g/l	Nährstoffe	20% Nährlösung (mg/l)
A	Di-Ammoniumhydrogenphosphat	$(\text{NH}_4)_2\text{H}_2\text{PO}_4$	210	NO_3	19,1
B	Calciumnitrat Tetrahydrat	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \times 4\text{H}_2\text{O}$	490	NH_4	0,9
C	Kaliumnitrat	KNO_3	271	P	5,16
D	Kaliumsulfat	K_2SO_4	60	K	32,54
E	Kaliumhydrogenphosphat	KH_2PO_4	90	Ca	17,8
F	Magnesiumsulfat Heptahydrat	$\text{MgSO}_4 \times 7 \text{H}_2\text{O}$	170	Mg	3,38
G	Kalziumchlorid Dihydrat	$\text{CaCl}_2 \times 2\text{H}_2\text{O}$	21,5	S	6,66
	Kaliumchlorid	KCl	10	Cl	1,98
H	EDTA-Eisennatriumsalz Trihydrat	$\text{C}_{10}\text{H}_{12}\text{FeN}_2\text{NaO}_8$	5,3	Fe	0,16
	Mangansulfat Monohydrat	$\text{MnSO}_4 \times \text{H}_2\text{O}$	1,9	Mn	0,12
	Zinksulfat Heptahydrat	$\text{ZnSO}_4 \times 7\text{H}_2\text{O}$	1,3	Zn	0,06
	Kupfersulfat Pentahydrat	$\text{CuSO}_4 \times 5\text{H}_2\text{O}$	0,25	Cu	0,01
	Ammoniumheptamolybdän Tetrahydrat	$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \times 4\text{H}_2\text{O}$	0,09	Mo	0,01
	Borsäure	H_3BO_4	2,9	B	0,06

Die berechneten Nährstoffkonzentrationen der 20% Nährlösung sind ebenfalls in der Tabelle 2 dargestellt. Ziel war es die Nitratlösung über den ganzen Versuch über 5 mg/l zu halten. Dafür wurde die Nährlösung dreimal, jeweils am 13., 26. und 34. DAT, ausgetauscht. Um die Nährstoffkonzentrationen zu bestimmen, wurde jeden Tag, von jedem System, eine 20 ml Probe genommen und anschließend im Labor mit einem Technicon Autoanalyser II analysiert. Zusätzlich wurde jeden Tag der pH-Wert, sowie die elektrische Leitfähigkeit der Nährlösung, mittels dem ProfiLine pH/Cond 3320 Taschengerät gemessen. Dabei variierte der pH-Wert zwischen 5-6, über den ganzen Versuch.

3.5 Umweltbedingungen

Den ganzen Versuch über wurde die Temperatur und die relative Luftfeuchtigkeit, mit dem Tiny Tag TGP-4500 plus 2 Dattenlogger, in einem 10 Minuten-Takt gemessen. In jeder Wachstumskammer befand sich ein Datenlogger zentral aufgehängt. Daraus ergaben sich die Durchschnittlichen Tageswerte, die in Abbildung 2 und 3 abgebildet sind. Die Luft in den humiden Wachstumskammern, wurde mit den Dampfluftbefeuchtern (condair RM) befeuchtet und mit Ventilationssystemen verteilt, wobei eine durchschnittliche relative Luftfeuchtigkeit von 80 % erreicht werden sollte. Die Feuchtigkeit aus der Luft der trockenen Wachstumskammern wurden mit Adsorptionsluftentfeuchtern (DST DC-10) entzogen, dabei sollte eine durchschnittliche relative Luftfeuchtigkeit von 40% erreicht werden. Die Temperaturen waren in allen Wachstumskammern über den Versuch sehr ähnlich.

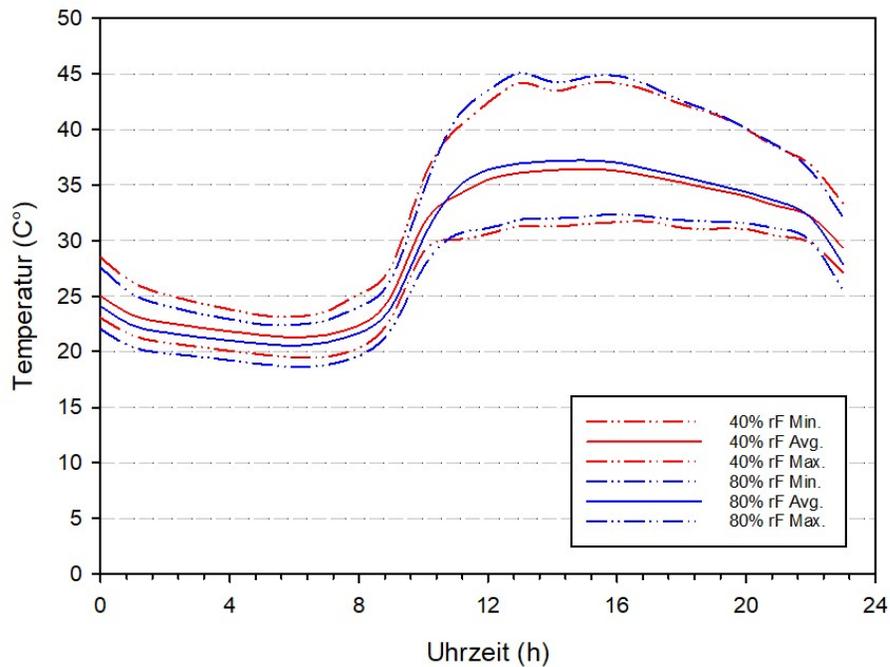


Abbildung 2: Durchschnittliche Tagestemperatur

Durchschnitts-, Tiefst- und Höchsttemperaturen im Tagesverlauf der verschiedenen Wachstumskammern über den ganzen Versuch

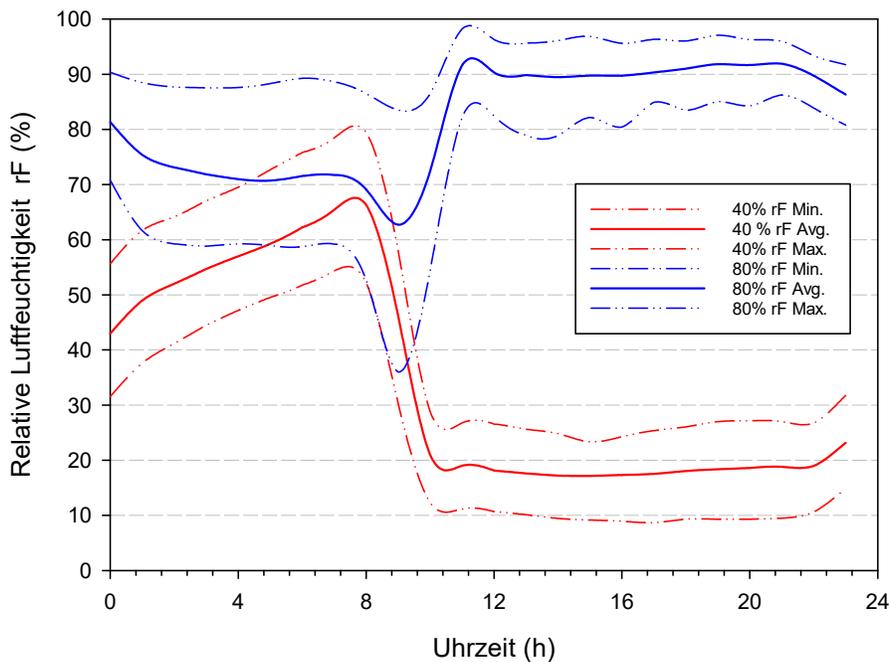


Abbildung 3: Durchschnittliche relative Luftfeuchtigkeit

Durchschnittliche, tiefste und höchste relative Luftfeuchtigkeit im Tagesverlauf der verschiedenen Wachstumskammern über den ganzen Versuch

3.6 Datenerhebung

3.6.1 Evapotranspiration

Ab dem Zeitpunkt der ersten Salzapplikation am 14. DAT, wurde bis zum Ende des Versuchs jeden Morgen, um 7 Uhr, der Wasserverlust jedes Systems gemessen. Dafür wurde der Wasserstand von jedem Fass überprüft und mit einem Messbecher auf den markierten originalzustand mit deionisiertem Wasser aufgefüllt. Die Menge, die gebraucht wurde, um den Wasserstand auf das Originalvolumen aufzufüllen, wurde in einer Tabelle notiert. An den Tagen wo die Nährlösungen ausgetauscht wurde, wurden keine Daten erhoben, da der komplette Austausch aufgrund von mangelnder Menge an deionisiertem Wasser mehr als einen Tag dauerte.

3.6.2 Nährstoffkonzentrationen

In diesem Versuch wurde, seit dem ersten Austausch der Nährlösung die Nährstoffkonzentrationen von Nitrat, Ammonium und Phosphat gemessen. Hierfür wurde täglich um 7 Uhr morgens, 20 ml Proben aus der Mischbox jedes Systems entnommen, filtriert und nummeriert. Anschließend wurden sie bis zur Weiterverwendung eingefroren. Die Nährstoffkonzentrationen wurden später im Labor mit einem Technicon Autoanalyser II analysiert.

3.6.3 Trockenmasse und Blattfläche

Jeweils am 24., 32. und 40. DAT wurden jedem System eine Titicaca und eine Vikinga Pflanze entnommen. Die Pflanzen wurden dann in verschiedene Pflanzenteile zerteilt. Die setzten sich zusammen aus der Wurzel, dem Spross, jungen Blattstielen, alten Blattstielen, strukturelle Elemente, junge Blätter, sowie alte Blätter. Daraufhin wurde die Blattfläche der jungen und alten

Blätter mit dem *Li-Cor 3100C Leaf Area Meter* gemessen und aufgeschrieben. Die Länge und maximaler Durchmesser der Wurzeln und des Sprosses wurden auch verzeichnet. Die Pflanzenteile wurden nach der Ernte in unterschiedliche Tüten verpackt und für mindestens 72 Stunden im Trockenschrank bei einer Temperatur von 60 °C getrocknet. Nach dem der Versuch beendet war, wurden die unterschiedlichen Pflanzenteile erneut für mindestens 12 Stunden bei 60 °C getrocknet und anschließend mit einer *Kern Präzisionswaage* gewogen. Die Gewichte wurden in einer *Excel* Tabelle notiert und dann weiterverarbeitet.

3.7 Statistische Evaluation

Die Rohdaten der Datenerhebungen wurden *Microsoft Excel 365* dokumentiert und sortiert. Auch die Mittelwerte, Standardabweichungen und der Standardfehler wurden mittels *Excel* berechnet. Zur veranschaulichen des unterschiedlichen Verhaltens der Sorten unter verschiedenen Parametern wurden Grafiken mit *SigmaPlot Version 12.5* und *15* erstellt. Ebenfalls wurden die Daten anhand des Student's t-Test mit einem p-Wert < 0,05 auf signifikante Unterschiede untersucht.

4. Ergebnisse

Im Folgenden werden die Nährstoffaufnahmeleistungen von Nitrat, Ammonium und Phosphat, sowie die Effekte von unterschiedlichen Salzkonzentrationen und Luftfeuchtigkeiten auf die Quinoapflanzen, graphisch dargestellt.

4.1 Nitrataufnahme

Die Nitrataufnahme wurde anhand der Nitratkonzentration in der Nährlösung im Verlauf des Versuchs festgestellt. Abbildung 4 stellt die Nitratkonzentration der Probenahmen im zeitlichen Verlauf nach der Salzzugabe dar. An den Tagen 13. und 21., nach der Salzzugabe, wurden die Nährlösungen erneuert und werden graphisch durch die neuen Höhenpunkte sichtbar. Weiterhin sollten bei der Interpretation auch die Erntezeitpunkte am 10. und 18. Tag nach der Salzzugabe in Betracht gezogen werden, da dort jeweils zwei Pflanzen dem System entnommen wurden.

Es konnten keine statistisch signifikanten Unterschiede in der Nitrataufnahme zwischen den unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und rF festgestellt werden.

Allerdings eindeutig wahrzunehmen ist, dass die Nitrataufnahme zuerst langsam und im späteren Verlauf deutlich schneller stattfindet. Dies kann an der präferierten Aufnahme von Ammonium liegen, da solches von der Pflanze meistens als erstes aufgenommen wird, und die Nitrataufnahme erst nachdem das Ammonium aufgebraucht ist, rasch zunimmt. Auch zu erkennen ist, dass die unterschiedlichen relativen Luftfeuchtigkeiten der verschiedenen Wachstumskammern einen Einfluss auf das Nitrataufnahmeverhalten der Quinoapflanzen aufweist. So ist die Nitrataufnahme bei der rF von 40%, bei der Salzbehandlung von 40 mM deutlich am höchsten. Bei den Wachstumskammern mit der rF von 80%, verhält sich die Nitrataufnahme fast gegensätzlich, da die Pflanzen ohne Salzzugabe die höchsten Aufnahmeleistungen aufweisen. Bei der rF von 80%, hat die 20 mM NaCl-Behandlung, die zweithöchste Aufnahmeleistung, wobei 40 und 80 mM deutlich geringere Aufnahmeleistungen aufweisen.

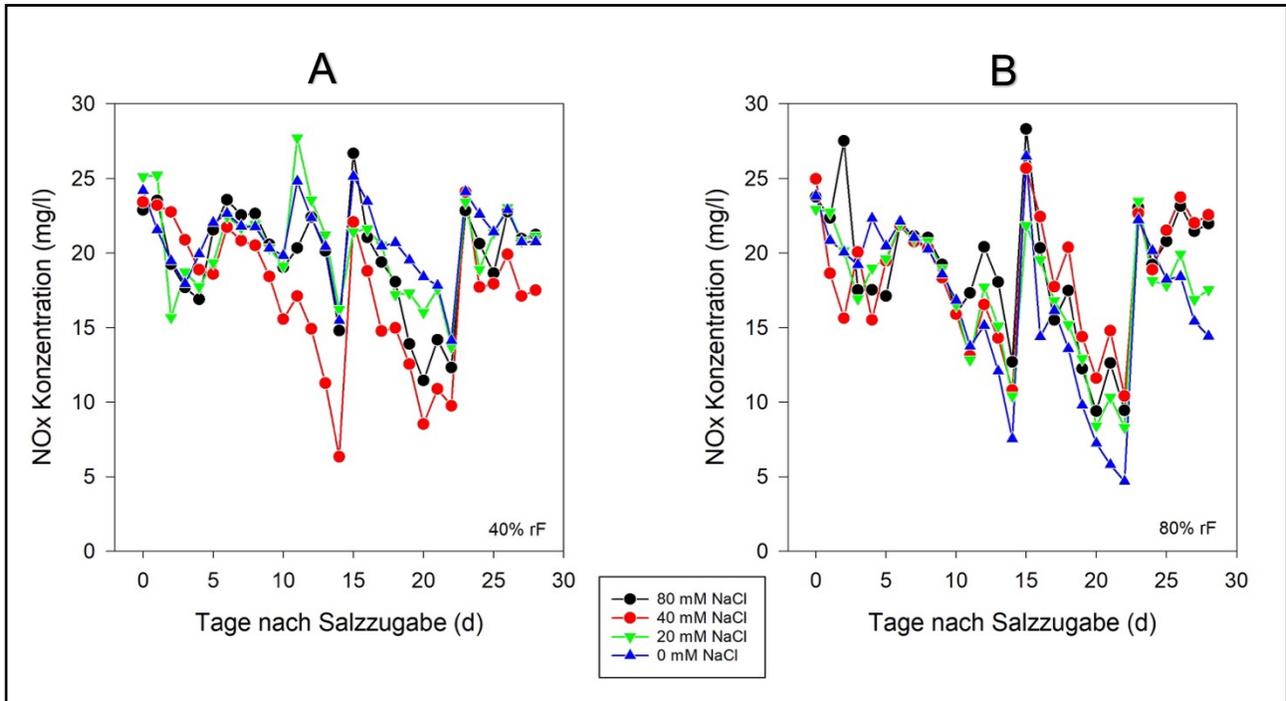


Abbildung 4: Nitratkonzentration der Nährlösung

Nitratkonzentration der Nährlösung im zeitlichen Verlauf in Tagen nach der ersten Salzzugabe bei unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 40% (A) und 80% (B)

4.2 Ammoniumaufnahme

Auf Abbildung 5 sind die Ammoniumkonzentrationen der Probenahmen im zeitlichen Verlauf nach der Salzzugabe aufgezeigt. Auch hier sollte der Nährlösungswechsel an den Tagen 13. und 21. und die Erntezeitpunkte am 10. und 18. Tag nach der Salzzugabe beachtet werden. Ebenfalls bei der Ammoniumaufnahme konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen den unterschiedlichen Salzkonzentrationen und rF festgestellt werden. Im Gegensatz zum Nitrat ist die Aufnahmerate vom Ammonium am Anfang recht hoch, bis sie bei einer Konzentration von ca. 0,5 mg/l stagniert. Wie zuvor erklärt, könnte das an der präferierten Ammoniumaufnahme der Pflanzen liegen. Ebenso hier haben die Unterschiede in der relativen Luftfeuchtigkeit, einen Einfluss auf die Aufnahmeraten, dieser ist ähnlich wie bei der Nitrataufnahme. Hier haben die Pflanzen mit der Salzzugabe von 40 mM die höchste Ammoniumaufnahme in der Wachstumskammer mit 40% rF. Bei 80% rF sind die Aufnahmeraten der verschiedenen Pflanzen

recht ähnlich. Ab dem 15. Tag nach der Salzzugabe ist jedoch die Aufnahmerate der Pflanze ohne Salzzugabe am höchsten. Nachdem letzten Nährlösungs-austausch zeigt sich ein großer Unterschied der NH_4 -Aufnahme zwischen den Pflanzen mit der 40 mM bzw. 80 mM NaCl-Zugabe und der 0 mM bzw. 20 mM NaCl-Zugabe.

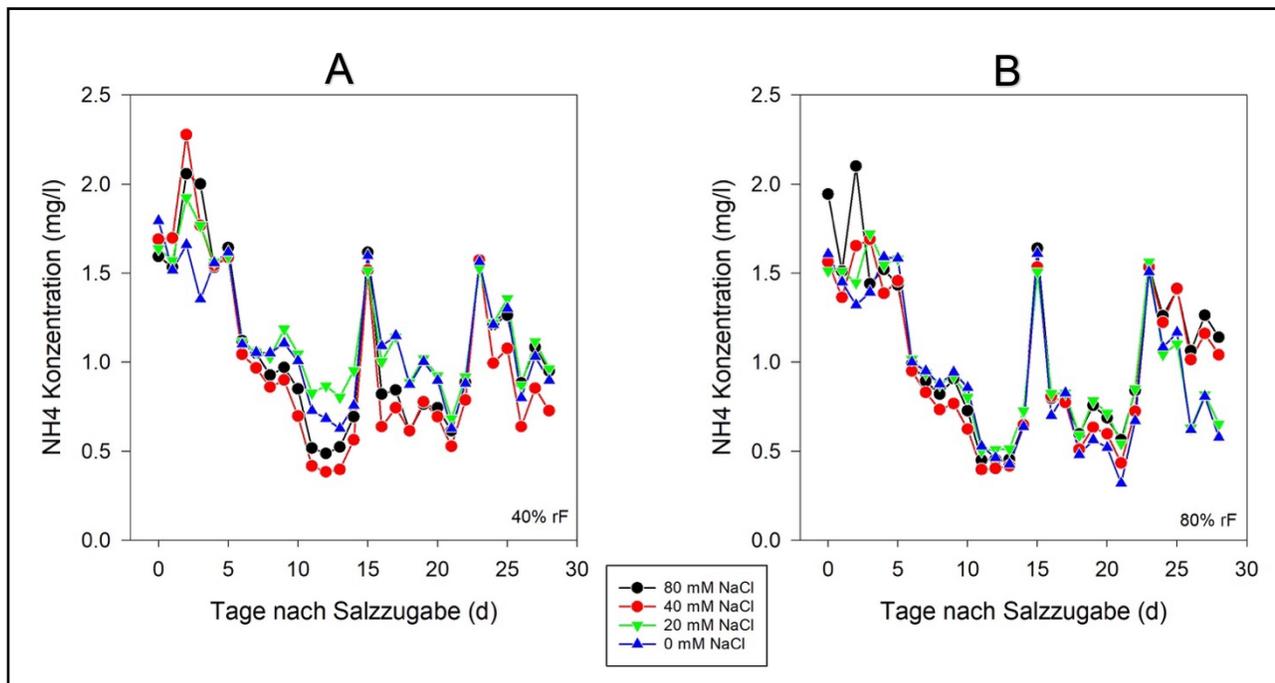


Abbildung 5: Ammoniumkonzentration der Nährlösung

Ammoniumkonzentration der Nährlösung im zeitlichen Verlauf in Tagen nach der ersten Salzzugabe bei unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 40% (A) und 80% (B)

4.3 Phosphataufnahme

Abbildung 6 veranschaulicht die Phosphatkonzentration der Nährlösung im Verlauf der Tage nach der Salzzugabe. Zu beachten sind die Nährlösungswechsel an den Tagen 13. und 21. und die Erntezeitpunkte am 10. und 18. Tag nach der Salzzugabe. Allgemein lässt sich zwischen den verschiedenen Salzzugaben und der unterschiedlichen relativen Luftfeuchtigkeit keine signifikanten Unterschiede feststellen. In der Wachstumskammer mit der 40% rF, scheint die Phosphataufnahme bei den Pflanzen mit der Salzzugabe von 40 mM, zwischen dem 10. und den

22. Tag nach der Salzzugabe höher, als die anderen Salzbehandlungen, zu sein. Nach dem letzten Nährlösungswechsel (Tag 22), scheint kaum noch Phosphat aufgenommen zu werden da die Konzentration gleichbleibt.

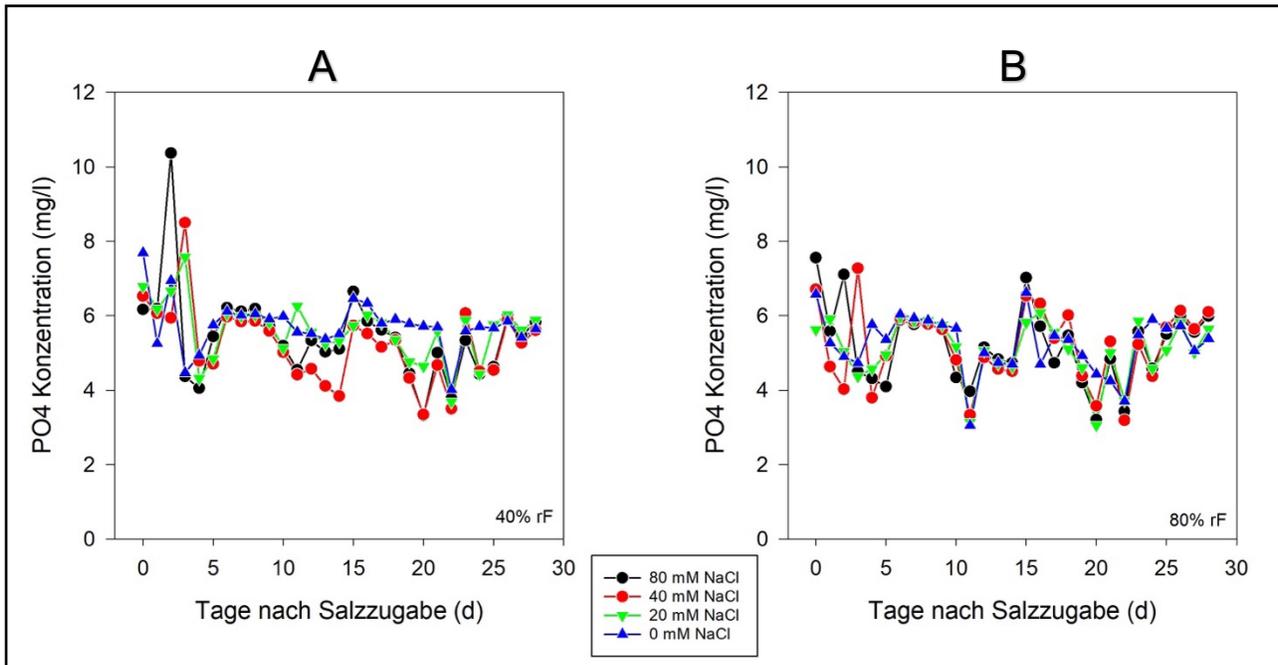


Abbildung 6: Phosphatkonzentration der Nährlösung

Phosphatkonzentration der Nährlösung im zeitlichen Verlauf in Tagen nach der ersten Salzzugabe bei unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 40% (A) und 80% (B)

4.4 Evapotranspiration

Die Evapotranspiration wird auf Abbildung 7 dargestellt. An dem 13. und 21. Tag nach der Salzzugabe, wurden aufgrund des Nährlösungswechsels keine Daten erhoben. Wie erwartet ist zu sehen, dass die Evapotranspiration deutlich höher, bei den Pflanzen in den trockenen (40% rF), als in den humiden (80% rF) Wachstumskammern ist. Wie auf der Tabelle 3 zu sehen ist, ist die Evapotranspiration bei den Pflanzen mit der 40 mM NaCl-Zugabe, bei der 40% rF, signifikant höher als bei der 80% rF. Dasselbe gilt für die Pflanzen mit der 80 mM und 20 mM NaCl-

Behandlung. Die Pflanzen ohne Salzbehandlung erwiesen keine statistisch signifikanten Unterschiede zwischen den zwei unterschiedlichen rF.

Bei einer rF von 40%, erwies sich die Evapotranspiration der 40 mM NaCl-Zugabe, signifikant höher als bei den anderen Salzzugaben (Tabelle 3). In den feuchteren Wachstumskammern ist die Evapotranspiration bei den 0 mM und 20 mM NaCl-Konzentrationen signifikant höher als die 40 mM und 80 mM NaCl-Konzentrationen. Auch zu erkennen ist, dass die Evapotranspiration wie erwartet, nach jedem Erntetermin (10. und 18. Tag) deutlich geringer wurde.

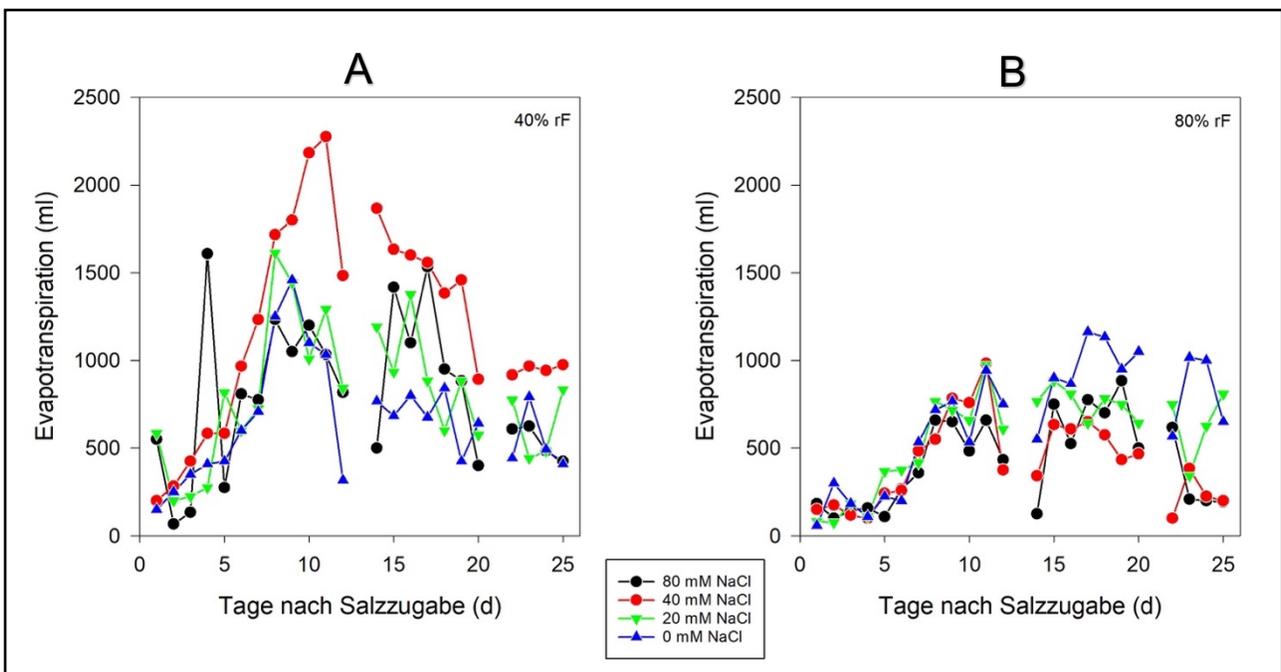


Abbildung 7: Evapotranspiration

Evapotranspiration im zeitlichen Verlauf in Tagen nach der ersten Salzzugabe bei unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 40% (A) und 80% (B)

Tabelle 3: t-Test Übersicht

Statistische Analyse der Evapotranspirationsdaten mittels t-Test bei einem p-Wert von $p < 0,05$

40% rF	<i>80 mM</i>	<i>40 mM</i>	<i>80 mM</i>	<i>20 mM</i>	<i>80 mM</i>	<i>0 mM</i>	<i>40 mM</i>	<i>20 mM</i>	<i>40 mM</i>	<i>0 mM</i>	<i>20 mM</i>	<i>0 mM</i>
Mean	769,7916666	1179,513889	769,7916666	806,0763889	769,7916666	677,5	1179,513889	806,0763889	1179,513889	677,5	806,0763889	677,5
Variance	202317,7083	352687,0722	202317,7083	141574,5459	202317,7083	117174,1545	352687,0722	141574,5459	352687,0722	117174,1545	141574,5459	117174,1545
Observations	24	24	24	24	24	24	24	24	24	24	24	24
Hypothesized Mean Difference	0		0		0		0		0		0	
df	43		45		43		39		37		46	
t Stat	-2,694305133		-0,303122537		0,799904627		2,602226555		3,587868766		1,238305371	
P(T<=t) one-tail	0,005010208		0,381596716		0,214081565		0,006513256		0,000480278		0,110942688	
t Critical one-tail	1,681070703		1,679427393		1,681070703		1,684875122		1,68709362		1,678660414	
P(T<=t) two-tail	0,010020417		0,763193433		0,42816313		0,013026511		0,000960556		0,221885375	
t Critical two-tail	2,016692199		2,014103389		2,016692199		2,02269092		2,026192463		2,012895599	
80% rF	<i>80 mM</i>	<i>0 mM</i>	<i>80 mM</i>	<i>20 mM</i>	<i>80 mM</i>	<i>40 mM</i>	<i>40 mM</i>	<i>0 mM</i>	<i>40 mM</i>	<i>20 mM</i>	<i>20 mM</i>	<i>0 mM</i>
Mean	419,7916667	710,9375	419,7916667	593,75	419,7916667	417,7083333	417,7083333	710,9375	417,7083333	593,75	593,75	710,9375
Variance	61580,99336	178704,4271	61580,99336	82278,07972	61580,99336	57767,58755	57767,58755	178704,4271	57767,58755	82278,07972	82278,07972	178704,4271
Observations	24	24	24	24	24	24	24	24	24	24	24	24
Hypothesized Mean Difference	0		0		0		0		0		0	
df	37		45		46		36		45		40	
t Stat	-2,909728647		-2,246892167		0,029543079		-2,954084482		-2,30455063		-1,123779773	
P(T<=t) one-tail	0,00304479		0,014799105		0,488279634		0,002748843		0,012930667		0,133902879	
t Critical one-tail	1,68709362		1,679427393		1,678660414		1,688297714		1,679427393		1,683851013	
P(T<=t) two-tail	0,006089579		0,029598209		0,976559268		0,005497685		0,025861333		0,267805757	
t Critical two-tail	2,026192463		2,014103389		2,012895599		2,028094001		2,014103389		2,02107539	
40% vs 80% rF	<i>80 mM 40% rF</i>	<i>80 mM 80% rF</i>	<i>40 mM 40% rF</i>	<i>40 mM 80% rF</i>	<i>20 mM 40% rF</i>	<i>20 mM 80% rF</i>	<i>0 mM 40% rF</i>	<i>0 mM 80% rF</i>				
Mean	769,7916666	419,7916667	1179,513889	417,7083333	806,0763889	593,75	677,5	710,9375				
Variance	202317,7083	61580,99336	352687,0722	57767,58755	141574,5459	82278,07972	117174,1545	178704,4271				
Observations	24	24	24	24	24	24	24	24				
Hypothesized Mean Difference	0		0		0		0					
df	36		30		43		44					
t Stat	3,337759482		5,825284774		2,198510267		-0,301149854					
P(T<=t) one-tail	0,000986031		1,13715E-06		0,016671319		0,382359415					
t Critical one-tail	1,688297714		1,697260887		1,681070703		1,680229977					
P(T<=t) two-tail	0,001972062		2,2743E-06		0,033342637		0,76471883					
t Critical two-tail	2,028094001		2,042272456		2,016692199		2,015367574					

4.5 Blattfläche

In Abbildung 8 ist die Blattfläche der jeweiligen Quinoasorte, bei unterschiedlicher Salzkonzentration und unterschiedlicher relativen Luftfeuchtigkeit, an den drei Erntezeitpunkten, dargestellt. Die Sorte Vikinga erzielte bei allen NaCl-Konzentrationen und bei beiden rF, eine deutlich höhere Blattfläche als die Sorte Titicaca. Interessant zu beobachten ist, dass die 80 mM Variante der Sorte Titicaca, eine geringere durchschnittliche Blattfläche beim dritten als beim zweiten Erntetermin, bei beiden rF, aufweist. Bei der 40% rF, ist bei beiden Sorten die Blattfläche

von der 40 mM NaCl-Behandlung an allen drei Erntezeitpunkten am höchsten, gefolgt von der 80 mM Variante. Bei der 80% rF, haben die Pflanzen ohne Salzzugabe die höchste Blattfläche. Auffällig ist, dass die 40 mM und 80 mM Varianten, bei der 80% rF, eine geringere Blattfläche als bei der 40% rF, aufweisen. Das genaue Gegenteil zählt für die 0 mM und 20 mM Varianten.

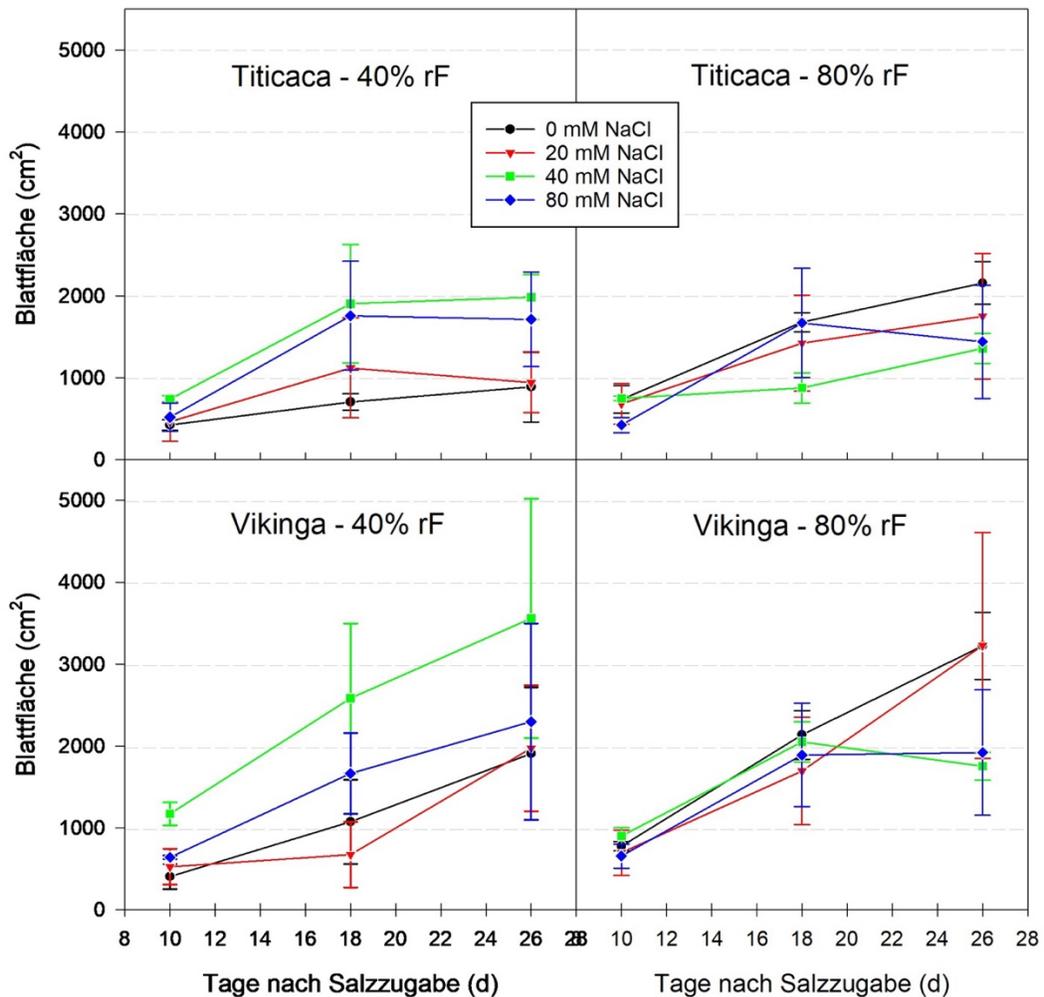


Abbildung 8: Blattfläche

Durchschnittliche Blattfläche der zwei Quinoasorten bei unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und unterschiedlicher relativer Luftfeuchtigkeit

4.6 Trockenmasse

Dargestellt in Abbildung 9 sind die Trockenmassen, der zwei Quinoasorten, bei unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und unterschiedlicher rF. Wie bei der Blattfläche weisen die Pflanzen der Sorte Vikinga, höhere Trockenmassen als die Pflanzen der Sorte Titicaca, auf. Übereinstimmend mit den vorherig dargestellten Ergebnissen haben bei 40% rF, die Pflanzen mit der 40 mM NaCl-Zugabe, die höchsten gebildeten Trockenmassen.

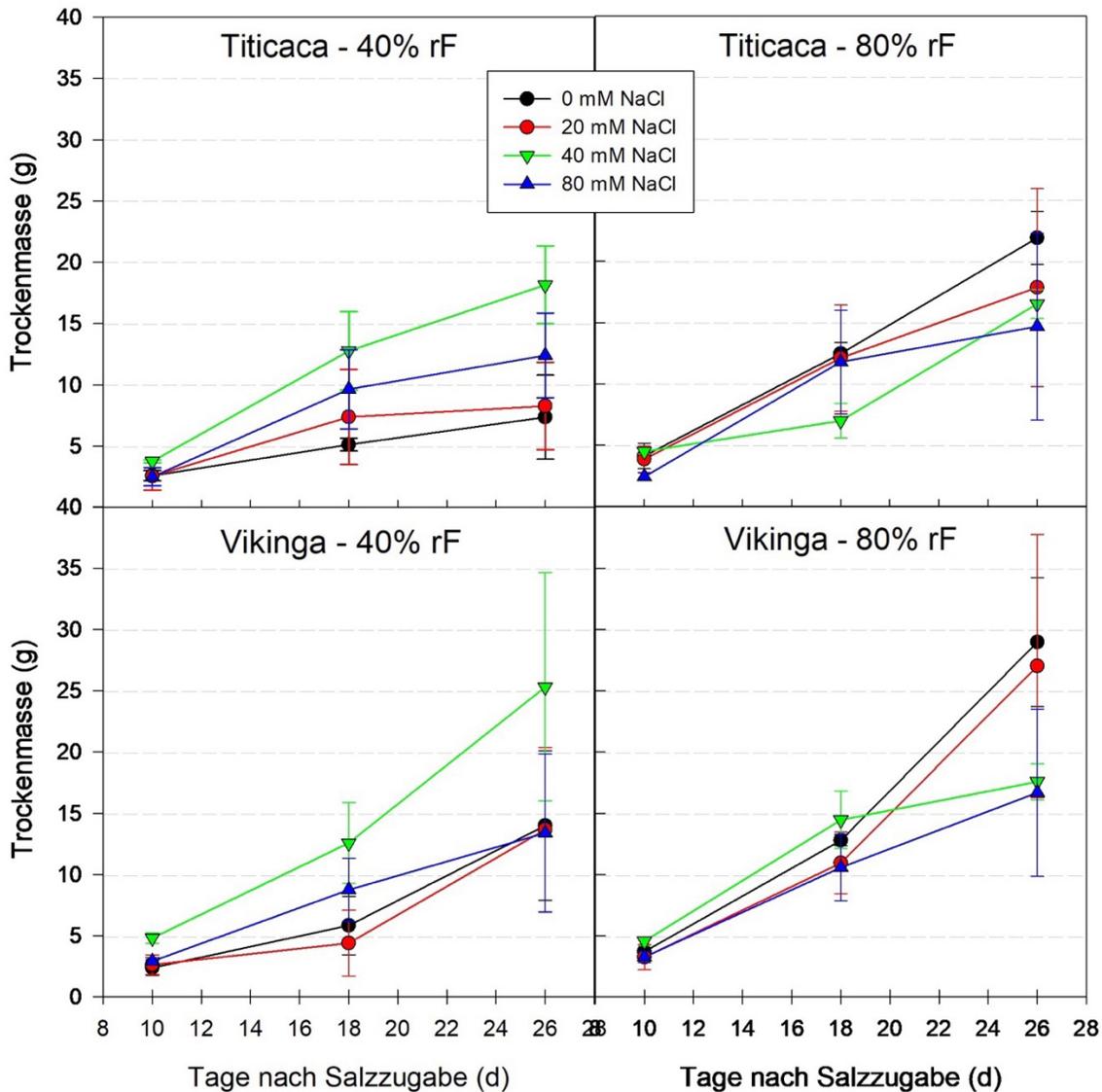


Abbildung 9: Trockenmasse

Durchschnittliche Trockenmasse der zwei Quinoasorten bei unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und unterschiedlicher relativer Luftfeuchtigkeit

Bei 80% rF, sind die Trockenmassen der Pflanzen ohne Salzbehandlung besonders beim dritten Erntezeitpunkt am höchsten, gefolgt von der 20 mM Variante. Mit Ausnahme der 40 mM Variante, sind die Trockenmassen in den feuchten Wachstumskammern deutlich höher als in den trockenen. Die 0 mM Variante der Sorte Titicaca hat bei der rF von 80%, eine signifikant höhere Trockenmasse als bei der rF von 40% und stellt den einzigen statistisch signifikanten Unterschied dar.

Abbildung 10 stellt die gemittelten Trockenmassen der drei Erntezeitpunkte dar. Dadurch werden die Sortenunterschiede und die Wirkungen der unterschiedlichen Salzkonzentrationen und rF, deutlicher.

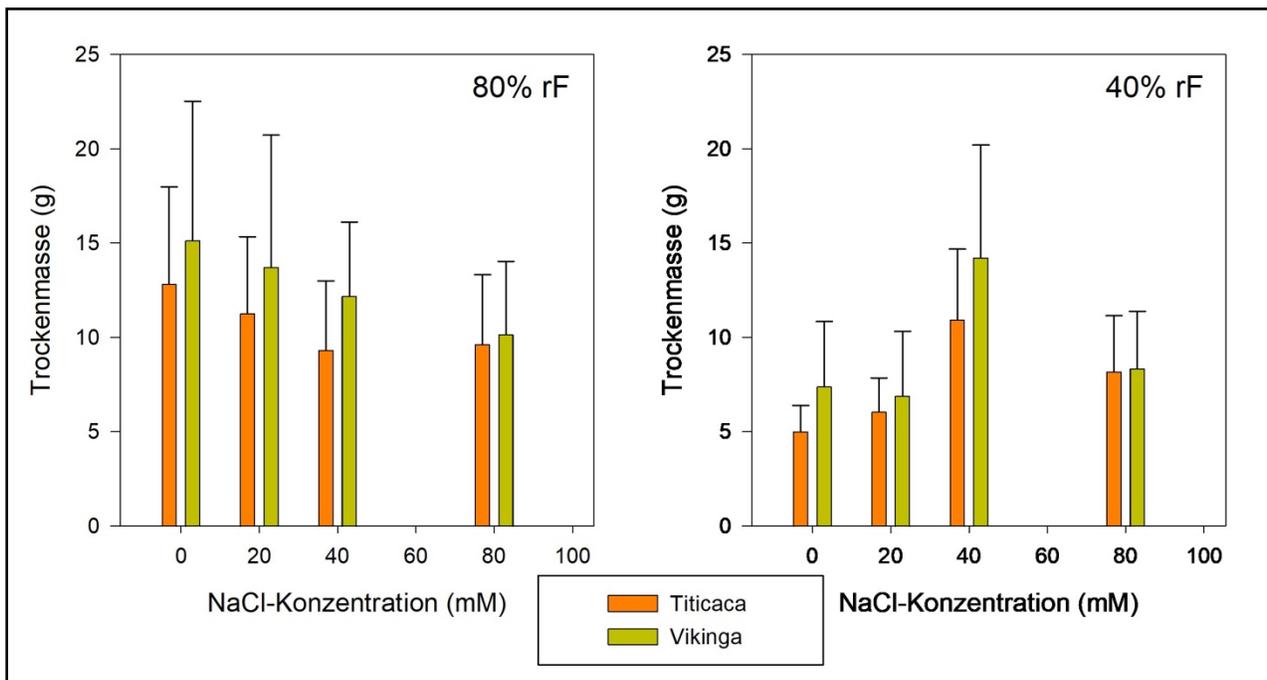


Abbildung 10: Trockenmasse

Gemittelte Trockenmasse aller Erntezeitpunkte der zwei Quinoasorten bei unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und unterschiedlicher relativer Luftfeuchtigkeit

4.7 Trockenmasseverteilung

Die Trockenmasseverteilung zwischen Wurzel, Spross und Blatt + Blattstiele der zwei Quinoasorten, werden in Abbildung 11 und 12, über die drei Erntezeitpunkte, veranschaulicht. Allgemein ist deutlich, dass die Blätter und Stiele den größten Anteil der Trockenmasse ausmachen. Interessant ist die unterschiedliche Wurzel/Spross-Verhältnis, unter den zwei verschiedenen rF. Besonders in den späteren Erntezeitpunkten wird erkennbar, dass bei 40% rF das Wurzel/Spross-Verhältnis deutlich enger als bei 80% rF ist.

Bei 40% rF, sind die Trockenmassen der verschiedenen Pflanzenteile, bei der 40 mM Variante am höchsten. Bei 80% rF, haben vor allem im späteren Wachstumsverlauf, die Pflanzen ohne Salzbehandlung die höchsten Trockenmassen aller Pflanzenteile. Auch hier werden die höheren Trockenmassen der Sorte Vikinga ersichtlich.

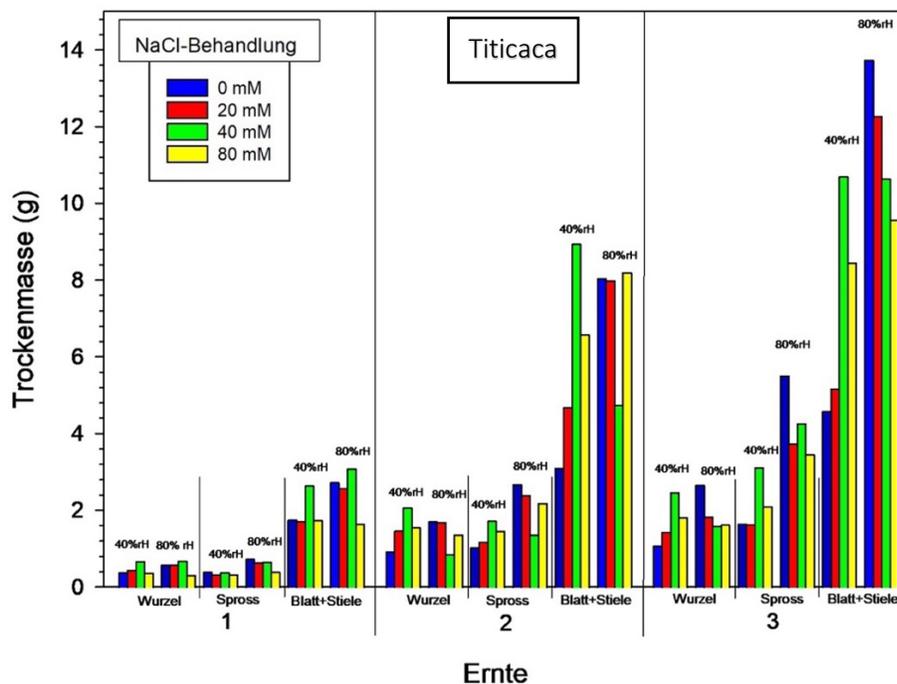


Abbildung 11: Trockenmasseverteilung

Trockenmasseverteilung der Quinoasorte Titicaca an den drei Erntezeitpunkten mit unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und unterschiedlicher relativer Luftfeuchtigkeit

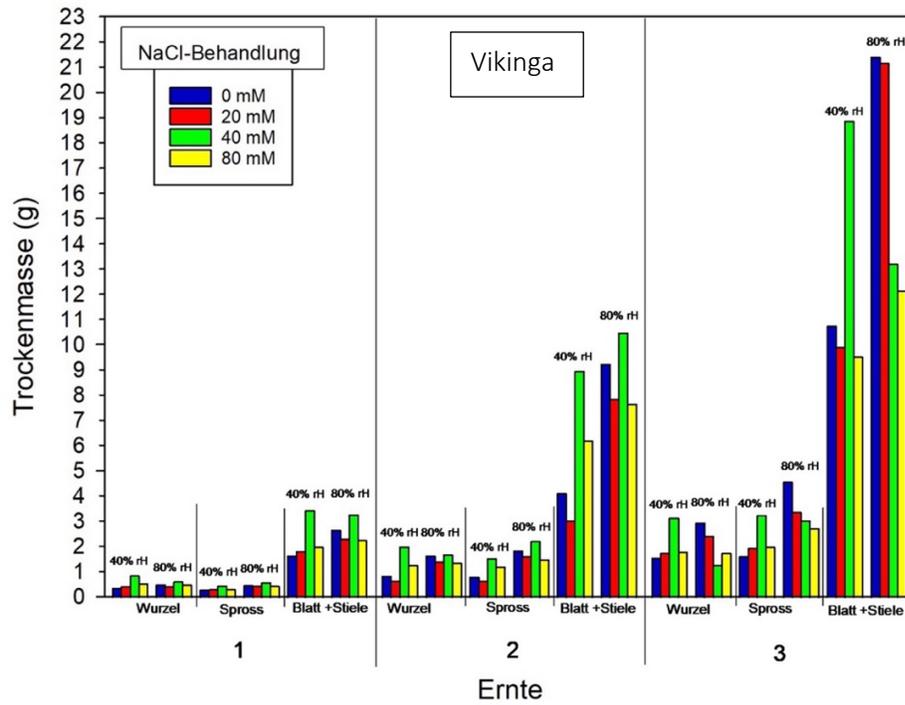


Abbildung 12: Trockenmasseverteilung

Trockenmasseverteilung der Quinoasorte Vikinga an den drei Erntezeitpunkten mit unterschiedlichen NaCl-Konzentrationen und unterschiedlicher relativer Luftfeuchtigkeit

5. Diskussion

Das primäre Ziel dieser Arbeit war es den Einfluss von Salzstress und Luftfeuchtigkeit auf die Nährstoffaufnahme von Nitrat, Ammonium und Phosphat zu untersuchen. Des Weiteren wurden im Rahmen des Experiments Daten zur Evapotranspiration, Trockenmasse und Blattfläche erhoben die im Folgenden auch diskutiert werden. Über den ganzen Versuch ist ein deutliches Schema zu erkennen. Bei den Wachstumskammern mit 40% rF, wuchsen die Pflanzen mit den höheren NaCl-Konzentration am besten, während bei den Wachstumskammern mit 80% rF, die Pflanzen mit den geringeren NaCl-Konzentrationen besser wuchsen.

5.1 Nährstoffaufnahme

Der Einfluss von Salzstress und Luftfeuchtigkeit auf die Aufnahme von Nitrat, Ammonium und Phosphat sind bei hydroponisch wachsender Quinoa, im Gegensatz zu anderen Nährstoffen wie K^+ , Na^+ , Cl^- und Ca^{2+} , noch weitgehend unerforscht. Es ist jedoch bekannt dass Salzstress und Trockenstress negative Auswirkungen auf den N- und P-Stoffwechsel in Pflanzen hat (Ashraf et al., 2018; Robredo et al., 2011; Jaiswal et al., 2021). Quinoapflanzen als Halophyten, haben eine sehr hohe Salz- und Trockenheitstoleranz und somit ein anderes Verhalten, bei Salz- und Trockenstress, als die meisten Kulturpflanzen. Miranda-Apodaca et al. (2020) fanden in ihrer Studie raus, dass bei Quinoapflanzen, die bei NaCl-Konzentrationen von 120 mM und 240 mM angebaut wurden, die N-Assimilation nicht beeinträchtigt wurde und dass die N-Aufnahmerate sogar um 10% anstieg. Bei einer NaCl-Konzentration von 500 mM, reduzierte sich jedoch die N-Aufnahmerate um 18%, wodurch sich ebenfalls die Nitrat- und Proteingehalte in den Blättern verringerten.

Die Nährstoffaufnahme in diesen Versuch, verliefen ziemlich ähnlich und unterlagen keinen signifikanten Unterschieden. Es konnte eine präferierte Aufnahme von Ammonium gegenüber Nitrat festgestellt werden, da die Ammoniumkonzentrationen der Nährlösung zu Beginn deutlich

stärker abfielen als die Nitratkonzentration. Interessanterweise waren die Nährstoffaufnahmeleistungen bei einer rF von 40%, bei den Pflanzen mit der 40 mM NaCl-Konzentrationen am höchsten, gefolgt von der 80 mM NaCl-Konzentration. Das Gegenteil erwies sich bei einer rF von 80%, wo die Pflanzen ohne Salzbehandlung (0 mM) die höchste Nährstoffaufnahmeleistungen aufwiesen, gefolgt von der 20 mM NaCl-Konzentration. Dies bringt Fragen hervor wie Salzstress und Luftfeuchtigkeit, bei der Nährstoffaufnahme von Quinoa miteinander interagiert. Und welchen Einfluss die Transpirationsrate auf die Salzexklusion der Quinoapflanzen hat. Weiterhin scheint NaCl, wenn nicht in zu hohen Konzentrationen vorhanden, bei einer nicht zu hohen rF, die Nährstoffaufnahmeleistungen von Quinoapflanzen zu erhöhen (Wie auch zu sehen bei Miranda-Apodaca et al., 2020).

5.2 Evapotranspiration

Die Luftfeuchtigkeit ist die wichtigste Antriebskraft der Evapotranspiration. Je höher die rF, desto geringer die Transpirationsrate und auch die Evapotranspiration. Wenn jedoch wenig Wasser zu Verfügung steht, und die rF sehr gering ist, wird erwartet, dass Pflanzen aufgrund der höheren Wasserverluste, ihre Transpirationsrate durch Senkung ihrer stomatären Leitfähigkeit, verringern (Massmann et al., 2019). Zudem führt ebenfalls Salzstress zu einer Reduktion der stomatären Leitfähigkeit und damit zu einer geringeren Transpirationsrate in Pflanzen (Jaramillo et al., 2021). In diesem Experiment konnte bei den Pflanzen mit einer Salzbehandlung von 80 mM, 40 mM und 20 mM eine signifikant höhere Evapotranspiration bei der rF von 40%, als bei der rF von 80%, festgestellt werden. Unerwartet war jedoch, dass sich die Evapotranspirationsrate von den Pflanzen ohne Salzbehandlung, zwischen den verschiedenen rF, nicht signifikant unterscheiden konnte. Dass eine höhere Salzkonzentration zu einer geringeren Transpirationsrate innerhalb von Pflanzen führt, wurde in den Wachstumskammern mit 80% rF ersichtlich, da die 0 mM und 20 mM Varianten eine signifikant höhere Evapotranspiration als die 40 mM und 80 mM Varianten zeigten. In den Wachstumskammern mit der rF von 40%, wurde diese Hypothese jedoch widerlegt, da die 40 mM Variante eine signifikant höhere Evapotranspirationsrate als alle andere Varianten zeigte. Dies könnte durch die hohe Salztoleranz der Quinoa Pflanzen erklärt werden,

da häufig erst wesentliche Veränderungen der Transpirationsrate bei höheren NaCl-Konzentration, im Bereich von 200-300 mM vorkommen (Jaramillo et al., 2021; Razzaghi et al., 2011).

5.3 Trockenmasse und Blattfläche

Die verschiedenen Trockenmassen aus diesem Experiment, wiesen bis auf eine Ausnahme, keine statistisch signifikanten Unterschiede auf. Der einzige signifikante Unterschied erwies die Sorte Titicaca, wo die Pflanzen ohne Salzbehandlung bei einer rF von 80%, eine signifikant höhere Trockenmasse als bei der rF von 40%, aufzeigten. Diese Resultate sind nicht überraschend, da bei der meisten Literatur, erst signifikante Unterschiede bei höheren NaCl-Konzentrationen von über 200 mM NaCl vorkommen (Adolf et al., 2013; Jaramillo et al. 2021; Saleem et al., 2017). Quinoa als fakultativer Halophyt, weist bei vielen Studien sogar die höchsten Trockenmassen und Resultate, bei einer Salzkonzentration zwischen 100-200 mM NaCl auf (Jacobsen et al., 2003; Hariadi et al., 2011). Gewisse Sorten können sogar bei einer NaCl-Konzentration von 500 mM ihren Lebenszyklus abschließen und noch Samen produzieren (Adolf et al., 2013). Auch bei der Blattfläche konnten keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden. Die Blattfläche ist ein guter Indikator für die Salz- und Trockenheitstoleranz in Pflanzen, da Salzstress und Trockenstress zu Verdickung der Blätter und zur Reduktion der Blattfläche führt (Kumari et al., 2021). Auch hier werden signifikante Veränderungen erst bei höheren NaCl-Konzentrationen sichtbar (Adolf et al. 2013).

Auch bei der Trockenmasse und der Blattfläche wird das bekannte Schema sichtbar. Bei beiden Sorten zeigen die Pflanzen mit der 40 mM NaCl-Behandlung bei einer rF von 40%, die höchste Trockenmasse und Blattfläche auf, gefolgt von der 20 mM Variante. Das Gegenteil tritt bei der rF von 80% auf, wo die Varianten 0 mM und 20 mM die höchsten Trockenmassen und Blattflächen aufweisen. Sortenspezifisch erzielt die Sorte Vikinga, höhere Trockenmassen und Blattflächen als die Sorte Titicaca, wobei diese Unterschiede nicht signifikant sind.

6. Fazit

In dieser Arbeit konnten keine statistisch signifikanten Effekte von Salzstress und Luftfeuchtigkeit auf die Nährstoffaufnahme von Ammonium, Nitrat und Phosphat der zwei hydroponisch wachsenden Quinoasorten, beobachtet werden. Auch in der Blattfläche konnten keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden. In der Trockenmasse konnte nur ein signifikanter Unterschied festgestellt werden. Der erwies sich durch die Sorte Titicaca, die bei den Pflanzen ohne Salzbehandlung, eine signifikant höhere Trockenmasse bei einer rF von 80%, als bei der rF von 40%, aufzeigte.

Weitere signifikante Effekte von Salzstress und Luftfeuchtigkeit, zeichneten sich in der Evapotranspiration aus. Die Pflanzen, die einer niedrigeren rF ausgesetzt waren (40% rF), zeigten bei drei Salzbehandlungen (20-, 40- und 80 mM) eine signifikant höhere Evapotranspiration, als die Pflanzen, die einer höheren rF ausgesetzt waren (80% rF). Auch zwischen den einzelnen Salzbehandlungen konnten statistisch signifikante Unterschiede, in der Evapotranspiration, aufgezeichnet werden. Allgemein ließ sich beobachten, dass bei der rF von 40%, die Pflanzen mit der 40 mM Salzbehandlung besser wuchsen als die anderen. Bei der 80% rF hingegen wuchsen die Pflanzen, ohne Salzbehandlung, am besten.

Es ist davon auszugehen, dass die Salzkonzentrationen nicht hoch genug waren, um eine deutliche Differenzierung der Nährstoffaufnahme, Trockenmassen und Blattflächen, darzustellen. Obwohl Salzkonzentrationen ab 80 mM-NaCl die meisten Kulturpflanzen stark beeinträchtigen, wird bei Quinoa in vielen Studien klar, dass Salzkonzentrationen von 200-250 mM zu moderaten Salzstress und Salzkonzentrationen von 300-400 mM zu hohem Salzstress führen (Jaramillo et al, 2021).

Es bleibt festzuhalten, dass weitere Forschung nötig ist, um den Effekt von Salzstress und Luftfeuchtigkeit auf die Aufnahme von Nitrat, Ammonium und Phosphat zu verstehen.

Allerdings wurde in diesem Experiment klar, dass Quinoa aufgrund ihrer hohen Salz- und Trockenheitstoleranz, gut für hydroponische Systeme in Regionen mit marginalem Wasservorrat, geeignet ist. Salzkonzentrationen bis 40 mM, lassen sich bei trockener Luft gut darstellen und führen nicht, wie bei anderen Kulturen zu Wachstumseinbußen.

Literaturverzeichnis

Adolf, V. I.; Jacobsen, S.; Shabala, S.; (2013); Salt tolerance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), *Environmental and Experimental Botany*, Volume 92, 2013, Pages 43-54, ISSN 0098-8472, <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2012.07.004>.
(<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0098847212001554>)

Asao, T., (2012); Hydroponics - A Standard Methodology for Plant Biological Researches. InTech. doi:10.5772/2215

Ashraf, M.; Shahzad, S. M.; Imtiaz, M. & Rizwan, M. S. (2018) Salinity effects on nitrogen metabolism in plants – focusing on the activities of nitrogen metabolizing enzymes: A review, *Journal of Plant Nutrition*, 41:8, 1065-1081, DOI: [10.1080/01904167.2018.1431670](https://doi.org/10.1080/01904167.2018.1431670)

Barker, A.V., & Pilbeam, D.J. (Eds.). (2015). *Handbook of Plant Nutrition* (2nd ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/b18458>

Bertero, H. D., (2021); Chapter 7 - Quinoa, Editor(s): Victor O. Sadras, Daniel F. Calderini, *Crop Physiology Case Histories for Major Crops*, Academic Press, 2021, Pages 250-281, ISBN 9780128191941, <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819194-1.00007-4>.

Bouras, H.; Choukr-Allah, R.; Amouaouch, Y.; Bouaziz, A.; Devkota, K.P.; El Mouttaqi, A.; Bouazzama, B.; Hirich, A. (2022); How Does Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Respond to Phosphorus Fertilization and Irrigation Water Salinity? *Plants* 2022, 11, 216. <https://doi.org/10.3390/plants11020216>

Bradley, P. & Marulanda, C.. (2001). Simplified hydroponics to reduce global hunger. *Acta Horticulturae*. 554. 289-295. 10.17660/ActaHortic.2001.554.31.

Chia, S. Y. and Lim, M. W. (2022) A critical review on the influence of humidity for plant growth forecasting; *IOP Conf. Ser.: Mater. Sci. Eng.* 1257 012001 DOI 10.1088/1757-899X/1257/1/012001

De Oliveira, A. & Alencar, N. & Gomes-Filho, E. (2013). Comparison Between the Water and Salt Stress Effects on Plant Growth and Development. 10.5772/54223.

FAO IFAD, UNICEF, WFP, WHO. (2018); The state of food security and nutrition in the world 2018. Building climate resilience for food security and nutrition; 2018.

FAO (2013), Based on the publication QUINUA (*Chenopodium quinoa* Wild.): ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. Editores: Mujica, A.: Jacobsen. S.E.: Izquierdo. J:y Marathe, J.P. (2001). FAO. <https://www.fao.org/quinoa-2013/what-is-quinoa/cultivation/en/>

FAOSTAT (2023): International Year of Quinoa 2013; Distribution and Production; <https://www.fao.org/quinoa/e> (last checked 25.09.2023)

Foley, J., Ramankutty, N., Brauman, K. (2011); Solutions for a cultivated planet. *Nature* 478, 337–342 (2011). <https://doi.org/10.1038/nature10452>

Hariadi Y., Marandon K., Tian Y., Jacobsen S., Shabala S., (2011); Ionic and osmotic relations in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) plants grown at various salinity levels, *Journal of Experimental Botany*, Volume 62, Issue 1, January 2011, Pages 185–193, <https://doi.org/10.1093/jxb/erq257>

Häckel, Prof. Dr. H., (2021): Meteorologie 9. vollst. überarb. u. erw. Auflage

Jacobsen, S. (2003) The Worldwide Potential for Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), *Food Reviews International*, 19:1-2, 167-177, DOI: [10.1081/FRI-120018883](https://doi.org/10.1081/FRI-120018883)

Jacobsen S.-E., Mujica A. & Jensen C. R. (2003) The Resistance of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to Adverse Abiotic Factors, *Food Reviews International*, 19:1-2, 99-109, DOI: [10.1081/FRI-120018872](https://doi.org/10.1081/FRI-120018872)

Jaiswal, L.K., Singh, P., Singh, R.K., Nayak, T., Tripathi, Y.N., Upadhyay, R.S. and Gupta, A. (2021). Effects of Salt Stress on Nutrient Cycle and Uptake of Crop Plants. In *Physiology of Salt Stress in Plants* (eds P. Singh, M. Singh, R.K. Singh and S.M. Prasad). <https://doi.org/10.1002/9781119700517.ch8>

Jaramillo, R. V. (2021). *Salt tolerance strategies of the ancient Andean crop quinoa*. [internal PhD, WU, Wageningen University]. Wageningen University. <https://doi.org/10.18174/535249>

Jaramillo, R. V.; van de Zedde R., Peller J., Visser R. G. F., van der Linden C. G., van Loo E. N. (2021): High-Resolution Analysis of Growth and Transpiration of Quinoa Under Saline Conditions; *Frontiers in Plant Science*, 12,2021 <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fpls.2021.634311> DOI=10.3389/fpls.2021.634311

Jensen, Merle H. (1999). HYDROPONICS WORLDWIDE. *Acta Hort.* 481, 719-730
DOI: [10.17660/ActaHortic.1999.481.87](https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1999.481.87)

Jones Jr., J.B. (2005). *Hydroponics: A Practical Guide for the Soilless Grower*. 2nd ed. Boca Raton, FL: CRC Press.

Jones, Jr., J.B. (2014). *Complete Guide for Growing Plants Hydroponically* (1st ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/b16482>

Kumari, P.; Gupta, A.; Chandra, H.; Singh, P. and Yadav, S. (2021). Effects of Salt Stress on the Morphology, Anatomy, and Gene Expression of Crop Plants. In *Physiology of Salt Stress in Plants* (eds P. Singh, M. Singh, R.K. Singh and S.M. Prasad). <https://doi.org/10.1002/9781119700517.ch6>

López, J.; Way, D.A. and Sadok, W. (2021), Systemic effects of rising atmospheric vapor pressure deficit on plant physiology and productivity. *Glob. Change Biol.*, 27: 1704-1720. <https://doi.org/10.1111/gcb.15548>

Malcolm, H.; Horst, W.; Kichey, T.; Lambers, H.; Schjoerring, J.; Møller, I. S.; White, P. (2012); Chapter 6 - Functions of Macronutrients, Editor(s): Petra Marschner, Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants (Third Edition), Academic Press, Pages 135-189, ISBN 9780123849052, <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384905-2.00006-6>.

Massmann, A., Gentine, P., & Lin, C. (2019). When does vapor pressure deficit drive or reduce evapotranspiration? *Journal of Advances in Modeling Earth Systems*, 11, 3305–3320. <https://doi.org/10.1029/2019MS001790>

Miranda-Apodaca J., A. Agirresarobe, X.S. Martínez-Goñi, A. Yoldi-Achalandabaso, U. Pérez-López, (2020) N metabolism performance in *Chenopodium quinoa* subjected to drought or salt stress conditions, *Plant Physiology and Biochemistry*, Volume 155, 2020, Pages 725-734, ISSN 0981-9428, <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.08.007>.

Morgan, L. (2021) 'Background and history of hydroponics and protected cultivation.', CABI Books. CABI International. doi: 10.1079/9781789244830.0001.

Munns, R. & Tester, M., (2008). Mechanisms of Salinity Tolerance. *Annual review of plant biology*. 59. 651-81. [10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911](https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911).

Nederhoff, E. & Stanghellini, C. (2010). Water use efficiency of tomatoes - in greenhouses and hydroponics. *Practical Hydroponics & Greenhouses 2010* (2010) 115.

Raviv, M.; J. Lieth, H.; Bar-Tal, A.; (2019), Chapter 1 - Significance of Soilless Culture in Agriculture, *Soilless Culture* (Second Edition), Elsevier, 2019, Pages 3-14, ISBN 9780444636966, <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-63696-6.00001-3>.

Razzaghi, F. & Ahmadi, S. H. & Adolf, V. & Jensen, C. & Jacobsen, S. & Andersen, M. (2011). Water Relations and Transpiration of *Quinoa* (*Chenopodium quinoa* Willd.) Under Salinity and Soil Drying. *Journal of Agronomy and Crop Science*. 197. 348-360. [10.1111/j.1439-037X.2011.00473.x](https://doi.org/10.1111/j.1439-037X.2011.00473.x).

Robredo, A.; Pérez-López, U.; Miranda-Apodaca, J.; Lacuesta, M.; Mena-Petite, A.; Muñoz-Rueda, A.; (2011); Elevated CO₂ reduces the drought effect on nitrogen metabolism in barley plants during drought and subsequent recovery, *Environmental and Experimental Botany*, Volume 71, Issue 3, Pages 399-408, ISSN 0098-8472, <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2011.02.011>. (<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0098847211000402>)

Saleem, M. A. & Basra, S. & Afzal, I. & Rehman, H. & Iqbal, S. & Saddiq, M. & Naz, S.. (2017). Exploring the Potential of Quinoa Accessions for Salt Tolerance in Soilless Culture. *International Journal of Agriculture and Biology*. 19. 233-240. 10.17957/IJAB/15.0267.

Schubert, Prof. Dr. Sven, (2017) ; *Pflanzenernährung* 3. vollst. überarb. Auflage

Shrivastava, P.; Kumar, R. (2015) Soil salinity: A serious environmental issue and plant growth promoting bacteria as one of the tools for its alleviation, *Saudi Journal of Biological Sciences*, Volume 22, Issue 2, Pages 123-131, ISSN 1319-562X, <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2014.12.001>.

Son, J.E.; Kim, H. J.; Ahn, T. I. (2020) ,Chapter 20 - Hydroponic systems, Editor(s): Toyoki Kozai, Genhua Niu, Michiko Takagaki, *Plant Factory (Second Edition)*, Academic Press Pages 273-283, ISBN 9780128166918, <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816691-8.00020-0>.

Valencia-Chamorro S.A., (2003), QUINOA, Editor(s): Benjamin Caballero, *Encyclopedia of Food Sciences and Nutrition (Second Edition)*, Academic Press, 2003, Pages 4895-4902, ISBN 9780122270550, <https://doi.org/10.1016/B0-12-227055-X/00995-0>.

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich herzlichst bei Herrn Prof. Dr. Asch für die Ermöglichung und Betreuung dieser Bachelorarbeit bedanken. Ebenfalls ein großes Dankeschön an Hemanth Puppala für seine gute Anleitung und Betreuung und dass ich an seinem Versuch teilhaben durfte. Auch ein Dankeschön an Julia Asch für die Sicherheits- und Geräteeinweisung im Labor. Mein Dank gilt ebenso für Greta, Theresa, Marc und alle anderen die mir bei der Ernte geholfen haben. Zuletzt will ich mich gerne bei meiner Familie, meiner Freundin und meinen Freunden bedanken, die mich in meinem Bachelorstudium immer unterstützt haben.

Erklärung*

Hiermit erkläre ich,

Name, Vorname Ahlenstorf, Gabriel

Matrikelnummer 868837

dass ich bei der vorliegenden

Bachelor-Arbeit Master-Thesis/Master-Arbeit

Seminararbeit

die Regeln guter wissenschaftlicher Praxis eingehalten habe. Ich habe diese Arbeit selbständig verfasst und keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel benutzt und die wörtlich oder inhaltlich übernommenen Stellen als solche kenntlich gemacht.

Betreuende/r

Dozent/in Prof. Dr. Asch

Thema der Arbeit

Einfluss von Luftfeuchtigkeit und Salzstress auf die Nährstoffaufnahme von hydroponisch wachsender Quinoa

Semester 6.

Ich erkläre weiterhin, dass das unverschlüsselte digitale Textdokument der Arbeit übermittelt wurde, das in Inhalt und Wortlaut ausnahmslos der gedruckten Ausfertigung entspricht. Ich bin damit einverstanden, dass diese elektronische Form anhand einer Analyse-Software auf Plagiate überprüft wird.

Stuttgart, 26.09.2023



Ort, Datum, Unterschrift

* Diese Erklärung ist der eigenständig erstellten Arbeit als Anhang beizufügen. Arbeiten ohne diese Erklärung werden nicht angenommen.