

Universität Hohenheim
Fakultät Agrarwissenschaften
Institut für Tropische Agrarwissenschaften (Hans-Ruthenberg-Institut)
Fachgebiet Wasserstress-Management bei Kulturpflanzen in den Tropen und
Subtropen
Prof. Dr. Folkard Asch

Stomatadichte von *Chenopodium quinoa* (WILLD.) bei unterschiedlichen Lichtqualitäten und Salzstress



**UNIVERSITÄT
HOHENHEIM**

Freie wissenschaftliche Arbeit zur Erlangung des akademischen Grads

Bachelor of Science Agrarbiologie

Eingereicht von:
Matrikelnummer:
Eingereicht am:
Betreuung durch:

Julius Schädler
853785
23.09.2025
Sebastian Heintze

I Inhaltsverzeichnis

I	Inhaltsverzeichnis.....	I
II	Abkürzungsverzeichnis	III
III	Abbildungsverzeichnis	IV
IV	Tabellenverzeichnis	V
1	Einführung.....	1
2	Theoretische Grundlagen.....	3
2.1	<i>Chenopodium quinoa</i> (WILLD.).....	3
2.2	Lichtquellen	4
2.3	Salzstress	5
3	Material und Methoden	8
3.1	Anbau	8
3.2	Beprobung.....	11
3.3	Analyse.....	12
3.4	Statistik.....	12
4	Ergebnisse	14
4.1	Überblick	14
4.2	Dreifaktorielle ANOVA mit Filter	19
4.2.1	Kein Salz	19
4.2.2	Zusätzliches Salz.....	20
4.2.3	HPS-Licht	20
4.2.4	Gemischtes Licht	23
4.2.5	LED-Licht.....	24

5	Diskussion.....	25
5.1	Hypothese 1: LED-Licht erzeugt höchste Stomatadichten	25
5.2	Hypothese 2: Salzstress verringert Stomatadichte	26
5.3	Weitere Erkenntnisse	28
6	Fazit	31
V	Anhang.....	VI
VI	Softwareverzeichnis	VIII
VII	Literaturverzeichnis	IX

II Abkürzungsverzeichnis

HPS	–	High Pressure Sodium
VPD	–	Vapour Pressure Deficit
üNHN	–	über Normal-Höhen-Null
LED	–	Light Emitting Diode
EC _e	–	Electrical Conductivity of saturated paste Extract
EBC	–	Epidermal Bladder Cells
ROS	–	Reactive Oxygen Species
rH	–	Relative Humidity
WUE	–	Water Use Efficiency

III Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Lichtspektren der verwendeten Beleuchtungslösungen	9
Abbildung 2: Schematische Darstellung des Aufbaus einer Kammer.....	10
Abbildung 3: Pflanzenhöhe in Abhängigkeit von Lichtart und VPD	14
Abbildung 4: Blattoberflächentemperatur in Abhängigkeit von Lichtart und VPD	15
Abbildung 5: Stomatadichte in Abhängigkeit von Lichtart und VPD	17
Abbildung 6: Stomataanzahl der zwölf Kombinationen aus Licht, Salzkonzentration der Nährlösung und VPD.....	18
Abbildung 7: Stomataanzahl in Abhängigkeit von Lichtart und Blattalter in Systemen mit 0 mM NaCl.....	19
Abbildung 8: Stomataanzahl in Abhängigkeit von Blattalter und Salzgehalt der Nährlösung unter HPS-Licht.....	21
Abbildung 9: Stomataanzahl in Abhängigkeit von VPD und Salzgehalt der Nährlösung unter HPS-Licht.....	22

IV Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Makronährstoffe der verwendeten Nährlösung.....	8
Tabelle 2: Stomataanzahl und Blattoberflächentemperatur aller Faktorenkombinationen aus Licht, Salz, VPD, Blattalter und Blattseite sowie Verhältnis der Anzahl pro Blattseite	16
Tabelle 3: Stomatadichte im System mit 100 mM NaCl für die Stufen des Blattalters	20
Tabelle 4: Stomatadichte unter gemischtem Licht für die Stufen des Blattalters	23
Tabelle 5: Stomatadichte unter LED-Licht für die Stufen des Blattalters	24
Tabelle 6: Stomatadichte in Systemen mit 0 mM NaCl-Behandlung für alle Stufen der kombinierten Faktoren Licht und Blattalter.....	VI
Tabelle 7: Stomatadichte unter HPS-Licht für alle Stufen der kombinierten Faktoren Salz und Blattalter	VI
Tabelle 8: Stomatadichte unter HPS-Licht für alle Stufen der kombinierten Faktoren Salz und VPD.....	VII

1 Einführung

Diese Arbeit untersucht in Hydrokultur gezogene Quinoa-Pflanzen hinsichtlich ihrer morphologischen Veränderungen, insbesondere der Stomatadichte unter verschiedenen Bedingungen. Es sollen Erkenntnisse gewonnen werden, um die Reaktion von Quinoa auf unterschiedliche Einflüsse und Stressoren besser zu verstehen und erklären zu können. Es werden verschiedene Lichtquellen verwendet und durch Salz in der Nährlösung sowie den VPD (Vapour Pressure Deficit, Sättigungsdefizit) der Umgebungsluft mehrere Umweltzustände untersucht.

Quinoa (*Chenopodium quinoa* WILLD.) nimmt seit einigen Jahren immer mehr Platz am Markt ein, Anbau und Konsum steigen stetig. Die verbesserte Klimaresilienz im Vergleich zu traditionellen Getreiden, die gute Verwendbarkeit für Endverbraucher und Industrie sowie das Image als „Superfood“ sorgen für weiterhin wachsendes Interesse. Spätestens seit der Anerkennung als „Verbündeten im Kampf gegen Hunger und Nahrungsunsicherheit“ im durch die FAO ausgerufenen „Year of Quinoa“ 2013 (FAO, 2013) ist Quinoa als zukunftsichere Anbauoption weltweit bekannt.

Quinoa ist ein Halophyt, somit speziell angepasst auf salzhaltige Umgebungen. Erfolgreicher Anbau der verschiedenen Urformen wird seit tausenden Jahren im andinen Hochland bis zu 4300 m üNN praktiziert. Toleranz gegenüber Hitze und Kälte sowie die einzigartige Nährstoffzusammensetzung mit hohem Proteingehalt und hohen Gehalten aller neun essenziellen Aminosäuren machen Quinoa zu einer beliebten, flexibel anbaubaren Nahrungsquelle. Besonders in Gebieten, in denen die Landschaft für traditionellen Getreide- bzw. Maisanbau ungeeignet ist oder sich die Bedingungen für den Anbau im Zuge des Klimawandels verschlechtern, kann Quinoa Grundnahrungsmittel und Einkommensquelle zugleich sein. Dank der guten Ausgangsbedingungen konnten bereits viele Quinoa-Kultivare gezüchtet werden, die an vielfältige Umweltbedingungen angepasst sind.

Um die Salz- und Trockenresistenz genauer zu verstehen, wird weitere Forschung benötigt. Der über die Stomata entscheidend mitregulierte Wasserhaushalt spielt dabei eine wichtige Rolle, Pflanzen auch unter widrigen Bedingungen optimales Wachstum zu ermöglichen. Die Nährstoffversorgung der Pflanze als Ganzes ist eng mit verschiedenen Transportmechanismen verknüpft, welche nur durch ausreichende Wasserversorgung sichergestellt sind. Wird unter Salzstress zu viel Wasser abgegeben, tritt Trockenstress ein und der Nährstoffhaushalt gerät außer Balance. Die Stomata als Portal des Wassers aus der Pflanze sind in einer angepassten Reaktion auf diese Stressoren unersetzlich. Das

Verständnis ihrer Anpassungen auf diese Stressfaktoren ist daher unersetzlich und kann helfen, Probleme beim Anbau zielgerichteter zu bekämpfen.

Es soll untersucht werden, inwiefern verschiedene Lichtquellen einen Einfluss auf die spezifische Anzahl an Stomata pro Blattfläche haben. Durch Verwendung weiterer Parameter, insbesondere des VPD und induziertem Salzstress, sollen Daten zu mehreren unterschiedlichen Umwelt-Zuständen erhoben werden. Die Erkenntnisse aus diesem Versuch sollen helfen, die Anpassungsmechanismen von Quinoa unter Salzstress unter verschiedenen Bedingungen im Gewächshaus besser verstehen zu können.

Die Forschungsfrage lautet daher:

Wie verändert sich die Stomatadichte durch verschiedene Lichteinflüsse bei Salzstress im Vergleich zu Behandlungen ohne Salzstress?

Die zu testenden Hypothesen sind:

1. Wenn Quinoa unter LED-Licht wächst, entwickeln die Pflanzen Blätter mit höheren Stomatadichten als unter Natriumdampf-Licht oder kombinierten Lichtsystemen.
2. Wenn Quinoa durch erhöhte Salzkonzentration der Nährlösung Salzstress ausgesetzt ist, verringert sich die Stomatadichte (der Blätter).

2 Theoretische Grundlagen

2.1 *Chenopodium quinoa* (WILLD.)

Quinoa, veraltet Reismelde, gehört zur Gattung der *Amaranthaceae* und stammt aus dem andinen Hochland. Dort dient die krautige Pflanze seit tausenden Jahren als Grundnahrungsmittel, da Mais in dieser Höhe nicht mehr angebaut werden kann (Lieberei et al. 2012). Mit seinem engen Verwandten, dem Amarant, sowie dem nicht verwandten Buchweizen gehört Quinoa zu den bekanntesten Vertretern der sogenannten Pseudogetreide (Aufhammer 2000), Pflanzen mit ähnlicher Verwertbarkeit und Zusammensetzung wie die Getreide der Familie *Poaceae*. Die einjährige Pflanze wird im Frühjahr gesät und trägt ähnlich wie Sommergetreide vor Beginn des Herbstes Früchte, reift aber verhältnismäßig heterogen aus. Zur Ernte sollten die Pflanzen möglichst ausgetrocknet sein, da die Samen bei zu hoher Restfeuchte keimen. In manuellen Systemen werden die Nussfrüchte durch Mörsern oder Waschen von den Frucht- und Samenschalen befreit, um daraus einen Brei zu kochen oder Mehl mahlen zu können (Miedaner und Longin 2022). Zuchtprogramme versuchen, die Homogenität der Reifezeitpunkte zu erhöhen, da dies die Ernte erleichtert und insbesondere Systeme mit höherem Technisierungsgrad ermöglicht, in denen -mit bis jetzt variierender Effizienz- Mähdröschler eingesetzt werden (vgl. Shi et al. 2025). Viel Anbausysteme beruhen aber weiterhin auf manueller Arbeit.

Die Samen enthalten zwischen 11-19% Protein, hohe Mengen an essenziellen und ungesättigten Fettsäuren wie Linolensäure, Vitaminen sowie eine auf hohem Niveau ausgewogene Verteilung aller neun essenziellen Aminosäuren (Angeli et al. 2020). Allerdings fehlt Quinoa wie allen Pseudogetreiden die Eigenbackfähigkeit, wodurch er kein direkter Ersatz für die sogenannten Brotgetreide ist. Durch den Mangel an Gluten eignen sich Quinoa und seine weiterverarbeiteten Produkte jedoch für die ständig wachsende Bevölkerungsgruppe der Patienten mit Glutenunverträglichkeit (Rodrigo 2017) sowie Personen, welche aus anderen Gründen glutenfreie Diäten vorziehen (La Barca und Mejía-León 2017; Tiainen et al. 2025). Auch laktosefreie Milchalternativen können hergestellt werden (Silva und Smetana 2022). Des Weiteren werden Quinoa viele Vorzüge zugeschrieben, vor allem im Vergleich zu traditionellen Getreiden hilft der Verzehr u.a. bei der Blutzuckerregulation, dem Lipid-Stoffwechsel und der vorbeugenden Behandlung von Anämie durch hohe Mineralstoffgehalte (Gaur et al. 2025). Traditionelle Medizin nutzt die Quinoa-Pflanze und andere Vertreter von *Chenopodium sp.* als Entzündungshemmer und Anti-Mikrobielles Mittel, erste Studien produzierten Krebszell-schädigende Extrakte aus Quinoa (Romero-Benavides et al. 2023; Barba-Ostria et al. 2025), dieser Effekt wird vor allem den Saponinen aus der Samenschale und generell enthaltenen Phenolen zugeschrieben.

Die Quinoa-Pflanze wächst unter verschiedensten Bedingungen, und lässt sich aufgrund ihres natürlichen Vorkommens in fünf Hauptgruppen einteilen, die von den bis 4300 m üNNH gedeihenden *Altiplano*-Typ bis zum *Sealevel*-Typ reichen. Diese Einteilung stößt bei neuartigen Züchtungen an ihre Grenzen. Der Quinoa-Kultivar *Vikinga* benötigt Bodentemperaturen über 7 °C und ist während der Blüte frostempfindlich, in seiner Auslegung auf den nordischen Markt sonst aber bei ausreichender Bewässerung tolerant gegenüber verschiedenen Wetterbedingungen. Durch den geringen Saponingehalt der Samen ist *Vikinga* besonders gut zum einfachen Verzehr geeignet, da die Samenschalen nicht restlos entfernt werden müssen und bereits gründliches Waschen vor dem Konsum ausreicht. Weiterentwickelte Sorten beinhalten bereits „null saponin“ und können sogar als Vollkorn verwendet werden (Quinoa Quality ApS 2025).

In noch größeren Höhen als *C. quinoa* wächst dessen enger Verwandter, der Kañihua (*C. pallidicaule* AELLEN), welcher ebenfalls gute Grundvoraussetzungen für die menschliche Ernährung bietet, aber aufgrund der speziellen Anpassungen an extreme Umweltbedingungen deutlich geringere Erträge pro Fläche bringt (Moscoso-Mujica et al. 2024). Ebenfalls in Kultur genutzt wird der Weiße Gänsefuß *C. album* L., in Europa ist er allerdings als Unkraut meist unerwünscht. Weiterhin sind verschiedenste Pflanzen der Familie der *Amaranthaceae* weit verbreitet, im mitteleuropäischen Raum besonders der Spinat (*Spinacia oleraceae* L.) und die verschiedenen Kulturformen der Gemeinen Rübe (*Beta vulgaris* subsp. *vulgaris* L.) oder aber der Mauer-Gänsefuß *Chenopodium murale* (L.) S. FUENTES, UOTILA & BORSCH, welcher insbesondere in Südost-Asien als Ackerbeikraut für Ertragsminderungen sorgt (Raza et al. 2023).

2.2 Lichtquellen

Verschiedene Lichtquellen erzeugen unterschiedliche Spektren, die sich hinsichtlich ihrer Leistung (gemessen anhand der PPF, Photosynthetic Photon Flux Density, Photonenflussdichte) unterscheiden. In dieser Arbeit werden mit Natriumdampf-Hochdrucklampen und LED-Lampen insgesamt drei Varianten verwendet, indem beide Lichtquellen einmal isoliert und einmal miteinander kombiniert verwendet werden. Das abgegebene Licht wird in Kombination mit dem natürlichen Tageslicht verwendet, dieses dringt allerdings nur geschwächt zu den Pflanzen. Die genaue Spektralanalyse des die Pflanzen erreichenden Lichts ist in Abbildung 1 zu erkennen, auf den Aufbau und weitere Kennwerte wird in Kapitel 2.1 (Anbau) weiter eingegangen.

Der Pflanzenanbau unter Natriumdampf-Hochdrucklampen (HPS; High Pressure Sodium) ist eine etablierte Methode, um mit akzeptablem Energieaufwand spezifisch die photosynthetisch

aktive Wellenlänge vieler Pflanzen zu erzeugen. Mit Emissionsmaxima bei etwa 570, 605 und 630 nm und einem hohen Verhältnis von rotem zu dunkelrotem Licht liegt der Anteil sichtbaren Lichts deutlich im orange-roten Bereich, minimal blaues Licht wird ebenfalls abgegeben (Elvidge et al. 2010). Hohe Temperaturen im Inneren der Lampen werden teilweise vom Gehäuse an die Umgebung abgegeben, eine verstärkte Erhitzung der so beleuchteten Pflanzen muss erwartet werden. Teilweise kann so sogar Heizenergie in den Gewächshäusern eingespart werden (Laber et al. 2020).

Auch Light Emitting Diodes, besser bekannt als LED-Lampen, sind für die Pflanzenzucht seit Jahren von großem Wert. Seit ihrer Erfindung werden sie immer effektiver und billiger (Morrow 2008), sodass auch LEDs heute eine valide Lösung für spezialisierte Anwendungen sowohl im kommerziellen als auch privaten Sektor darstellen. Da jede Diode nur ein schmales Band des Lichtspektrums erzeugen kann, bestehen Lampen normalerweise aus vielen Dioden, die auf die Bedürfnisse der Nutzer angepasst sind. Oft wird im Pflanzenbau mit einer Kombination aus rotem und blauem LED-Licht gearbeitet (Yorio et al. 2001), dies ist zwar kosteneffektiver als weitere Dioden zu installieren, für optimales Pflanzenwachstum sollte jedoch ebenfalls grünes Licht enthalten sein (Kim et al. 2004). Somit sind LED-Lampen mit weißem Licht bestens geeignet, die spektralen Bedürfnisse der Pflanze abzudecken. Insbesondere unterscheiden sich die Bedürfnisse verschiedener Pflanzenarten hinsichtlich Lichtintensität und -spektrum (vgl. Spectral Species Concept, siehe Rocchini et al. 2022 und Perrone et al. 2023), sodass LED-Lampen mit weißem Licht im Gegensatz zu fein eingestellten Kombinationen aus blauen und roten Dioden deutlich vielseitiger einsetzbar sind. Sehr geringe Wärmeausstrahlung sowie die Möglichkeit, die Lampen etwa durch eine Lichtsummensteuerung exakt auf die physiologischen Prozesse der Pflanze anzupassen (Laber et al. 2020), machen LEDs seit Jahren zu oft gewählter Ausstattung für Gewächshäuser.

2.3 Salzstress

Mehr als 10% der weltweiten Landfläche sind von salzhaltigen Bedingungen geprägt (FAO 2024). Nach einer weitestgehend anerkannten Definition des U.S. Department of Agriculture gelten Böden mit einer elektrischen Leitfähigkeit des Sättigungsextrakts (EC_e) ≥ 4 dS/m als salzhaltig (Richards 1954), was bei 25 °C etwa 40 mM NaCl-Lösung entspricht. Steigende Meeresspiegel, höhere Temperaturen und damit mehr Evapotranspiration sowie unangepasstes Management der geringen verfügbaren Frischwasserressourcen der Erde werden diese Zahl in Zukunft weiter steigen lassen und forderten seit 1994 etwa 6 Millionen km² rentabler Anbaufläche ein (vgl. Larcher 1994). Ernteverluste der bedeutendsten

Kulturpflanzen sind zu erwarten, da insbesondere die vier Kalorien-Garanten Mais, Weizen, Reis und Soja nicht an erhöhte Salzkonzentrationen der Umwelt angepasst sind (Bray et al 2000). Künstlich bewässertes Land ist bereits stark betroffen, und durch den auf unangepasste Bewässerung folgenden Grundwasseranstieg wird die Problematik verstärkt (Velmurugan et al. 2020). Mustafa et al. (2019) schätzen, dass bis 2050 etwa 50% allen bewirtbaren Lands übermäßig von Salz betroffen sein könnten. Das geschätzte globale Populationswachstum auf 9 Milliarden Menschen bis 2050 erfordert, dass die aktuelle Lebensmittelproduktion entsprechend um ca. 70% gesteigert werden müsste (Godfray et al. 2010). Salztolerante, produktive Kulturpflanzen zur Lebensmittelproduktion sind daher ein unerlässliches Mittel, um weiterhin die Ernährung der Weltbevölkerung garantieren zu können.

Quinoa und einige weitere Pflanzen aus der Familie der *Amaranthaceae* sind bereits in ihrer jetzigen Form gut an salzhaltige Umweltbedingungen angepasst und produzieren verlässlich nahrhafte Lebensmittel. Nach Jacobsen et al. (2003) sind so Toleranzen von bis zu 40 dS/m bzw. 400 mM NaCl-Lösung keine Seltenheit. Andere Akzessionen begnügen sich mit 200 mm Jahresniederschlag auf Sandboden oder überleben mehrere Stunden bei Temperaturen bis zu -8 °C. In beiden Fällen wird durch die niedrige Wasserverfügbarkeit Salzstress in der Pflanze hervorgerufen. Dabei sind es keineswegs spezielle Mechanismen, die es ermöglichen, unter Salz- und Trockenstress langfristig zu überleben, zu blühen und sich zu vermehren (Flowers und Colmer 2008), sondern eine effizientere Anwendung der bekannten Strategien. Diese lassen sich in drei Kategorien nach Munns und Tester (2008) einteilen:

a) Toleranz gegen osmotischen Stress, meist durch Wachstumsreduktion und Schließung der Stomata. Da der Wasserverlust verringert und der Transpirationsstrom verlangsamt ist, wird weniger Salz aufgenommen. Diese Reaktion erfolgt normalerweise innerhalb weniger Minuten.

b) Ausschluss von Na⁺ aus Blättern und Wurzeln, um toxische Konzentrationen zu vermeiden. Viele Halophyten, so auch Quinoa, besitzen angepasste Epidermis-Zellen, sog. Epidermal Bladder Cells (EBCs), die in der Lage sind, Salz auszuscheiden. Die so entstandenen, außenliegenden Zellen nehmen tausendmal mehr Na⁺ auf als reguläre Zellvakuolen und dienen zusätzlich der Verteidigung gegen herbivore Insekten (Hinojosa et al. 2018).

c) Toleranz des Pflanzengewebes gegen Na⁺-Akkumulation in den Zellen (ionischer Stress). Umgesetzt wird dies vor allem durch intrazelluläre Kompartimentierung oder Synthese kompatibler gelöster Stoffe, welche die entstehenden ROS (Reactive Oxygen Species, Sauerstoffradikale) und das osmotische Potenzial der gespeicherten Ionen neutralisieren. Hierbei werden nicht die Organellen resistenter gegen höhere Salzkonzentrationen des Cytosols, die Zelle bewältigt diese hohen Konzentrationen nur besser (Flowers et al. 1977).

Scheitern diese Toleranzmechanismen, kann bei osmotischem Stress und Wassermangel die Photosynthese nur eingeschränkt betrieben werden. Bei geschlossenen Stomata entsteht ein

CO₂-Mangel, die freiwerdenden Elektronen aus Photosystem I werden notgedrungen auf die vorhandenen Sauerstoffmoleküle übertragen, es entstehen ROS. Kommt es zu ionischem Stress, lagert die Pflanze die überschüssigen Ionen in ältere Blätter ein, deren Seneszenz dann deutlich verfrüht eintritt. Wenn allerdings keine älteren, unproduktiven Blätter mehr vorhanden sind, wird die Photosyntheseleistung verringert, da produktive Blätter ebenfalls zur Seneszenz übergehen (Munns und Tester 2008). Das Überleben der Pflanze und ihre erfolgreiche Vermehrung sind also in beiden Fällen bei übermäßigem Salzstress gefährdet.

Zusätzlich spielt das VPD eine entscheidende Rolle, grundsätzlich bedeutet höherer VPD einen höheren Wasserverlust und damit mehr Salzstress in der Pflanze. In natürlichen Umgebungen lässt ein erhöhter VDP auf eine erhöhte Salzkonzentration der Bodenlösung schließen, da durch die erhöhte Verdunstung der osmotische Druck der Bodenlösung steigt. Somit sind die Wurzeln direktem, osmotischen Salzstress ausgesetzt. López et al. (2021) konnten eine Reaktion auf den VPD von über 100 Spezies feststellen, unter anderem auch eine Verringerung der Stomatagröße und leichte Erhöhung der Stomatadichte bei höherem VPD. Weitere Anpassungen der inneren Blattanatomie, Sprossbildung, und anderen Merkmalen bei langfristiger Einwirkung werden ebenfalls beobachtet.

In neu wachsenden Blättern kann eine Anpassung der stomatären Physiologie helfen, Salz- und Trockenstress zu bewältigen, indem der Gasaustausch präzise gesteuert wird und die Pflanze dynamisch auf sich wechselnde Umweltzustände reagiert. Kleinere Stomata scheinen schneller auf geänderte Umweltbedingungen zu reagieren (McAusland et al. 2016). Quinoa weist eine gut angepasste Reaktion auf osmotischen Stress (Cocozza et al. 2013) sowie langfristigen, ionischen Stress (Adolf et al. 2013) auf. Für viele Quinoa-Akzessionen konnte bereits eine Verringerung der Stomatadichte unter Salzstress festgestellt werden (Orsini et al. 2011; Shabala et al. 2012; 2013), teilweise einhergehend mit einer Verkleinerung der einzelnen Spaltöffnungen.

3 Material und Methoden

3.1 Anbau

In einem Gewächshaus der Universität Hohenheim wurden 36 Pflanzen von Quinoa (*Chenopodium quinoa* WILLD), Sorte *Vikinga* (bereitgestellt durch Quinoa Quality ApS, Regstrup, Dänemark) in einem Deep Water Flow Hydroponik System angebaut. Nachdem die Setzlinge für vier Wochen in quarzsandgefüllten Setzlingsschalen herangezüchtet wurden, konnten die Pflanzen an Tag 0 des Experiments (15.01.2025) in das Hydroponik-System transplantiert werden. Im Deckel der verwendeten Euro-Boxen wurde der Stamm mittels eines Ceaprenstopfens fixiert. Als Nährlösung wurde „INTEGAR Standart“ (INTEGAR-Institut für Technologien im Gartenbau GmbH, Dresden, Deutschland) mit erhöhten Mikronährstoffen (abgewandelt von De Kreij, C., Voogt, W., Baas, R. 1999) verwendet. Durch je zwei in die Sammelbehälter der Hydroponiksysteme eingetauchte Kühlschleifen (Chiller 12 Eintauchkühler, Chal-Tec GmbH, Berlin, Deutschland) konnte ein Aquarienkühler (Teco TK 500 H, TECO s.r.l., Ravenna, Italien) die Temperatur der Nährlösung konstant zwischen 16-20 °C halten. Aus jedem der zwölf Sammelbehälter wurde die so temperierte Nährlösung an drei Pflanzen gepumpt. Die Makronährstoffe sind Tabelle 1 zu entnehmen.

Tabelle 1: Makronährstoffe der verwendeten Nährlösung.

Element	mg l ⁻¹	Element	mg l ⁻¹
NO₃-N	95,7	Fe	0,81
NH₄-N	4,5	Mn	0,62
P	25,4	Zn	0,30
K	162,8	Cu	0,06
Ca	89,0	Mo	0,05
Mg	16,8	B	0,30
S	33,2		

Die 36 zur Verfügung stehenden Pflanzen wurden auf drei Kammern mit jeweils verschiedenen Lichtquellen aufgeteilt. Ausschließlich LED-Lampen, nur Natrium-Hochdruck (HPS)-Lampen oder LED und HPS gemeinsam erzeugten die in Abbildung 1 dargestellten Lichtspektren. Im gemischten System wurden die Lampen in einem sich überkreuzenden Muster installiert. Aus den in Kapitel 2.2 (Lichtquellen) erwähnten Gründen wurden LED-Lampen mit weißem Licht verwendet. In Messungen mit einem Spektralanalyse-Instrument (OHSP-350F-BF-SF Series Spectral & Illuminance Analyzer; HOPOO LIGHT & COLOR TECHNOLOGY CO., LTD, Hangzhou, China) erreichten die HPS-Lampen eine durchschnittliche PPFD von etwa $470,6 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, das gemischte System $645,1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ und LED-Lampen einen Wert von etwa $517,5 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Die Beleuchtungsstärke betrug 27,8, 40,3 und 34,4 klx für die jeweiligen Varianten.

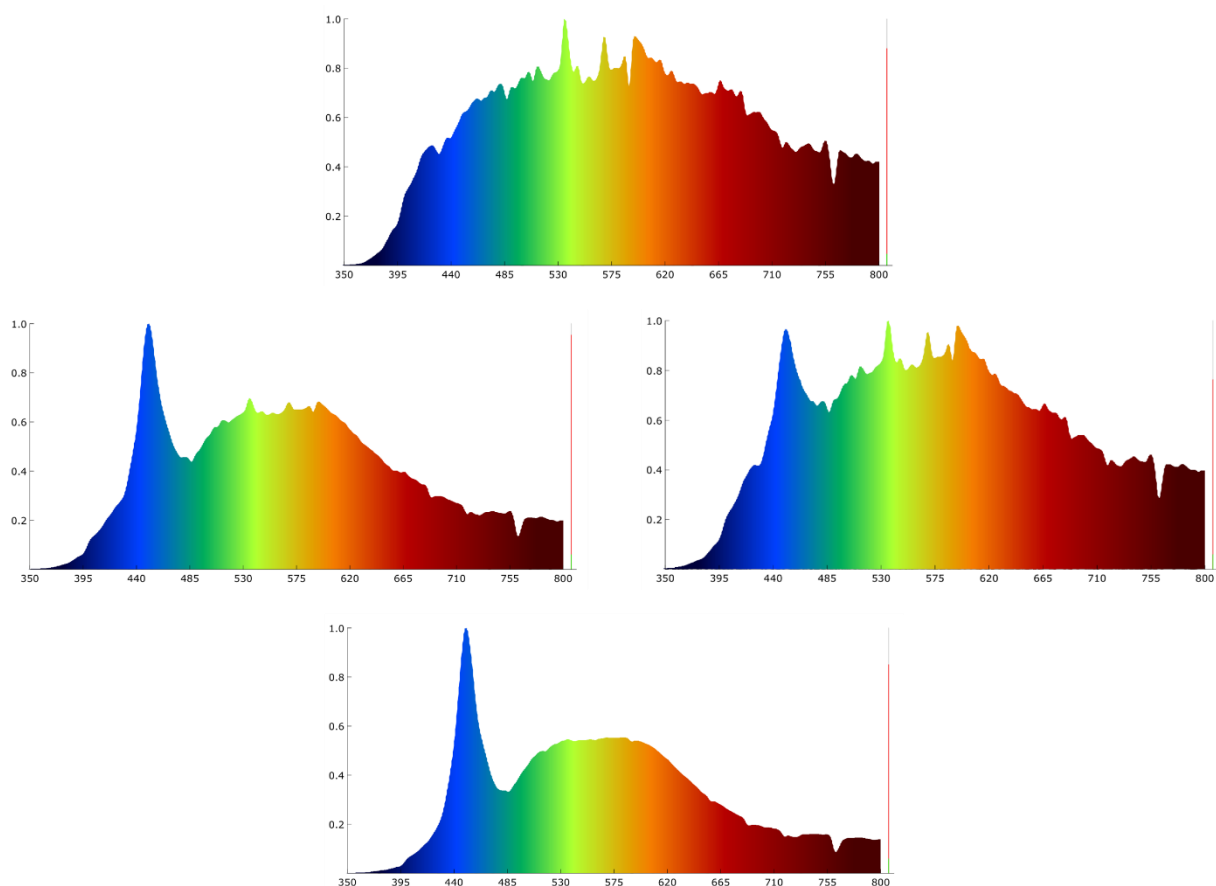


Abbildung 1: Lichtspektren für (v.o.) Natriumdampflampen (HPS-Lampen), das gemischte System aus HPS- und LED-Lampen (2 Graphen), und LED-Lampen. Intensität des Lichts in Relation zur maximal jeweils gemessenen Intensität je nach Wellenlänge in Nanometer. Repräsentative Einzelmessungen.

Um innerhalb der Kammer kontrollierbare Luftfeuchten zu erreichen, wurde Folien seitlich an einem Aufbau aus Aluminiumprofilen befestigt. Um einen Zugang zu den Pflanzen zu ermöglichen, waren die Folien unten lose. Mit Plexiglas wurde die Decke der Kammer sowie eine Unterteilung in zwei Hälften realisiert. Somit konnte durch einen Dampfbefeuchter

(Condair RM; Condair, Littlehampton, UK) und einen Kieselsäure-basierten Luftentfeuchter (CONSORB DC-10; Seibu Giken, Spanga, Schweden) die Luftfeuchte reguliert und das Dampfdruckdefizit (VPD) beidseitig konstant gehalten werden. Die relative Luftfeuchte (rH, relative humidity) wurde in einer Hälfte der Kammer auf 40% und in der anderen Hälfte auf 80% eingestellt. Außerhalb der Kammern wurden die verwendeten Lichtquellen am Dach des Gewächshauses aufgehangen. Schließlich wurde, beginnend ab Tag 21, in jeder Kammerhälfte ein kombinierter Wasserkreislauf von drei Pflanzen mit einer 100 mM NaCl-angereicherten Nährlösung versorgt, während ein anderer Kreislauf mit ebenfalls drei Pflanzen keinen Salzzusatz (0 mM NaCl) in der Nährlösung erhielt.

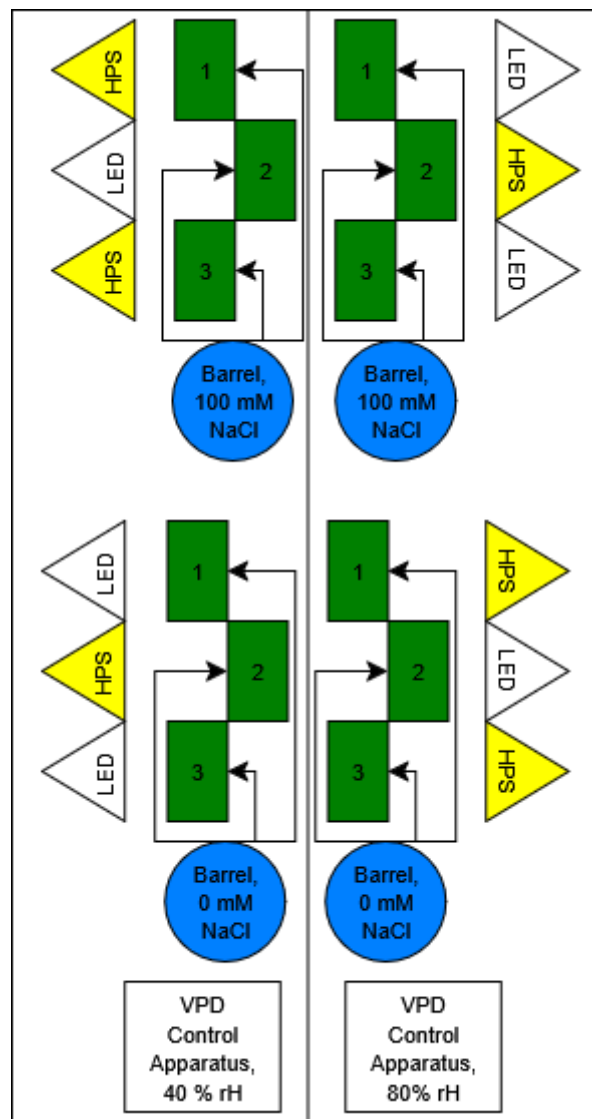


Abbildung 2: Schematische Darstellung der Kammer mit gemischtem Licht. Euro-Boxen mit Pflanzen in grün, Sammelbehälter des Hydroponiksystems in blau, Lampen als Dreiecke. Die Lampen hingen über den Pflanzen, waren aber nicht einzelnen Pflanzenbehältern zuzuordnen. Die Hydroponik-Systeme sind aus Gründen der Übersicht simplifiziert, es fehlen die Pumpe, der Verteiler sowie der Rückfluss mit Mischbehälter. Halbierung der Kammer durch eine Plexiglasscheibe, Außenwände realisiert durch Folie. Für beide Kammern mit purem Licht kamen entsprechend nur Lampen des jeweiligen Typs zum Einsatz.

Aus diesen drei Faktoren (Licht, VPD, Salzbehandlung) entstanden somit zwölf verschiedene Behandlungen. Unabhängig von Behandlung wurde versucht, die Pflanzen mithilfe einer Konstruktion aus Holzstäben sowie am Aluminiumgerüst befestigten Seilen möglichst aufrecht zu halten. Die Pflanzen wurden dabei nicht an die Holzstäbe angebunden, sondern sollten eigenständig wachsen. Mit den so etablierten Bedingungen wuchsen die Pflanzen für weitere 27 Tage bis zur Beprobung. Der finale Aufbau der Kammern wird in einer simplifizierten Form in Abbildung 2 für die Kammer mit gemischtem Licht dargestellt. In Kammern mit nur einer Lichtquelle wurden entsprechend nur Lampen dieses Typs eingesetzt.

3.2 Beprobung

An Tag 46 – 48 (04.-06.03.2025) wurde jede der 36 Pflanzen mehrfach beprobt: Zu Beginn wurde mit einem einfachen Klappmeter die Wuchshöhe der Pflanze erfasst. Die Pflanze wurde am Stamm entlang in Drittel eingeteilt, um aus jedem Drittel ein Blatt zu beproben.

Mit einem Infrarot-Thermometer (Proscan 530 Dual Focus Infrared -35..900°C; PEWA Messtechnik GmbH, Deutschland) wurde von jedem der ausgesuchten Blätter die Oberflächentemperatur sowohl von Ober- als auch Unterseite gemessen. Sobald dieser Messwert festgestellt wurde, konnte der Blattabdruck genommen werden. Hierzu wurde ein etwa 1 x 2 cm großer Bereich der jeweiligen Blattseite möglichst gleichmäßig mit handelsüblichem Klar-Nagellack bestrichen. Zur Applikation wurde der im Deckel der Nagellack-Fläschchen integrierte Pinsel verwendet. Es wurden Bereiche auf dem Blatt gewählt, die sich nicht überdecken, um bei möglichen Beschädigungen des Blatts nur eine Blattseite erneut präparieren zu müssen. Nach einer kurzen Zeit konnte der leicht angetrocknete Nagellack mit einem kurzen Streifen handelsüblichen transparenten Klebebands, das über die vorbereitete Stelle geklebt und leicht angedrückt wurde, abgezogen werden (vgl. Ferris 1994 und Ferris et al. 2002). Der so entstandene Abdruck der Blattoberfläche wurde vorsichtig auf einen Objektträger transferiert und mithilfe des Klebebands fixiert. Somit entstanden 216 Kombinationen aus Blattabdruck und Oberflächentemperatur, wobei jeweils sechs einer Pflanze zuzuordnen waren.

3.3 Analyse

Die Objektträger wurden unter einem LEICA-Binokular, Modell DM 1000 LED, betrachtet. Über das verbundene System aus Kamera und Software (Leica Application Suite (LAS) EZ, Version 3.4.0) konnte ein Livebild am PC betrachtet werden. Bei zehnfacher Vergrößerung wurde ein möglichst gut erkennbarer Bereich des Blattabdrucks mit klar sichtbaren Stomata ausgewählt. Durch die bereits geeichte Vergrößerung konnte innerhalb von LAS-EZ ein Referenzmaß von 500 μm Länge auf das Bild gelegt werden, um die Auszählungsfläche zu standardisieren.

Zur Auszählung der Stomata wurde das Programm ImageJ (Version 1.54g) verwendet. Anhand des auf dem Bild erkenntlichen Referenzmaßes konnte das Programm so geeicht werden, dass ein Raster mit jeweils 10.000 μm^2 großen Quadraten über das komplette Bild gelegt werden konnte. Es wurde eine Fläche von 5 x 5 Quadraten, also 250.000 μm^2 , ausgewählt, und die darin befindlichen Stomata ausgezählt. Es wurde nicht zwischen den einzelnen Rasterquadraten des Rahmens differenziert. Bei Stomata, welche nicht vollständig im gelegten Rahmen lagen, wurde nach Augenmaß entschieden, ob >50% der Fläche im Rahmen anzusehen waren. Mithilfe der in ImageJ verfügbaren Werkzeuge wurde jedes gezählte Stoma markiert, um Dopplung zu vermeiden und die finale Anzahl digital zu erfassen.

Da die ausgewertete Fläche stets 500 x 500 μm betrug, wird in den folgenden Schritten die statistische Analyse mit der reinen Stomataanzahl durchgeführt. Eine Berechnung der Stomatadichte erfolgt erst als nachfolgender Schritt in den Ergebnissen, um sie mit anderen Arbeiten vergleichen zu können. Hierzu wurde die erhobene Anzahl vervierfacht, um von # 250.000 μm^2 auf 4*# mm^2 umzurechnen, und auf ganze Zahlen gerundet.

3.4 Statistik

Die Pflanzenhöhe und die Blatttemperatur wurden nur deskriptiv begutachtet, da der Fokus auf der Stomataanzahl bzw. -dichte liegt. Zusätzlich wurde für alle Kombinationen der Haupteffekte Lichtquellen, Salzbehandlung, VPD und Blattalter eine Übersicht erstellt, um schnell die wichtigsten Größen der Proben vergleichen zu können. Für beide Blattseiten wurde jeweils die Stomataanzahl (\pm Standardfehler) und die Oberflächentemperatur als Mittelwerte der drei in einem System durchgeführten Wiederholungen beinhaltet. Zusätzlich wurde die Gesamtmenge an Stomata und das Verhältnis von Stomata nach Blattseiten errechnet. Dies ermöglichte, leicht den Fokus auf Ausreißer, Auffälligkeiten und weitere, diskussionswürdige Besonderheiten zu setzen.

Zur induktiven Statistik wurde eine vollständig randomisierte Anlage angenommen. Mit mehreren Instanzen einer dreifaktoriellen ANOVA wurden die Kombinationen Licht x VPD x Blattalter und Salz x VPD x Blattalter untersucht, jeweils gefiltert nach einer Stufe des nicht beinhalteten Faktors (z.B. Licht x VPD x Blattalter für alle Proben mit 0 mM NaCl-Nährlösung). Insgesamt gab es entsprechend fünf durchzuführende Tests.

Die Faktoren und deren Stufen waren:

- Lichtart: Natriumdampflampen, Gemischtes System und LED-Lampen
- Salzbehandlung: 0 mM NaCl und 100 mM NaCl
- VPD: hoch (rH = 40%) und niedrig (rH = 80%)
- Blattalter: jung, mittel, alt (entspricht der Position des Blatts am Stamm)

In den Voruntersuchungen hatte sich bereits bestätigt, dass die Blattunterseite stets mehr Stomata aufwies als die Blattoberseite, so denn der Effekt signifikant war. Dies war nach Recherche in der Literatur zu erwarten und wurde deshalb im weiteren Verlauf nicht weiter getestet, um mit der beschriebenen, mehrfachen dreifaktoriellen ANOVA alle restlichen Faktoren abzudecken.

In SigmaPlot (Version 12.5) konnte sowohl die ANOVA durchgeführt werden als auch die verwendeten Graphen erstellt werden. Wenn Faktoren signifikant waren, wurden die einzelnen Stufen dieser Faktoren miteinander verglichen. Im Falle signifikanter Interaktionen zwischen Faktoren wurden die jeweiligen Kombinationen mit paarweisen Mittelwertvergleichen nach der Holm-Sidak Methode verglichen. Um alle Testvoraussetzungen einzuhalten (Normalverteilung (Shapiro-Wilk-Test) und Varianzhomogenität) wurden -wenn notwendig- die jeweiligen Daten transformiert, $\log(y)$ oder $y^{(1/2)}$ genügten in fast allen Fällen.

Für die Kombination Salz X VPD x Blattalter musste beim Filter „LED-Licht“ ein gesondertes Verfahren erfolgen, da hier trotz subjektiv guter Residuenplots keine dem Autor bekannte Transformation die Varianzhomogenität herstellen konnte. Folglich wurde in SAS (Version 9.4) nach der Überprüfung der Residuen ein generalisiertes lineares Modell mit gruppenspezifischen Varianzschätzungen angewandt. Für die auftretenden signifikanten Interaktionen und Effekte wurden paarweise Mittelwertvergleiche nach Holm-Sidak durchgeführt.

In den Ergebnissen wird immer auf transformierte Daten hingewiesen.

4 Ergebnisse

4.1 Überblick

Alle in Kapitel 4 gelisteten Mittelwerte sind, wenn nicht anders beschrieben, im Format Mittelwert \pm Standardfehler angegeben. In Abbildung 3 wird die Pflanzenhöhe aller Pflanzen in Abhängigkeit von den verschiedenen Lichtquellen und den VPD-Niveaus gezeigt. Pflanzen unter LED-Licht waren mit $37,0 \pm 1,4$ und $43,5 \pm 5,0$ cm Wuchshöhe tendenziell kleiner als unter HPS-Licht ($54,2 \pm 4,2$ cm für hohen und $65,8 \pm 4,0$ cm für niedrigen VPD). Eine Korrelation zwischen Pflanzenhöhe und Stomataanzahl bestand nicht ($r^2=0,0017$; $f=24,14+0,0365*x$).

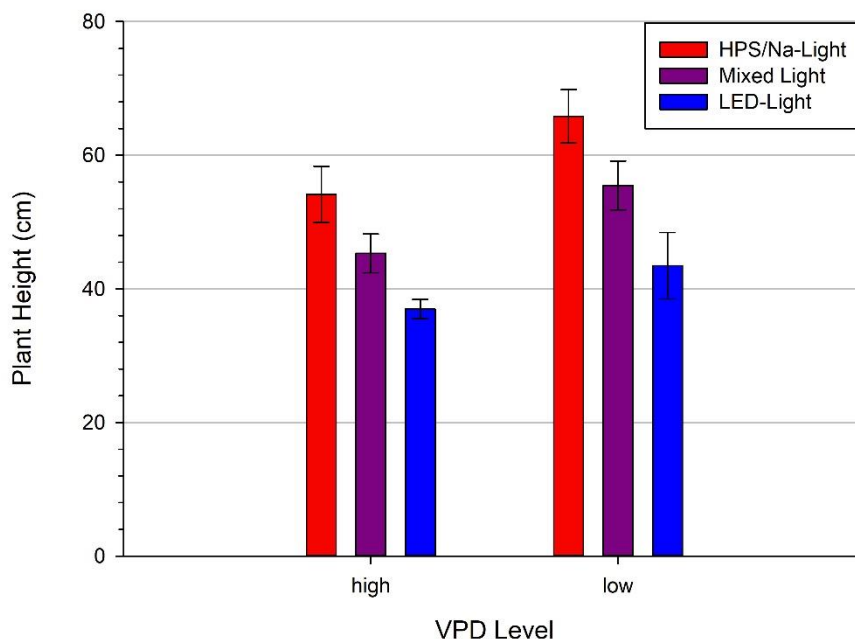


Abbildung 3: Pflanzenhöhe \pm SE in cm in Abhängigkeit von Lichtart und VPD. Mittelwerte beider Salzbehandlungen.

Ähnlich konnten mit der Oberflächentemperatur subjektive Unterschiede zwischen den beiden Behandlungen Lichtart und VPD, aber keine Korrelation zur Stomataanzahl (Regression gegen Stomataanzahl: $r^2=0,000081$; $f=24,67+0,0499*x$) festgestellt werden. Die bereits in Punkt 2.2 vermuteten Unterschiede zwischen den Lichtquellen zeigen sich in Abbildung 4, hierauf wird in der Diskussion weiter eingegangen. Die erhöhte Temperatur von $28,2 \pm 0,13$ °C im gemischten Licht stört den Trend sinkender Temperaturen von HPS- (durchschnittlich $27,0 \pm 0,39$ °C) zu gemischtem und LED-Licht (durchschnittlich $24,7 \pm 0,17$ °C) unter niedrigem VPD.

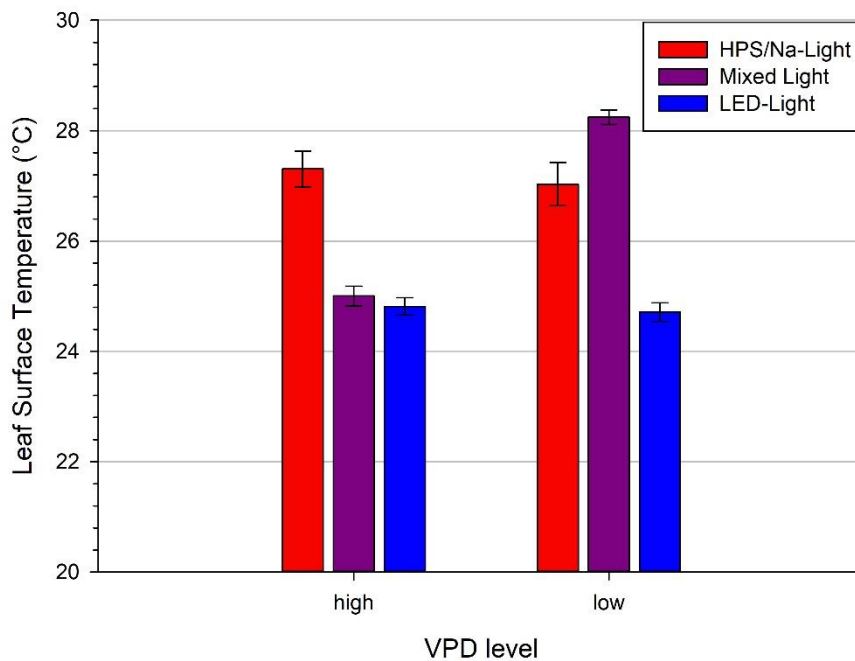


Abbildung 4: Blattoberflächentemperatur \pm SE in $^{\circ}\text{C}$ in Abhängigkeit von Lichtart und VPD. Mittelwerte beider Salzbehandlungen, aller Blattalter sowie beider Blattseiten.

Die in Tabelle 2 dargestellten Kennwerte der Stomataanzahl und Blattoberflächentemperatur schwankten deutlich: Die Oberseiten der Blätter wiesen mindestens 13 Stomata pro $250.000 \mu\text{m}^2$ auf, konnten jedoch Werte von bis zu 37 Stomata pro $250.000 \mu\text{m}^2$ erreichen. Auf den Blattunterseiten waren zwischen 16 und 56 Stomata pro $250.000 \mu\text{m}^2$ zu finden. Für beide Blattseiten ist jedoch auch der Standardfehler sehr variabel, einige Systeme sind mit $\text{SE}=0,88$ (Oberseite) bzw. $\text{SE}=0,67$ (Unterseite) sehr nah beieinander, der Standardfehler variiert jedoch um Werte von $\text{SE}=3,93$ bzw. $4,64$ mit maximal $\text{SE}=12,12$ bzw. $\text{SE}=12,00$.

Temperaturen auf der Blattoberseite betragen zwischen $23,53$ und $30,07 \text{ }^{\circ}\text{C}$, auf der Unterseite zwischen $23,90$ und $30,13 \text{ }^{\circ}\text{C}$. Die Proben mit der insgesamt höchsten Stomataanzahl (281 Stück) waren die jüngsten Blätter im System „HPS-Licht, 0 mM NaCl, hoher VPD“, die niedrigste erfasste Anzahl betrug 93 (zweimal unter HPS-Licht, einmal unter LED-Licht, stets älteste Blätter). Das Verhältnis der Stomataanzahl von Blattober- zu Blattunterseite betrug, ausgenommen 3 verfälschte Proben, mindestens 0,48, maximal in einem Fall 1,29, ansonsten jedoch immer unter 1. Entsprechend fanden sich bis auf den Ausreißer immer mehr Stomata auf der Blattunterseite.

Tabelle 2: Mittelwerte \pm Standardfehler für Stomata und Blattoberflächentemperatur beider Blattseiten sowie Verhältnis der Anzahl Oberseite zu Unterseite. Werte gemittelt aus den drei Wiederholungen für jede Faktorkombination. Außerdem Gesamtzahl Stomata als Summe aller sechs ausgewerteten Untersuchungsflächen einer Faktorkombination. In fett geschriebenen Zellen konnte jeweils eine Probe für die Stomataanzahl auf der Blattunterseite nicht ausgewertet werden, die Werte sind dementsprechend verfälscht.

Lichtquelle	Satzbehandlung			Blattalter	Oben:		Unten:		Σ Stomata	Verhältnis Stomata Oben:Unten
	/	NaCl	/		VPD	Stomata $\bar{x} \pm SE$	Temperatur Oben: \bar{x}	Stomata $\bar{x} \pm SE$		
					#	°C	#	°C	#	/
HPS	0 mM	Hoch	Jung		33,67 \pm 3,53	23,93	44,67 \pm 6,01	25,83	235	0,7537
HPS	0 mM	Hoch	Mittel		18,33 \pm 1,86	27,77	21,67 \pm 2,33	27,67	120	0,8462
HPS	0 mM	Hoch	Alt		14,00 \pm 3,00	27,47	17,00 \pm 2,08	27,43	93	0,8235
HPS	0 mM	Niedrig	Jung		37,33 \pm 6,64	27,70	56,33 \pm 5,78	28,07	281	0,6627
HPS	0 mM	Niedrig	Mittel		25,67 \pm 2,60	30,07	31,00 \pm 4,51	30,13	170	0,8280
HPS	0 mM	Niedrig	Alt		17,33 \pm 1,20	29,17	18,33 \pm 2,33	29,43	107	0,9455
HPS	100 mM	Hoch	Jung		28,67 \pm 3,67	26,77	52,00 \pm 4,91	27,50	191	0,7523
HPS	100 mM	Hoch	Mittel		28,33 \pm 8,88	29,23	35,33 \pm 2,65	29,20	124	1,2963
HPS	100 mM	Hoch	Alt		20,33 \pm 1,86	27,27	26,00 \pm 4,67	27,60	104	0,7931
HPS	100 mM	Niedrig	Jung		34,67 \pm 1,73	24,20	47,67 \pm 4,04	24,13	159	0,7667
HPS	100 mM	Niedrig	Mittel		23,33 \pm 5,51	25,50	33,00\pm9,50	25,23	102	1,2667
HPS	100 mM	Niedrig	Alt		17,67 \pm 0,88	25,37	26,67 \pm 2,60	25,37	93	0,7547
Mix	0 mM	Hoch	Jung		30,67 \pm 7,51	24,20	38,67 \pm 3,46	24,77	242	0,5513
Mix	0 mM	Hoch	Mittel		24,00 \pm 3,84	24,87	33,00 \pm 0,88	24,90	191	0,8019
Mix	0 mM	Hoch	Alt		21,00 \pm 2,40	24,90	26,67 \pm 3,61	25,00	139	0,7821
Mix	0 mM	Niedrig	Jung		22,00 \pm 11,89	28,73	35,33 \pm 8,09	28,73	247	0,7273
Mix	0 mM	Niedrig	Mittel		22,00 \pm 1,86	28,80	26,67 \pm 3,79	28,73	169	0,7071
Mix	0 mM	Niedrig	Alt		25,67 \pm 2,67	27,30	32,00 \pm 3,33	28,40	133	0,6625
Mix	100 mM	Hoch	Jung		27,33 \pm 2,67	25,20	36,33 \pm 3,93	24,67	159	0,7473
Mix	100 mM	Hoch	Mittel		23,33 \pm 1,53	25,50	18,00 \pm 0,67	25,40	112	0,8361
Mix	100 mM	Hoch	Alt		15,33 \pm 5,03	25,13	19,33 \pm 3,18	25,53	104	0,9623
Mix	100 mM	Niedrig	Jung		23,00 \pm 7,57	28,00	30,00 \pm 5,29	28,33	180	0,7647
Mix	100 mM	Niedrig	Mittel		19,00 \pm 3,53	28,00	22,50 \pm 3,71	28,17	144	0,8228
Mix	100 mM	Niedrig	Alt		13,33 \pm 2,19	27,63	17,67 \pm 5,61	28,10	126	0,7027
LED	0 mM	Hoch	Jung		22,67 \pm 5,78	23,53	30,33 \pm 3,76	23,90	208	0,7931
LED	0 mM	Hoch	Mittel		17,00 \pm 2,52	25,67	20,33 \pm 3,51	25,97	171	0,7273
LED	0 mM	Hoch	Alt		17,00 \pm 2,08	24,80	17,67 \pm 5,93	25,17	143	0,7875
LED	0 mM	Niedrig	Jung		26,00 \pm 2,08	24,20	34,00 \pm 3,48	24,10	172	0,6226
LED	0 mM	Niedrig	Mittel		21,67 \pm 1,53	24,03	26,33 \pm 3,84	24,07	146	0,8250
LED	0 mM	Niedrig	Alt		17,33 \pm 6,36	23,80	24,67 \pm 7,51	23,97	173	0,8021
LED	100 mM	Hoch	Jung		27,33 \pm 12,12	23,93	37,33 \pm 10,11	23,97	194	0,7321
LED	100 mM	Hoch	Mittel		20,33 \pm 4,67	25,60	26,00\pm12,00	25,47	113	1,1731
LED	100 mM	Hoch	Alt		20,33 \pm 3,28	24,70	16,00\pm8,00	25,10	93	1,9063
LED	100 mM	Niedrig	Jung		27,33 \pm 2,67	24,33	32,33 \pm 3,76	24,57	179	0,8454
LED	100 mM	Niedrig	Mittel		12,67 \pm 2,19	25,77	26,33 \pm 2,96	25,90	117	0,4810
LED	100 mM	Niedrig	Alt		13,33 \pm 2,03	25,97	19,67 \pm 5,36	25,87	99	0,6780

Die Stomatadichte in Abhängigkeit von Lichtart und VPD, dargestellt in Abbildung 5, zeigte wenig Schwankungen der Messwerte zueinander, aber hohe Standardfehler. Es wurde über beide Salzbehandlungen, die drei Stufen des Blattalters sowie beide Blattseiten gemittelt. Den geringsten Mittelwert erreichte die Stomatadichte mit $96,33 \pm 7,41$ Stomata mm^{-2} unter HPS-Licht und hohem Dampfdruckdefizit, die höchste Dichte betrug $111,00 \pm 7,75$ Stomata mm^{-2} im System mit gemischtem Licht und geringem VPD. Der Standardfehler betrug mindestens $\pm 6,01$ Stomata mm^{-2} unter LED-Licht und maximal $\pm 8,79$ Stomata mm^{-2} unter HPS-Licht, beide Werte erreicht in Systemen mit niedrigem VPD.

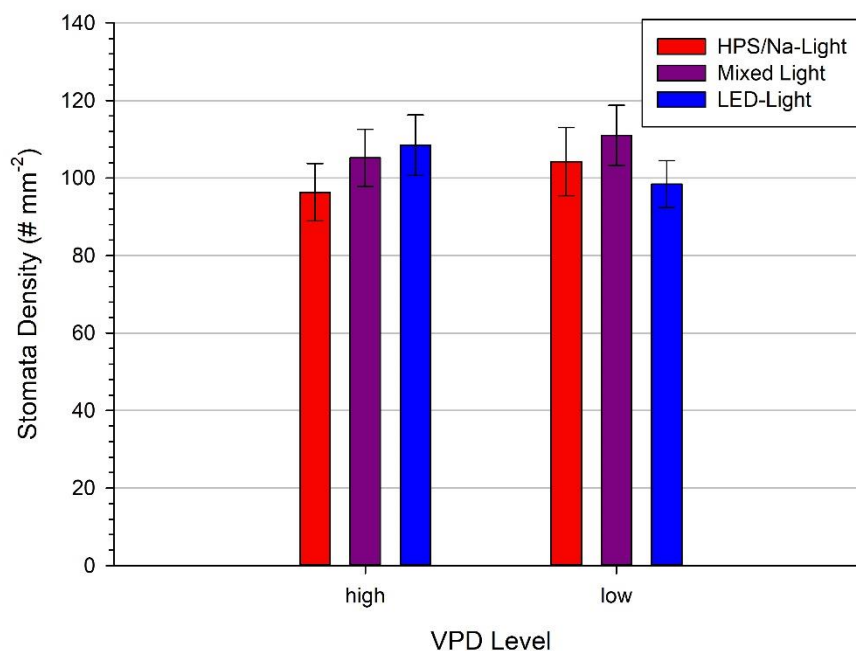


Abbildung 5: Stomatadichte \pm SE in Abhängigkeit von Lichtart und VPD. Mittelwerte beider Salzbehandlungen, aller Blattalter sowie beider Blattseiten dargestellt.

In Abbildung 6 zu erkennen sind die Stomatazahlen aller zwölf Kombinationen aus den Behandlungen Lichtart, Salzkonzentration der Nährlösung und Niveau des VPD. Die Werte sind entsprechend über das Blattalter und die Blattseite sowie die drei Wiederholungen pro System gemittelt. Im HPS-System mit geringem VPD und 100 mM NaCl-Behandlung wurden die geringsten Werte erreicht, nur $20,8 \pm 1,92$ Stomata $250.000 \mu\text{m}^{-2}$, entsprechend einer Dichte von 83 Stomata mm^{-2} . Im System unter gemischtem Licht mit hohem VPD und 0 mM NaCl wurden die höchsten Werte gemessen, $31,8 \pm 2,82$ Stomata pro $250.000 \mu\text{m}$, entspricht 127 Stomata mm^{-2} . Der Standardfehler schwankte zwischen $\pm 1,58$ im System Gemischtes Licht - hoher VPD - 100 mM NaCl und $\pm 3,54$ unter HPS-Licht, niedrigem VPD und 0 mM NaCl. Unter LED-Licht zeigt sich eine Tendenz zu geringeren Stomatazahlen, wenn der VPD verringert und die Salzkonzentration der Nährlösung erhöht wird. Die Messwerte unter HPS-

und gemischtem Licht sind zwar unter erhöhter Salzkonzentration ebenfalls vermindert, ein deutlicher Trend in Bezug auf das VPD-Niveau ist aber nicht zu erkennen.

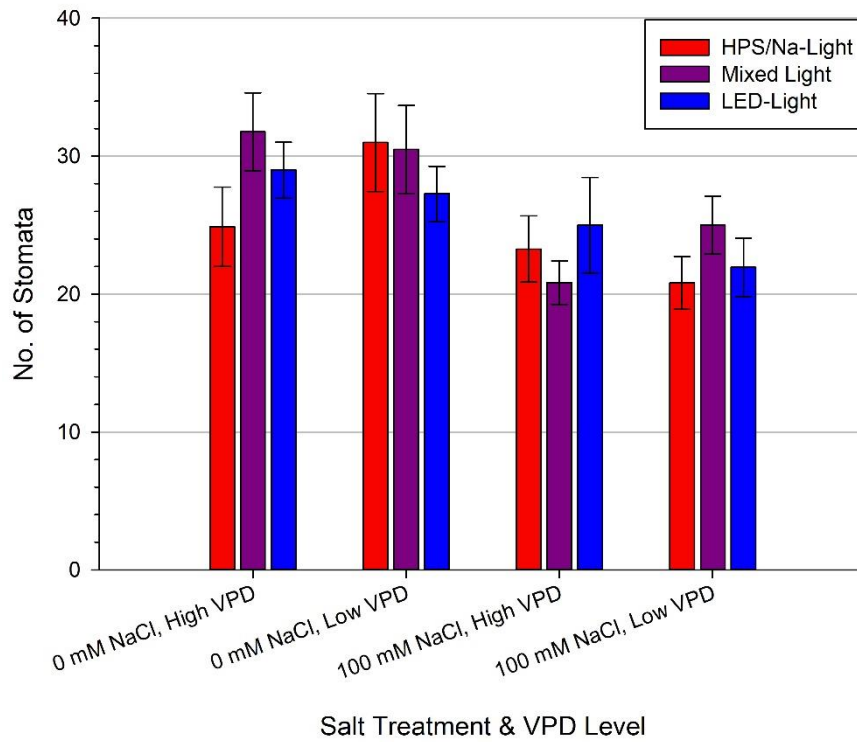


Abbildung 6: Stomataanzahl \pm SE der zwölf Kombinationen aus Licht, Salzkonzentration der Nährlösung und VPD. Mittelwerte aller Blattalter und beider Blattseiten.

4.2 Dreifaktorielle ANOVA mit Filter

4.2.1 Kein Salz

Bei der Untersuchung der Faktoren Lichtart, VPD und Blattalter ergab sich für Proben ohne zusätzliche Salzbehandlung eine signifikante Interaktion der Faktoren Lichtart und Blattalter ($p=0,002$, wurzeltransformierte Daten), siehe dazu auch Abbildung 7. Der VPD hatte in diesem Fall keinen signifikanten Einfluss. Die Stomatadichte, errechnet aus den nicht transformierten Daten, beträgt maximal 172 mm^{-2} und mindestens 67 mm^{-2} , beide Werte wurden unter HPS-Licht erreicht. Alle drei Lichteinflüsse zeigen einen Trend zu sinkenden Stomatazahlen, je älter das Blatt ist, obwohl unter LED-Licht der Unterschied zwischen mittlerem und ältestem Blatt im Vergleich zu beiden anderen Lichtbehandlungen deutlich geringer ist. Die Stomatadichte beträgt hierbei 106 mm^{-2} und 105 mm^{-2} .

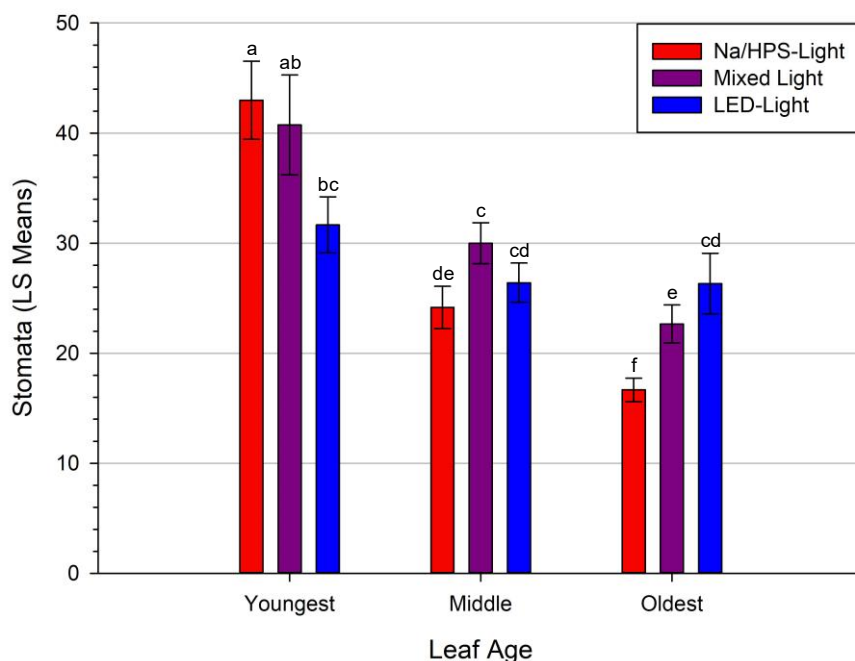


Abbildung 7: Stomataanzahl \pm SE in Abhängigkeit von Lichtart und Blattalter in Systemen mit 0 mM NaCl . Least-Squares-Mittelwerte beider VPD-Stufen und Blattseiten. Unterschiedliche Buchstaben an den Fehlerbalken zeigen signifikante Unterschiede zwischen den Messwerten an.

4.2.2 Zusätzliches Salz

Für die Kombination Licht x VPD x Blattalter ergab sich bei Proben, die zusätzlich mit Salz behandelt wurden, ein signifikanter Einfluss nur durch das Blattalter. Die log-transformierten Mittelwerte der jüngsten Blätter unterschieden sich signifikant von beiden anderen Stufen des Blattalters. Es konnte keine Interaktion festgestellt werden. Tabelle 3 zeigt die nicht transformierten Mittelwerte \pm Standardfehler der jeweiligen Stufen des Blattalters sowie die dazugehörige Stomatadichte pro mm^2 und die im Holm-Sidak-Verfahren ermittelten Signifikanzen.

Tabelle 3: Mittelwerte \pm SE der Stomataanzahl in der 100 mM NaCl-Behandlung für die Stufen des Blattalters, sowie Stomatadichte. Unterschiedliche Buchstaben nach den Mittelwerten zeigen signifikante Unterschiede an, Stomatadichte ganzzahlig gerundet.

Blattalter	Stomataanzahl			Stomatadichte # mm^{-2}	
	# 250.000 $\mu\text{m}^{-2} \pm$ SE				
Jung	29,50	\pm	1,63	a	118
Mittel	20,94	\pm	1,36	b	84
Alt	17,69	\pm	1,06	b	71

4.2.3 HPS-Licht

Für den Test der Faktoren Salz x VPD x Alter mit angewandtem Filter „Natriumdampflicht“ musste keine Transformation angewandt werden, um die Testbedingungen einzuhalten. Es zeigten sich signifikante Interaktionen zwischen Salz und Blattalter ($p=0,011$) sowie zwischen Salz und VPD ($p=0,024$) als Effekte auf die Stomataanzahl.

4.2.3.1 Interaktion Salz x Blattalter

Sowohl die 100 mM NaCl-Behandlung als auch die Behandlung ohne zusätzliches Salz in der Nährlösung (0 mM NaCl) zeigen einen Trend abfallender Stomataanzahl bei steigendem Blattalter. Die Werte für die ältesten Blätter zeigen keine signifikanten Unterschiede ($p=0,938$), während bei den jüngsten Blättern ein hochsignifikanter Unterschied deutlich wurde ($p<0,001$): Hier verringerte die mit Salz angereicherte Nährlösung die in der Auswertungsfläche erfasste Stomataanzahl um durchschnittlich 13,83 Stomata im Vergleich zur Nährlösung ohne zusätzliches Salz.

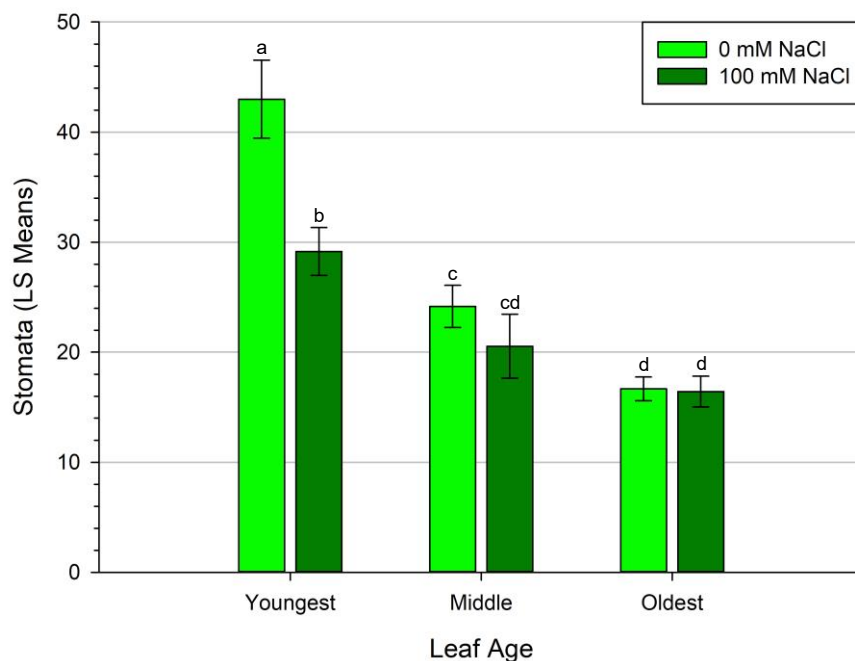


Abbildung 8: Stomataanzahl \pm SE in Abhängigkeit von Blattalter und Salzgehalt der Nährlösung unter HPS-Licht. Least-Squares-Mittelwerte beider VPD-Stufen und Blattseiten. Unterschiedliche Buchstaben an den Fehlerbalken zeigen signifikante Unterschiede zwischen den Messwerten an.

4.2.3.2 Interaktion Salz x VPD

Signifikante Unterschiede bei der Stomataanzahl unter verschiedenen Niveaus der Salzbehandlung waren nur unter niedrigem VPD (rH=80%) signifikant, es waren keine signifikanten Unterschiede zwischen den Salzbehandlungen bei hohem VPD (rH=40%) feststellbar. Die 100 mM NaCl-Behandlung zeigte einen Trend zu mehr Stomata unter hohem VPD ($20,82 \pm 1,922$ zu $23,28 \pm 2,406$), dies war nicht statistisch signifikant. Für die 0 mM NaCl-Behandlung verringerten sich die Stomata / 250.000 μm^2 signifikant von $31,00 \pm 3,543$ auf $24,89 \pm 2,876$.

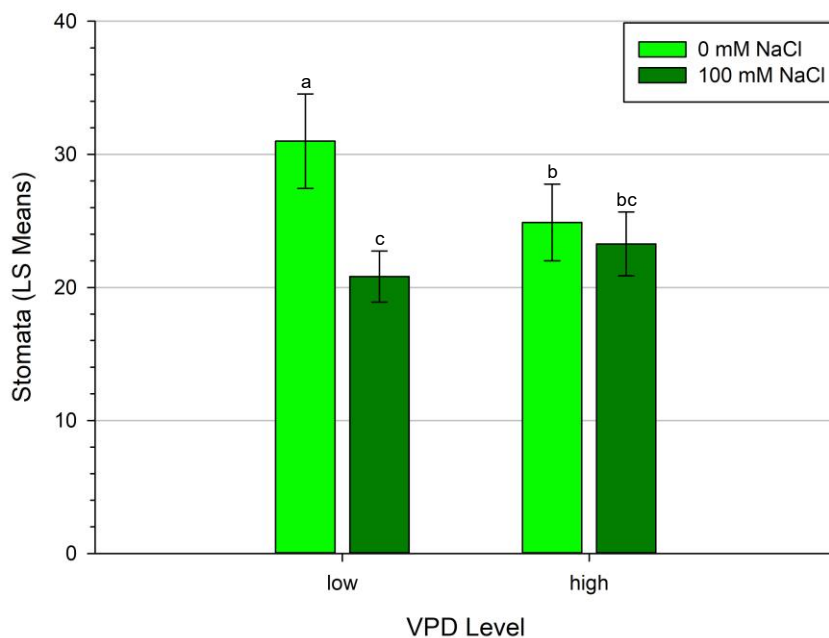


Abbildung 9: Stomataanzahl \pm SE in Abhängigkeit von VPD und Salzgehalt der Nährlösung unter HPS-Licht. Least-Squares-Mittelwerte aller Blattalter und beider Blattseiten. Unterschiedliche Buchstaben an den Fehlerbalken zeigen signifikante Unterschiede zwischen den Messwerten an.

4.2.4 Gemischtes Licht

Im Test „Salz x VPD x Blattalter“ zeigten sich für die wurzeltransformierten Daten keine Interaktionen, sowohl der Salzgehalt der Nährlösung als auch das Blattalter hatten unter gemischtem Licht hochsignifikante Effekte (beide $p < 0,001$) auf die Stomataanzahl. Pflanzen ohne zusätzliches Salz in der Nährlösung wiesen signifikant mehr Stomata auf ($5,48 \pm 0,181 \# 250.000 \mu\text{m}^{-2}$, entspricht $125 \# \text{mm}^{-2}$) als Pflanzen, welche in der 100 mM-Lösung wuchsen ($4,72 \pm 0,139 \# 250.000 \mu\text{m}^{-2}$, entspricht $92 \# \text{mm}^{-2}$). Beim Blattalter unterschieden sich, wie in Tabelle 4 zu erkennen, alle drei Stufen signifikant voneinander.

Tabelle 4: Mittelwerte \pm SE der Stomataanzahl (Wurzel-transformierte Daten) für die Stufen des Blattalters im System mit gemischten Lichtquellen, sowie Stomatadichte. Unterschiedliche Buchstaben nach den Mittelwerten zeigen signifikante Unterschiede an. Die Stomatadichte wurde anhand der Mittelwerte der nicht transformierten Daten berechnet und auf ganze Zahlen gerundet.

Blattalter	Stomataanzahl			Stomatadichte # mm^{-2}	
	# 250.000 $\mu\text{m}^{-2} \pm$ SE				
Jung	5,75	\pm	0,246	a	138
Mittel	5,02	\pm	0,146	b	103
Alt	4,52	\pm	0,148	c	84

4.2.5 LED-Licht

Die Auswertung dieses Datensatzes fand wie in Kapitel 3.4 (Statistik) erwähnt mithilfe eines generalisierten linearen Modells in der Software SAS statt, da die sonst verwendete Software sich nicht als flexibel genug herausstellte. Für die Pflanzen unter LED-Licht und deren Stomataanzahl musste keine Datentransformation angewandt werden, es konnte keine Interaktion zwischen den Faktoren festgestellt werden. Wie bei der gemischten Lichtquelle hatte die Salzkonzentration der Nährlösung ($p=0,0389$) und das Blattalter ($p=0,0026$) einen signifikanten Effekt auf die Stomataanzahl. In Proben mit erhöhter Salzkonzentration konnten durchschnittlich etwa 23,38 Stomata auf einer Fläche von $250.000 \mu\text{m}^2$ gezählt werden, mit einem Standardfehler von ca. $\pm 1,963$, entsprechend einer Stomatadichte von $94 \# \text{mm}^{-2}$. Dies waren signifikant weniger als in Proben ohne beigesetztes Salz in der Lösung, hier wurden durchschnittlich $28,14 (\pm 1,409)$ Stomata in der Evaluationsfläche gezählt, also eine Dichte von etwa $128 \# \text{mm}^{-2}$. Für das Blattalter unterschied sich das jüngste Blatt deutlich von beiden anderen Altersstufen, siehe dazu auch Tabelle 5.

Tabelle 5: Mittelwerte \pm SE der Stomataanzahl für die Stufen des Blattalters im System mit LED-Licht, sowie Stomatadichte. Unterschiedliche Buchstaben nach den Mittelwerten zeigen signifikante Unterschiede an. Stomatadichte ganzzahlig gerundet.

Blattalter	Stomataanzahl			Stomatadichte # mm^{-2}
	# $250.000 \mu\text{m}^2 \pm \text{SE}$			
Jung	31,38	\pm 2,21	a	126
Mittel	23,78	\pm 1,69	b	95
Alt	22,09	\pm 1,96	b	88

5 Diskussion

5.1 Hypothese 1: LED-Licht erzeugt höchste Stomatadichten

Die Hypothese, dass Wachstum unter LED-Licht höhere Stomatadichten erzeugt als ein Wachstum unter HPS-Licht oder einem gemischten System, kann nicht bestätigt werden.

Die Pflanzen des Systems mit LED-Lampen unterschieden sich subjektiv deutlich von Systemen, die (teilweise) unter HPS-Licht-Einfluss standen. Trends zu geringerer Pflanzenhöhe sowie geringerer Oberflächentemperatur der Blätter konnten beobachtet werden. Durch die gewählte Testmethode konnte der Effekt nicht auf den Einfluss einer Lichtquelle festgelegt werden und entsprechend keine statistisch belastbaren Aussagen getätigt werden. Anhand der deskriptiven Statistik (Abbildung 4) lässt sich ein Trend nicht eindeutig festmachen. In der dreifaktoriellen Varianzanalyse liegen die verschiedenen Altersstufen der Blätter unter LED-Licht mit ihren Stomatadichten im Mittelfeld der drei Lichtquellen. Es wurden zwar die geringsten Dichten an den jungen Blättern erreicht (126 \# mm^{-2}), aber auch die höchsten Dichten bei den ältesten Blättern (88 \# mm^{-2}). In seiner Struktur kann diese Verteilung auch im Test mit 0 mM NaCl und der dazugehörigen Abbildung 7 erkannt werden.

Lichtintensität sowie CO_2 -Konzentration am jüngeren Blatt sowie am schon entwickelten, alten Blatt spielen eine Rolle bei der Entwicklung der Stomata (Lake et al. 2001; Woodward et al. 2002). Mit den festgestellten $34,4 \text{ klx}$ Beleuchtungsstärke liegen die LED-Lampen unter dem gemessenen Wert für das gemischte System und entwickelten erwartungsgemäß tendenziell geringe Stomatadichten. Die trotz geringer Beleuchtungsstärke und PFD ($27,8 \text{ klx}$, $470,6 \text{ \mu mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) hohen Stomatazahlen im HPS-System könnten teilweise in der Farbtemperatur begründet liegen, die hier nicht analysiert wurde. Unterschiede im lokal akkumulierten CO_2 wären -wenn vorhanden- anhand der Lage einiger analysierter Blätter zu anderen Pflanzen denkbar, sind aufgrund der nicht erfolgten Erfassung der Exposition einzelner Blätter aber nicht mehr rückverfolgbar. Ein Einfluss durch die Temperatur der Umgebungsluft in den Kammern wäre naheliegender, eine verstärkte Erwärmung durch die HPS-Lampen wurde nicht ausgeschlossen. Der Effekt ist hier aber vermutlich zu schwach, um ausschlaggebend zu sein. Zwar sind LED-Lampen nachweislich kühler als HPS-Lampen (Morrow 2008), ein klarer Trend zeichnete sich hier allerdings ebenfalls nicht ab. Insbesondere der scheinbar starke, vereinzelt Einfluss des VPD auf die Blattoberflächentemperatur (Abbildung 4; Licht: Mix, VPD: low) lässt sich nur ansatzweise durch die verwendeten Lichtquellen erklären. Da die Pflanze tendenziell unter geringem VPD weniger Wasser verliert als unter hohem VPD, dürfte die Transpirationskühlung geringer sein. Im gemischten System haben aufgrund der Verteilung der Lampen verschiedene Pflanzen unterschiedliche Lichtspektren empfangen,

was aber nur einen höheren Standardfehler, nicht aber die beobachteten Temperaturunterschiede von $> 3,0$ °C nach sich ziehen sollte. Dieser ist aber im Vergleich mit anderen Behandlungen für die Kolonne besonders gering. Dass die Kombination aus VPD und auf die Pflanze einwirkenden Lichtspektrums einen solchen Effekt hätte, wurde in anderen Arbeiten noch nicht untersucht, könnte aber eine interessante Grundlage für weitere Versuche bieten. Die Kombination aus VPD und Lichtintensität übt einen starken Einfluss auf die Photosyntheseleistung aus (Bachofen et al. 2020; Wang et al. 2025), beide Arbeiten begründen dies aber anhand anderer gemessener Faktoren als der Temperatur.

Auch Messungen der stomatären Leitfähigkeit g_s könnten helfen, in Zukunft solche Auffälligkeiten besser erklären zu können. Einige Arbeiten ziehen sie bereits Parametern wie Stomatadichte oder -größe vor (vgl. Sun et al. 2014 und McAusland et al. 2016), vernachlässigen dann aber meistens die morphologischen Veränderungen der Pflanze unter den gewählten Bedingungen. Inwiefern die genaue Reaktion auf unterschiedliche Umwelten anhand des gewählten Kultivars zu begründen ist, ist unklar. In einem Vergleich zwischen südamerikanischen und europäischen Sorten zeigte die ebenfalls aus Dänemark stammende Variante *Titicaca* höhere Stomatadichten bei erhöhter Temperatur (Becker et al. 2017), der gemeinsame Züchtungsursprung zu *Vikinga* ist hier jedoch vermutlich irrelevant. Ein direkter Vergleich zwischen beiden Kultivaren wäre von großem Nutzen, konnte aber nicht gefunden werden.

5.2 Hypothese 2: Salzstress verringert Stomatadichte

Es lässt sich teilweise bestätigen, dass erhöhte Salzkonzentrationen der Nährlösung die Stomatadichte von Quinoa-Blättern verringert.

Unter LED-Licht und im System mit gemischtem Licht war der Effekt der Salzbehandlung mit $p=0,0389$ und $p<0,01$ signifikant und zeigten höhere Stomatadichten für die 0 mM NaCl-Systeme im Vergleich zu den 100 mM NaCl-Behandlungen. Unter gemischtem Licht konnten in der Kontrolle 125 Stomata mm^{-2} , in 100 mM NaCl-Nährlösung 92 Stomata mm^{-2} gemessen werden, bei LED-Licht $113 > 94$ Stomata mm^{-2} . Unter reinem HPS-Licht waren diese Effekte nicht so deutlich, die Salzbehandlung zeigte eine signifikante Interaktion zu sowohl Blattalter als auch VPD, aber nicht immer signifikante Unterschiede zwischen den Stufen. Unter hohem VPD war die Stomatadichte mit $93 \# \text{mm}^{-2}$ bei 0 mM und $83 \# \text{mm}^{-2}$ bei 100 mM NaCl bereits nicht signifikant (Abbildung 9), bei Betrachtung der ältesten Blätter zeigten diese einen fast vernachlässigbaren Unterschied von 67 zu 66 Stomata mm^{-2} an (Abbildung 8), welcher ohne Rundungsfehler möglicherweise noch geringer wäre. Es liegt die Vermutung nahe, dass diese

Blätter bereits vor Beginn der Salzbehandlung gewachsen waren und die stomatäre Physiologie entsprechend unter gleichen Bedingungen ausgebildet wurde. Dass die Blätter langsam in die Seneszenz gingen und sich entsprechend nicht mehr anpassten, wird insbesondere mit den Befunden von Moog et al. (2022) denkbar. In einer Quinoa-Mutante ohne EBCs konnten sie beobachten, dass sich die Salztoleranz nicht verringert und die Pflanzen überschüssiges Salz in alte Blätter einlagerten, welche bald darauf abgeworfen wurden. Da Quinoa diese EBCs aber grundsätzlich besitzt, liegt eine mindestens eingeschränkte Nutzung der so vorhandenen Bewältigungsstrategien gegen Salzstress nahe, hier ist weitere Forschung notwendig.

Für die in dieser Arbeit behandelte Sorte *Vikinga* konnten Serrat et al. (2024) unter Salzeinflüssen von 100-400 mM NaCl eine Erhöhung der Stomatadichte bei gleichzeitiger Verkleinerung der einzelnen Stoma feststellen. Die Salztoleranz dieser Sorte ist aber noch nicht abschließend erforscht, und die hohe natürliche Variabilität der Quinoa-Kultivare erschwert einen Vergleich. Für die ebenfalls dänische Variante *Titicaca* existieren bereits Untersuchungen, in denen eine verringerte Stomataleitfähigkeit unter hohem Salzstress festgestellt wurde (Razzaghi et al. 2011; Adolf et al. 2012) sowie weitere Studien zu Salztoleranz (Hariadi et al. 2011; Sun et al. 2014). Generell wird *Vikinga* innerhalb der Quinoa-Sorten als salztoleranter Kultivar beschrieben, exakte Werte zu physiologischen Limits oder Rentabilität des Anbaus existieren aber bis dato nicht. Andere Akzessionen, z.B. die ebenfalls als salztolerant beschriebene, bolivianische Sorte *Achachino*, zeigten bei einer schrittweisen Erhöhung der Salzkonzentration von 0 auf 100 mM NaCl signifikante Erhöhungen der Stomatadichte (Becker et al. 2017). Ob *Vikinga* unter ähnlichen Bedingungen vergleichbar reagiert lässt sich nicht sagen, unter anderem fanden der Versuch von Serrat et al. (sowie weitere der angeführten Versuche) nicht in Hydrokultur statt. Viele Rahmenbedingungen wirken vergleichbar, allerdings wurde mit natürlichem Licht gearbeitet. Da HPS- und LED-Lampen aber seit Jahren zum Pflanzenbau eingesetzt werden, darf von einer guten Grundlage für den Vergleich ausgegangen werden. Die Ergebnisse aus dieser Arbeit sprechen für eine Verringerung der Stomatadichte von 0 bis 100 mM NaCl, es wäre denkbar, dass die Stomatadichte bei Wachstum unter 100 mM NaCl ein Minimum erreicht. Larcher vermutete schon 1994, dass eine gewisse Salzkonzentration auch bei fakultativen Halophyten wachstumsfördernd wirkt, ob eine geringe Stomatadichte dahingehend vorteilhaft ist, ist unklar. Auch die hier gemessene Pflanzenhöhe lässt dahingehend keine Schlüsse zu, da die Wuchshöhe keine erkennbaren Trends von Kontrolle zur Salzbehandlung zeigte, wurde dieser Faktor in Abbildung 3 bereits nicht dargestellt.

5.3 Weitere Erkenntnisse

Unterschiede zwischen verschiedenen Kultivaren spielen eine bedeutende Rolle, somit lassen sich die Ergebnisse dieser Arbeit nur schwer auf andere Sortenversuche übertragen. Wie erwähnt ist anzuzweifeln, ob durch die verwendeten 100 mM NaCl bei Quinoa tatsächlicher Salzstress im Sinne eines schwer bewältigbaren Ausnahmezustands erzeugt wurde, oder ob diese Umweltbedingungen grundsätzlich positiv angenommen werden. Andere Studien zu teilweise weniger salztoleranten Sorten arbeiten häufig mit bis zu 500 mM NaCl-Lösung, etwa Hariadi et al. (2011) oder Adolf et al. (2012). Der Erkenntnisgewinn aus den gesammelten Daten wird so nicht vermindert, Vergleiche einzelner Kultivare würde aber helfen, Unterschiede deutlicher darzustellen und die Stärken und Schwächen der jeweiligen Sorten zu betonen.

Der VPD bedarf weiterer Untersuchung in seinem Einfluss auf die Stomatadichte. Zwar konnte deskriptiv kein Trend erkannt und statistisch nur eine Interaktion festgestellt werden, unter anderem hinsichtlich des Einflusses auf die Transpirationsleistung spielt das Dampfdruckdefizit jedoch eine entscheidende Rolle. Weitere Parameter zu erheben, insbesondere die Stomataleitfähigkeit g_s und beispielsweise die WUE, könnte in Zukunft helfen, beobachtete Effekte klarer einzuordnen.

In allen statistischen Verfahren dagegen prominent und mindestens in Form einer Interaktion signifikant war das Blattalter. Sowohl in den Gruppen mit 100 mM NaCl-Nährlösung als auch separat unter gemischtem oder LED-Licht zeigten die jüngsten Blätter die höchsten Stomatadichten, und nur im System mit gemischtem Licht konnten signifikante Unterschiede zwischen mittleren und ältesten Blättern festgestellt werden. Wie bereits erwähnt ist fragwürdig, ob die analysierten ältesten Blätter nicht bereits vor der Salzbehandlung wuchsen, und damit Unterschiede der Behandlungen weniger sichtbar machten. Durch die wenig präzise Auswahl der Altersstufen könnten zusätzlich Informationen verloren gegangen sein, genauere Analysen wären vermutlich sehr arbeitsintensiv.

Wenn möglich sollte die Beprobung weiter standardisiert werden. Da nur die Position am Stamm für die Einteilung der Blätter in die Altersgruppen zu Rate gezogen wurde, konnten sich Blätter unterschiedlicher Altersstufen auf der gleichen Höhe über der Wasseroberfläche des Hydroponiksystems befinden. Eine gewisse Ungenauigkeit ist naheliegend, insbesondere der Einfluss der verschiedenen Lichtquellen auf die Temperatur kann so nicht präzise festgelegt werden. Auch die Position der Blätter am Rand oder mittig der teilweise nahe beieinander wachsenden Pflanzen wirkt möglicherweise auf die gemessene Temperatur ein, wurde aber nicht erfasst. Diese Optionen dürften durch technische Limitationen, den erhöhten Arbeitsaufwand bei der Beprobung und die schlechte Vergleichbarkeit der so erhobenen Daten allerdings kaum realisierbar sein.

Auch die Auswertung der Stomataanzahl von Hand kann bei vergleichbaren Arbeiten mit eventuell größerem Umfang vereinfacht werden. Einige Prozesse zur automatisierten Analyse der Stomatadichte existieren bereits (Eisele et al. 2016; Sai et al. 2023), weitere Herangehensweisen werden noch erprobt (Jayakody et al. 2017; Millstead et al. 2020). Eine Standardisierung, welche in Bezug auf die auszuwertende Fläche mit Sicherheit die Stomatadichte des Blattes bestimmt, existiert aktuell nicht. Die hier gewählte Fläche von 250.000 μm^2 erscheint ausreichend.

Die angewandten statistischen Methoden zeigten deutliche Limitationen. Generell sollte bei weiteren Versuchsanlagen dieser Art die zu verwendende Methode vorab klarer festgelegt werden, um Annahmen wie in dieser Arbeit und die damit verbundenen Ungenauigkeiten zu vermeiden. Bei den Tests in SigmaPlot wurde nachträglich festgestellt, dass die Vergleiche nach Holm-Sidak nur innerhalb eines Faktors stattfanden. Damit fehlt etwa in Abbildung 8 der Vergleich zwischen Werten, die sowohl unterschiedlichen Blattaltersstufen als auch unterschiedlichen Salzbehandlungen zugeordnet sind. Die gezeigten Signifikanzbuchstaben sind deshalb teilweise nur aufgrund logischer Schlüsse entstanden, so fand beispielsweise kein Vergleich zwischen den Kolonnen 0 mM-Alt und 100 mM-Mittel statt. Da der Unterschied von 100 mM-Mittel zu 100 mM-Alt aber größer und ebenfalls nicht statistisch signifikant war, sowie die beiden Salzbehandlungen der alten Blätter sich nicht unterschieden, konnte auf die in der Abbildung gezeigten Signifikanzen gefolgert werden. In Abbildung 7 konnten einzelne Signifikanzen ebenfalls nur so ermittelt werden, da die benötigten „diagonalen“ Vergleiche fehlten. Auch wenn logisch nachvollziehbar, sind diese Schlüsse nicht statistisch fundiert. In Abbildung 9 konnte durch den statistischen Vergleich eine subjektiv nachvollziehbare Signifikanz der einzelnen Kolonnen erzeugt werden. Ob aber tatsächlich die Gruppen 100 mM-low und 0 mM-high signifikant verschieden sind, kann auch durch die oben beschriebenen Schlussfolgerungen nicht geklärt werden. Dieser Fehler offenbart offensichtliche Schwächen der Methode und sollte, wenn eine Studie belastbare Aussagen produzieren will, unbedingt vermieden werden.

Ebenfalls konnte durch die Statistik keine Analyse der Blattseite mit ihrem Effekt auf die Stomataanzahl unter verschiedenen Bedingungen erfolgen. Wie anhand Tabelle 2 zu erkennen, war das Verhältnis der Stomata ausgenommen einer Messung stets zugunsten der Blattunterseite. Dies war nach Recherche in gängiger Literatur zu erwarten (Ledent und Jouret 1978; Xiong und Flexas 2020), eine Untersuchung hätte dennoch mögliche Unterschiede in der Ausprägung des Verhältnisses sichtbar gemacht. Eine Probe mit einem Verhältnis von 1,2963 Stomata von Ober- zu Unterseite lässt sich nur als Ausreißer erklären.

Wenn in zukünftigen Versuchen nicht nur Stomatadichte, sondern definierte Ertragsparameter erhoben werden, lassen sich anhand der Ergebnisse klarere Schlüsse ziehen, inwiefern ein Anbau unter Salzstress wirtschaftlich rentabel ist. Nur so kann begonnen werden, aktuell

landwirtschaftlich unbrauchbare Flächen (erneut) in Nutzung zu bringen und die globale Lebensmittelproduktion weiter zu steigern. Zwar kann die Stomatadichte in einigen Fällen mit gewissen ertrags-beeinflussenden Parametern verknüpft werden, der eigentliche Ertrag bleibt aber schwer vorherzusagen. In Gerste und Reis konnten keine Einbußen der Ertragsparameter festgestellt werden, wenn die Stomatadichte durch Mutanten verringert war, sondern im Gegensatz bei beiden Spezies eine erhöhte WUE (Sarwar et al. 2014; Hughes et al. 2017; Pitaloka et al. 2022). Ledent und Jouret (1978) konnten keine Korrelation der Stomatadichte zum Ertrag von Winterweizen feststellen. Zu Quinoa und speziell zu *Vikinga* existieren aktuell keine Untersuchungen dieser Art.

6 Fazit

Der Versuch liefert weitere Einblicke, unter welchen Bedingungen *Vikinga* zukünftig angebaut werden kann. Eine ausführlichere Versuchsanlage ist nötig, um die beobachteten Ergebnisse eindeutiger den verschiedenen Behandlungen zuzuordnen. Es ließen sich Trends zu geringeren Stomatadichten unter Salzstress und unter LED-Licht feststellen. Die Forschungsfrage, wie die Stomatadichte auf verschiedene Einflüsse reagiert, konnte damit in Teilen beantwortet werden.

Weiterhin ist vieles offen: Wie ist der Ertrag mit der Stomatadichte korreliert, speziell bei Quinoa? Welche Salzgehalte können toleriert werden, und ab wann treten kritische Schäden auf? Welche spektrale Zusammensetzung des Lichts eignet sich am besten für den kommerziellen Anbau, und unter welchen Umständen ist diese am ehesten in natürlichen Umgebungen zu finden? Verhält sich die Pflanze im Freiland ähnlich, oder sind die hier gewonnenen Ergebnisse rein auf Hydroponiksysteme anwendbar? Verliert *Vikinga* ihre Anpassungsfähigkeit, wenn zusätzlich zu Salzstress die Wasserverfügbarkeit limitiert wird? Und könnte sich ein Freilandanbau mit künstlicher Bewässerung trotz des damit verbundenen Aufwands in Zukunft ökonomisch und ökologisch lohnen? Insbesondere das vermutete Minimum der Stomatadichte bei 100 mM NaCl könnte für viele dieser Versuche einen vielversprechenden Ausgangspunkt bieten.

Der Raum für weitere Untersuchungen ist groß. Um das Potenzial der Art und ihrer Kultivare auszuschöpfen, sollte Quinoa weiteren Tests unterzogen werden. Insbesondere die Limitationen im Anbau und Stärken einzelner Sorten für bestimmte Standorte sind notwendig, um eine maximal effiziente Landwirtschaft zu ermöglichen. Quinoa als Halophyt bietet sich für einen Anbau in sonst schlecht nutzbaren, da salzhaltigen, Landschaften an und kann helfen, Probleme einer künstlich bewässerten Landwirtschaft zu minimieren. Die weltweite Bedeutung als Nahrungsmittel wird in absehbarer Zukunft steigen, und lokale Gemeinschaften werden eine Kommerzialisierung ihres Grundnahrungsmittels erleben. Den daraus folgenden Problemen muss mit gezielten Maßnahmen Abhilfe geschaffen werden. Eine klima- und sozialverträgliche Versorgung der Weltbevölkerung gewinnt aber mit Quinoa eine wichtige Stütze. Die in dieser Arbeit gewonnenen Erkenntnisse stellen einen Grundstein dar, um ein vollständiges Bild zu *Vikinga* zu gewinnen und Quinoa in Zukunft optimal als mögliche Alternative zu vom Klimawandel geschwächten Kulturen einsetzen zu können.

V Anhang

Ergänzende Tabelle zu Abbildung 7: Stomata nach Lichtart und Blattalter bei 0 mM NaCl

Tabelle 6: Mittelwerte \pm SE der Stomataanzahl in Systemen mit 0 mM NaCl-Behandlung für alle Stufen der kombinierten Faktoren Licht und Blattalter, sowie Stomatadichte (ganzzahlig gerundet). Unterschiedliche Buchstaben nach den Mittelwerten zeigen signifikante Unterschiede an.

Kombinierte Effekte		Stomataanzahl		Stomatadichte	
Licht	Blattalter	# 250.000 $\mu\text{m}^{-2} \pm$ SE		# mm^{-2}	
HPS	Jung	43,00	\pm 3,542	a	172
Mix	Jung	40,75	\pm 4,543	ab	163
LED	Jung	31,67	\pm 2,545	bc	127
Mix	Mittel	30,00	\pm 1,855	c	120
LED	Mittel	26,42	\pm 1,786	cd	106
LED	Alt	26,33	\pm 2,753	cd	105
HPS	Mittel	24,17	\pm 1,914	de	97
Mix	Alt	22,67	\pm 1,729	e	91
HPS	Alt	16,67	\pm 1,075	f	67

Ergänzende Tabelle zu Abbildung 8: Stomata nach Salzbehandlung und Blattalter unter HPS-Licht

Tabelle 7: Mittelwerte \pm SE der Stomataanzahl unter HPS-Licht für alle Stufen der kombinierten Faktoren Salz und Blattalter, sowie Stomatadichte (ganzzahlig gerundet). Unterschiedliche Buchstaben nach den Mittelwerten zeigen signifikante Unterschiede an.

Kombinierte Effekte		Stomataanzahl		Stomatadichte	
NaCl	Blattalter	# 250.000 $\mu\text{m}^{-2} \pm$ SE		# mm^{-2}	
0 mM	Jung	43,00	\pm 3,542	a	172
100 mM	Jung	29,17	\pm 2,170	b	117
0 mM	Mittel	24,17	\pm 1,914	c	97
100 mM	Mittel	20,55	\pm 2,915	cd	82
0 mM	Alt	16,67	\pm 1,075	e	67
100 mM	Alt	16,42	\pm 1,401	de	66

Ergänzende Tabelle zu Abbildung 9: Stomata nach Salzbehandlung und VDP unter HPS-Licht

Tabelle 8: Mittelwerte \pm SE der Stomataanzahl unter HPS-Licht für alle Stufen der kombinierten Faktoren Salz und VPD, sowie Stomatadichte (ganzzahlig gerundet). Unterschiedliche Buchstaben nach den Mittelwerten zeigen signifikante Unterschiede an.

Kombinierte Effekte		Stomataanzahl		Stomatadichte	
NaCl	VPD	# 250.000 $\mu\text{m}^{-2} \pm$ SE		# mm^{-2}	
0 mM	Niedrig	31,00	\pm 3,543	a	124
0 mM	Hoch	24,89	\pm 2,876	b	100
100 mM	Hoch	23,28	\pm 2,406	bc	93
100 mM	niedrig	20,82	\pm 1,922	c	83

VI Softwareverzeichnis

LAS EZ: Leica Application Suite (LAS) EZ Version 3.4.0 [Build 272], Copyright 2016 Leica Microsystems [Switzerland] Limited.

ImageJ: ImageJ Version 1.54g, National Institute of Health, Wayne Rasband and contributors, USA.

SigmaPlot: SigmaPlot Version 12.5, Systat Software Inc.

SAS: SAS Version 9.4, SAS Institute Inc., Cary, USA.

Citavi 7: Version 7.1.0.1 (64 Bit), Copyright 2025 Swiss Academic Software GmbH.
www.citavi.com

VII Literaturverzeichnis

Adolf, Verena I.; Shabala, Sergey; Andersen, Mathias N.; Razzaghi, Fatemeh; Jacobsen, Sven-Erik (2012): Varietal differences of quinoa's tolerance to saline conditions. In: *Plant Soil* 357 (1-2), S. 117–129. DOI: 10.1007/s11104-012-1133-7.

Adolf, Verena Isabelle; Jacobsen, Sven-Erik; Shabala, Sergey (2013): Salt tolerance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). In: *Environmental and Experimental Botany* 92, S. 43–54. DOI: 10.1016/j.envexpbot.2012.07.004.

Angeli, Viktória; Miguel Silva, Pedro; Crispim Massuela, Danilo; Khan, Muhammad Waleed; Hamar, Alicia; Khajehei, Forough et al. (2020): Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): An Overview of the Potentials of the "Golden Grain" and Socio-Economic and Environmental Aspects of Its Cultivation and Marketization. In: *Foods (Basel, Switzerland)* 9 (2). DOI: 10.3390/foods9020216.

Aufhammer, Walter (2000): Pseudogetreidearten - Buchweizen, Reismelde und Amaranth. Herkunft, Nutzung und Anbau ; 167 Tabellen. Stuttgart (Hohenheim): Ulmer.

Bachofen, Christoph; D'Odorico, Petra; Buchmann, Nina (2020): Light and VPD gradients drive foliar nitrogen partitioning and photosynthesis in the canopy of European beech and silver fir. In: *Oecologia* 192 (2), S. 323–339. DOI: 10.1007/s00442-019-04583-x.

Barba-Ostria, Carlos; Guamán-Bautista, Jéssica; Tosi-Vélez, Augusto A.; Puente-Pineda, Juan A.; Cedeño-Zambrano, Melanie A.; Teran, Enrique; Guamán, Linda P. (2025): Recent Advances in the Therapeutic Potential of Bioactive Molecules from Plants of Andean Origin. In: *Nutrients* 17 (11). DOI: 10.3390/nu17111749.

Becker, Verena I.; Goessling, Johannes W.; Duarte, Bernardo; Caçador, Isabel; Liu, Fulai; Rosenqvist, Eva; Jacobsen, Sven-Erik (2017): Combined effects of soil salinity and high temperature on photosynthesis and growth of quinoa plants (*Chenopodium quinoa*). In: *Functional plant biology : FPB* 44 (7), S. 665–678. DOI: 10.1071/FP16370.

Cocoza, C.; Pulvento, C.; Lavini, A.; Riccardi, M.; d'Andria, R.; Tognetti, R. (2013): Effects of Increasing Salinity Stress and Decreasing Water Availability on Ecophysiological Traits of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Grown in a Mediterranean-Type Agroecosystem. In: *J Agronomy Crop Science* 199 (4), S. 229–240. DOI: 10.1111/jac.12012.

De Kreijl, C., Voogt, W., Baas, R. (1999): Nutrient Solutions and Water Quality for Soilless Cultures. Naaldwijk: Applied Plant Research (196). Online verfügbar unter <https://edepot.wur.nl/456342>.

- Eisele, Jochen F.; Fäßler, Florian; Bürgel, Patrick F.; Chaban, Christina (2016): A Rapid and Simple Method for Microscopy-Based Stomata Analyses. In: *PLoS one* 11 (10), e0164576. DOI: 10.1371/journal.pone.0164576.
- Elvidge, Christopher D.; Keith, David M.; Tuttle, Benjamin T.; Baugh, Kimberly E. (2010): Spectral identification of lighting type and character. In: *Sensors (Basel, Switzerland)* 10 (4), S. 3961–3988. DOI: 10.3390/s100403961.
- FAO (2024): Global status of salt-affected soils: FAO. Online verfügbar unter <https://openknowledge.fao.org/handle/20.500.14283/cd3044en>.
- Ferris, R. (1994): Stomatal Characteristics of Four Native Herbs Following Exposure to Elevated CO₂. In: *Annals of Botany* 73 (4), S. 447–453. DOI: 10.1006/anbo.1994.1055.
- Ferris, Rachel; Long, L.; Bunn, S. M.; Robinson, K. M.; Bradshaw, H. D.; Rae, A. M.; Taylor, Gail (2002): Leaf stomatal and epidermal cell development: identification of putative quantitative trait loci in relation to elevated carbon dioxide concentration in poplar. In: *Tree physiology* 22 (9), S. 633–640. DOI: 10.1093/treephys/22.9.633.
- Flowers, T. J.; Troke, P. F.; Yeo, A. R. (1977): The Mechanism of Salt Tolerance in Halophytes. In: *Annu. Rev. Plant. Physiol.* 28 (1), S. 89–121. DOI: 10.1146/annurev.pp.28.060177.000513.
- Flowers, Timothy J.; Colmer, Timothy D. (2008): Salinity tolerance in halophytes. In: *The New phytologist* 179 (4), S. 945–963. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2008.02531.x.
- Gaur, Mukesh; Yadav, Sangeeta; Soni, Anjali; Tomar, Devyani; Jangra, Aarzoo; Joia, Swati et al. (2025): Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd): nutritional profile, health benefits, and sustainability considerations. In: *Discov Food* 5 (1). DOI: 10.1007/s44187-025-00470-y.
- Godfray, H. Charles J.; Beddington, John R.; Crute, Ian R.; Haddad, Lawrence; Lawrence, David; Muir, James F. et al. (2010): Food security: the challenge of feeding 9 billion people. In: *Science (New York, N.Y.)* 327 (5967), S. 812–818. DOI: 10.1126/science.1185383.
- Hariadi, Yuda; Marandon, Karl; Tian, Yu; Jacobsen, Sven-Erik; Shabala, Sergey (2011): Ionic and osmotic relations in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) plants grown at various salinity levels. In: *J Exp Bot* 62 (1), S. 185–193. DOI: 10.1093/jxb/erq257.
- Hinojosa, Leonardo; González, Juan A.; Barrios-Masias, Felipe H.; Fuentes, Francisco; Murphy, Kevin M. (2018): Quinoa Abiotic Stress Responses: A Review. In: *Plants (Basel, Switzerland)* 7 (4). DOI: 10.3390/plants7040106.
- Hughes, Jon; Hepworth, Christopher; Dutton, Chris; Dunn, Jessica A.; Hunt, Lee; Stephens, Jennifer et al. (2017): Reducing Stomatal Density in Barley Improves Drought Tolerance

without Impacting on Yield. In: *Plant physiology* 174 (2), S. 776–787. DOI: 10.1104/pp.16.01844.

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

Jayakody, Hiranya; Liu, Scarlett; Whitty, Mark; Petrie, Paul (2017): Microscope image based fully automated stomata detection and pore measurement method for grapevines. In: *Plant methods* 13, S. 94. DOI: 10.1186/s13007-017-0244-9.

Kim, Hyeon-Hye; Goins, Gregory D.; Wheeler, Raymond M.; Sager, John C. (2004): Green-light Supplementation for Enhanced Lettuce Growth under Red- and Blue-light-emitting Diodes. In: *horts* 39 (7), S. 1617–1622. DOI: 10.21273/HORTSCI.39.7.1617.

La Barca, Ana María Calderón de; Mejía-León, Maria Esther (2017): Are Gluten-Free Foods Just for Patients with a Gluten-Related Disease? In: Luis Rodrigo (Hg.): *Celiac Disease and Non-Celiac Gluten Sensitivity*. Erscheinungsort nicht ermittelbar: IntechOpen.

Laber, Hermann; Lattauschke, Gerald; Geyer, Martin; Jaksch, Thomas; Katroschan, Kai-Uwe (Hg.) (2020): *Gemüsebau. 3., erweiterte Auflage*. Stuttgart: Ulmer (Fachbibliothek Produktionsgartenbau).

Lake, J. A.; Quick, W. P.; Beerling, D. J.; Woodward, F. I. (2001): Plant development. Signals from mature to new leaves. In: *Nature* 411 (6834), S. 154. DOI: 10.1038/35075660.

Larcher, Walter (1994): *Ökophysiologie der Pflanzen. Leben, Leistung und Streßbewältigung der Pflanzen in ihrer Umwelt ; 78 Tabellen. 5., völlig Neubearb. Aufl.* Stuttgart: Ulmer (UTB für Wissenschaft Große Reihe Botanik, Agrar- und Forstwissenschaften, Ökologie, 8074).

Ledent, J. F.; Jouret, M. F. (1978): Relationship between stomatal frequencies, yield components and morphological characters in collections of winter wheat cultivars. In: *Biol Plant* 20 (4), S. 287–292. DOI: 10.1007/BF02922688.

Lieberei, Reinhard; Reisdorff, Christoph; Franke, Wolfgang (2012): *Nutzpflanzen. 8., überarbeitete Auflage*. Stuttgart, New York: Georg Thieme Verlag.

López, José; Way, Danielle A.; Sadok, Walid (2021): Systemic effects of rising atmospheric vapor pressure deficit on plant physiology and productivity. In: *Global change biology* 27 (9), S. 1704–1720. DOI: 10.1111/gcb.15548.

McAusland, Lorna; Vialet-Chabrand, Silvère; Davey, Philip; Baker, Neil R.; Brendel, Oliver; Lawson, Tracy (2016): Effects of kinetics of light-induced stomatal responses on photosynthesis and water-use efficiency. In: *The New phytologist* 211 (4), S. 1209–1220. DOI: 10.1111/nph.14000.

Miedaner, Thomas; Longin, Friedrich (2022): Unterschätzte Getreidearten. Einkorn, Emmer, Dinkel & Co. 3. Auflage. Clenze: AgriMedia.

Millstead, Luke; Jayakody, Hiranya; Patel, Harsh; Kaura, Vihaan; Petrie, Paul R.; Tomasetig, Florence; Whitty, Mark (2020): Accelerating Automated Stomata Analysis Through Simplified Sample Collection and Imaging Techniques. In: *Frontiers in plant science* 11, S. 580389. DOI: 10.3389/fpls.2020.580389.

Moog, Max William; Trinh, Mai Duy Luu; Nørrevang, Anton Frisgaard; Bendtsen, Amalie Kofoed; Wang, Cuiwei; Østerberg, Jeppe Thulin et al. (2022): The epidermal bladder cell-free mutant of the salt-tolerant quinoa challenges our understanding of halophyte crop salinity tolerance. In: *The New phytologist* 236 (4), S. 1409–1421. DOI: 10.1111/nph.18420.

Morrow, Robert C. (2008): LED Lighting in Horticulture. In: *horts* 43 (7), S. 1947–1950. DOI: 10.21273/HORTSCI.43.7.1947.

Moscoso-Mujica, Gladys; Mujica, Ángel; Chura, Ernesto; Begazo, Noelia; Jayo-Silva, Karin; Oliva, Marcos (2024): Kañihua (*Chenopodium pallidicaule* Aellen), an ancestral Inca seed and optimal functional food and nutraceutical for the industry: Review. In: *Heliyon* 10 (14), e34589. DOI: 10.1016/j.heliyon.2024.e34589.

Munns, Rana; Tester, Mark (2008): Mechanisms of salinity tolerance. In: *Annual review of plant biology* 59, S. 651–681. DOI: 10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911.

Mustafa, Ghulam; Akhtar, Mohd Sayeed; Abdullah, Rabia (2019): Global Concern for Salinity on Various Agro-Ecosystems. In: Mohd Sayeed Akhtar (Hg.): *Salt Stress, Microbes, and Plant Interactions: Causes and Solution*. Volume 1. 1st ed. 2019. Singapore: Springer (Springer eBook Collection), S. 1–19.

Orsini, Francesco; Accorsi, Mattia; Gianquinto, Giorgio; Dinelli, Giovanni; Antognoni, Fabiana; Carrasco, Karina B. Ruiz et al. (2011): Beyond the ionic and osmotic response to salinity in *Chenopodium quinoa*: functional elements of successful halophytism. In: *Functional plant biology : FPB* 38 (10), S. 818–831. DOI: 10.1071/FP11088.

Perrone, Michela; Di Febbraro, Mirko; Conti, Luisa; Divíšek, Jan; Chytrý, Milan; Keil, Petr et al. (2023): The relationship between spectral and plant diversity: Disentangling the influence of metrics and habitat types at the landscape scale. In: *Remote Sensing of Environment* 293, S. 113591. DOI: 10.1016/j.rse.2023.113591.

Pitaloka, Mutiara K.; Caine, Robert S.; Hepworth, Christopher; Harrison, Emily L.; Sloan, Jennifer; Chutteang, Cattleya et al. (2022): Induced Genetic Variations in Stomatal Density and Size of Rice Strongly Affects Water Use Efficiency and Responses to Drought Stresses. In: *Frontiers in plant science* 13, S. 801706. DOI: 10.3389/fpls.2022.801706.

Quinoa Quality ApS (Hg.) (2025): Product Catalogue 2025/2026. www.quinoaquality.com.
 Unter Mitarbeit von Sven-Erik Jacobsen, Ditte Borrländer, Peter Slatorn, Jes Colding. Online
 verfügbar unter
[https://www.quinoaquality.com/_files/ugd/390f48_5461c55a45dc4a5b8cc9c731a9f84258.pdf](https://www.quinoaquality.com/_files/ugd/390f48_5461c55a45dc4a5b8cc9c731a9f84258.pdf?lang=de)
 ?lang=de, zuletzt geprüft am 19.08.2025.

Raza, Ali; Ali, Hafiz Haider; Zaheer, Muhammad Saqlain; Iqbal, Javaid; Seleiman, Mahmoud
 Fathy; Sattar, Jaffar et al. (2023): Bio-ecology and the management of *Chenopodium murale*
 L.: A problematic weed in Asia. In: *Crop Protection* 172, S. 106332. DOI:
 10.1016/j.cropro.2023.106332.

Razzaghi, F.; Ahmadi, S. H.; Adolf, V. I.; Jensen, C. R.; Jacobsen, S.-E.; Andersen, M. N.
 (2011): Water Relations and Transpiration of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Under
 Salinity and Soil Drying. In: *J Agronomy Crop Science* 197 (5), S. 348–360. DOI:
 10.1111/j.1439-037X.2011.00473.x.

Richards, L. A. (1954): Diagnosis and Improvement of Saline and Alkaline Soils. Agriculture
 Handbook. Unter Mitarbeit von L. E. Allison, L. Bernstein, C. A. Bower, J. W. Brown, M.
 Fireman, J. T. Hatcher et al. Hg. v. United States Department of Agriculture. Soil and Water
 Conservation Research Branch, Agricultural Research Service (60). Online verfügbar unter
https://www.ars.usda.gov/ARSUserFiles/20360500/hb60_pdf/hb60complete.pdf?

Rocchini, Duccio; Santos, Maria J.; Ustin, Susan L.; Féret, Jean-Baptiste; Asner, Gregory P.;
 Beierkuhnlein, Carl et al. (2022): The Spectral Species Concept in Living Color. In: *Journal of*
geophysical research. Biogeosciences 127 (9), e2022JG007026. DOI:
 10.1029/2022JG007026.

Rodrigo, Luis (Hg.) (2017): Celiac Disease and Non-Celiac Gluten Sensitivity.
 Erscheinungsort nicht ermittelbar: IntechOpen.

Romero-Benavides, Juan Carlos; Guaraca-Pino, Evelyn; Duarte-Casar, Rodrigo; Rojas-Le-
 Fort, Marlene; Bailon-Moscoso, Natalia (2023): *Chenopodium quinoa* Willd. and *Amaranthus*
hybridus L.: Ancestral Andean Food Security and Modern Anticancer and Antimicrobial
 Activity. In: *Pharmaceuticals (Basel, Switzerland)* 16 (12). DOI: 10.3390/ph16121728.

Sai, Na; Bockman, James Paul; Chen, Hao; Watson-Haigh, Nathan; Xu, Bo; Feng, Xueying
 et al. (2023): StomaAI: an efficient and user-friendly tool for measurement of stomatal pores
 and density using deep computer vision. In: *The New phytologist* 238 (2), S. 904–915. DOI:
 10.1111/nph.18765.

Sarwar, A. GolamK.M.; Karim, M. Abdul; Rana, S. MasudM.A. (2014): Influence of stomatal
 characteristics on yield and yield attributes of rice. In: *J Bangladesh Agric Univ* 11 (1), S. 47–
 52. DOI: 10.3329/jbau.v11i1.18207.

- Serrat, Xavier; Quello, Antony; Manikan, Brigen; Lino, Gladys; Nogués, Salvador (2024): Comparative Salt-Stress Responses in Salt-Tolerant (Vikinga) and Salt-Sensitive (Regalona) Quinoa Varieties. Physiological, Anatomical and Biochemical Perspectives. In: *Agronomy* 14 (12), S. 3003. DOI: 10.3390/agronomy14123003.
- Shabala, Lana; Mackay, Alex; Tian, Yu; Jacobsen, Sven-Erik; Zhou, Daowei; Shabala, Sergey (2012): Oxidative stress protection and stomatal patterning as components of salinity tolerance mechanism in quinoa (*Chenopodium quinoa*). In: *Physiologia plantarum* 146 (1), S. 26–38. DOI: 10.1111/j.1399-3054.2012.01599.x.
- Shabala, Sergey; Hariadi, Yuda; Jacobsen, Sven-Erik (2013): Genotypic difference in salinity tolerance in quinoa is determined by differential control of xylem Na(+) loading and stomatal density. In: *Journal of plant physiology* 170 (10), S. 906–914. DOI: 10.1016/j.jplph.2013.01.014.
- Shi, Ruijie; Ren, Xiaojing; Dai, Fei; Zhao, Wuyun; Wang, Tianfu (2025): Design of the Vibrating Sieving Mechanism for a Quinoa Combine Harvester and Coupled Analysis of DEM-MBD. In: *Agriculture* 15 (12), S. 1317. DOI: 10.3390/agriculture15121317.
- Silva, Beatriz Queiroz; Smetana, Sergiy (2022): Review on milk substitutes from an environmental and nutritional point of view. In: *Applied Food Research* 2 (1), S. 100105. DOI: 10.1016/j.afres.2022.100105.
- Sun, Y.; Liu, F.; Bendevis, M.; Shabala, S.; Jacobsen, S.-E. (2014): Sensitivity of Two Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Varieties to Progressive Drought Stress. In: *J Agronomy Crop Science* 200 (1), S. 12–23. DOI: 10.1111/jac.12042.
- Tiainen, Miska; Kurppa, Kalle; Jääskeläinen, Tuija; Kaartinen, Niina; Huhtala, Heini; Kaukinen, Katri; Taavela, Juha (2025): Prevalence and characteristics of adults avoiding gluten without celiac disease: a long-term population-based follow-up study. In: *BMC gastroenterology* 25 (1), S. 199. DOI: 10.1186/s12876-025-03799-x.
- Velmurugan, Ayyam; Swarnam, Palanivel; Subramani, Thangavel; Meena, Babulal; Kaledhonkar, M. J. (2020): Water Demand and Salinity. In: Mohammad H.D.A. Farahani, Vahid Vatanpour und Amir Hooshang Taheri (Hg.): *Desalination. Challenges and Opportunities*. Erscheinungsort nicht ermittelbar: IntechOpen.
- Wang, Wei; Li, Bo; Zhao, Xiaofan; Zhang, Shuhui; Li, Jianming (2025): Light intensity moderates photosynthesis by optimizing photosystem mechanisms under high VPD stress. In: *Plant physiology and biochemistry : PPB* 218, S. 109322. DOI: 10.1016/j.plaphy.2024.109322.

Woodward, F. I.; Lake, J. A.; Quick, W. P. (2002): Stomatal development and CO₂ : ecological consequences. In: *The New phytologist* 153 (3), S. 477–484. DOI: 10.1046/j.0028-646X.2001.00338.x.

Xiong, Dongliang; Flexas, Jaume (2020): From one side to two sides: the effects of stomatal distribution on photosynthesis. In: *The New phytologist* 228 (6), S. 1754–1766. DOI: 10.1111/nph.16801.

Yorio, Neil C.; Goins, Gregory D.; Kagie, Hollie R.; Wheeler, Raymond M.; Sager, John C. (2001): Improving Spinach, Radish, and Lettuce Growth under Red Light-emitting Diodes (LEDs) with Blue Light Supplementation. In: *horts* 36 (2), S. 380–383. DOI: 10.21273/HORTSCI.36.2.380.