UNIVERSITÄT HOHENHEIM

Bachelorarbeit

Auswirkungen unterschiedlicher Lichtquellen auf die Temperaturumwelt, das Wachstum und die Evapotranspiration hydroponisch wachsender Quinoa

Fakultät Agrarwissenschaften

Institut für tropische Agrarwissenschaften (Hans- Ruthenberg- Institut)

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

Steffen Rauchenberger
Steffen.Rauchenberger@uni-hohenheim.de
Agrarwissenschaften B. Sc.

Juli 2024

Zusammenfassung

Die künstliche Beleuchtung wird im Agrarsektor immer wichtiger. Durch die immer weiter steigende Bevölkerung benötigen wir immer mehr Lebensmittel. Diese Lebensmittel werden immer mehr in vertikalen Farmen mit Hydroponik Systemen und künstlichem Licht angebaut (Al-Kodmany, 2018).

Der Anbau in Hydroponik Systemen ermöglicht es die Wasserressourcen zu schützen und einen effizienten Anbau zu ermöglichen. Während Hydroponik Systeme schon weit untersucht wurden, trifft dies auf die immer wieder weiterentwickelten Lampen nicht zu. Diese müssen stetig untersucht werden und an ihren Einsatzort und die Bedürfnisse der Pflanzen angepasst werden. Denn nur mit dem richtigen Spektrum und der richtigen Intensität gelingt es Pflanzen optimal wachsen zu lassen.

Doch wie wirken die Lampensysteme auf die Umwelt der Pflanzen?

Mit dieser Frage beschäftigt sich die folgende Bachelorarbeit. Wie beeinflussen verschiedene Lampensysteme die Temperaturumwelt, das Wachstum und die Evapotranspiration von einem hydroponischen System allein durch die Strahlung des Lichtes.

Für den Versuch wurden drei identische Kammern erstellt, in denen sich jeweils zwei Sorten Quinoa mit drei Pflanzen in einem hydroponischen System befanden. Die Lampensysteme befanden sich über den Kammern damit nur die Strahlung die Kammern erreicht und die restliche Wärme in die Luft abgegeben wird. Zusätzlich wurde darauf geachtet das zwei der Kammern die gleiche Intensität besaßen, während diese bei der dritten Kammer doppelt so hoch war.

Der Versuch zeigte, dass die reine Lichtstrahlung der Lampen kaum einen Temperaturunterschied in den Kammern hervorrufen konnte. Die Intensität des Lichtes jedoch deutliche Unterschiede beim Wachstum der Pflanzen brachte.

Inhaltsverzeichnis

I. Abbildungsverzeichnis 6
II. Tabellenverzeichnis 7
III. Abkürzungsverzeichnis 8
1. Einleitung 9
2. Aktueller Wissenstand 11
2.1. Quinoa 11
2.2. Licht 12
2.2.1. Bedeutung des Lichtes für Pflanzen 12
2.2.2. Lampensysteme zur Kultivierung von Pflanzen 14
3. Material und Methoden 17
3.1. Kammern 17
3.2. Hydroponik System 17
3.3. Lampen 18
3.4. Pflanzen 19
3.5. Nährstofflösung 19
3.6. Umweltbedingungen 20
3.7. Geräte 21
3.8. Durchführung 21
3.8.1. Messungen 24
4. Ergebnisse 26
4.1. Temperaturverlauf Luft 26
4.2. Temperaturverlauf Wasser 28
4.3. Evapotranspiration 29
4.4. Nährstoffaufnahme 30
4.5. Wachstumsraten 32
4.6. Chlorophyllgehalt 35
5. Diskussion 36
5.1. Temperaturunterschiede 36
5.1.1. Luft 36
5.1.2. Wasser 37
5.2. Morphologische Unterschiede 37
5.3. Nährstoffaufnahme 40
6. Fazit 41
7. Anhang 43

A1 Aufbau der Kammern 43
A2 Datenblätter Lampen 45
A3 Schema der Pflanzenverteilung 45
A4 Nährstofflösungszusammensetzung 46
A5 Nährstoffaufnahme 47
A6 Pflanzen 48
8. Literaturverzeichnis ..... **Fehler! Textmarke nicht definiert.**
9. Eigenständigkeitserklärung 53

I. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Aufbau eines Sets Links die schematische Darstellung und rechts der Aufbau im Gewächshaus 18

Abbildung 2: Temperaturverlauf der Luft von Kammern I – III Grün: Kammer I; Blau: Kammer II; Schwarz: Kammer III 26

Abbildung 3: Verlauf der rel. Luftfeuchte von Kammer I- III Grün: Kammer I; Blau: Kammer II; Schwarz: Kammer III 27

Abbildung 4: Temperaturverlauf des Wassers von Kammer I- III Grün: Kammer I; Blau: Kammer II; Schwarz: Kammer III 28

Abbildung 5: NH_4 -Gehalt der Nährlösungen 31

Abbildung 6:NO_X-Gehalt der Nährlösungen 31

Abbildung 7:PO4- Gehalt der Nährlösungen 32

Abbildung 8: Pflanzen Kammer I 39

Abbildung 9: Pflanzen Kammer II 39

Abbildung 10: Pflanzen Kammer III 40

Abbildung 11: Rückseite der Kammer 43

Abbildung 12: Deckel der Kammer 43

Abbildung 13: Kammerbau 44

Abbildung 14: Pflanzenverteilung am Beispiel von Kammer I 45

Abbildung 15: Pflanzen der Kammer I 48

Abbildung 16: Pflanzen der Kammer II 49

Abbildung 17: Pflanzen der Kammer III 50

II. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Material pro Kammer 17

Tabelle 2: PAR-Werte der Lampen 19

Tabelle 3: Nährstoffkonzentrationen der Nährlösungen Menge der Nährstoffe für eine 100%ige, 60%ige und für eine 40%ige Nährlösung 20

Tabelle 4: Übersicht der Verwendeten Geräte 21

Tabelle 5: Zeitlicher Ablauf des Versuchs 23

Tabelle 6: Lufttemperatur Kammern Minimale, maximale und durchschnittliche Kammertemperatur während des Versuchs 27

Tabelle 7: Rel. Luftfeuchtigkeit der Kammern Minimale, maximale und durchschnittliche rel. Luftfeuchte während des Versuchs 27

Tabelle 8: Wassertemperatur der Kammern Minimale, maximale und durchschnittliche Kammertemperatur während des Versuchs 28

Tabelle 9: Tägliche Wasserverluste der Hydroponik Systeme pro Kammer 29

Tabelle 10: Wachstumsraten der Pflanzen In der linken Tabellenhälfte auf die einzelnen Pflanzen und Genotyp bezogen in der rechten Hälfte Durchschnitt für die einzelnen Kammern 33

Tabelle 11: Überblick der verschiedenen Messwerte der Pflanzen 34

Tabelle 12: Chlorophyllgehalt der Einzelnen Pflanzen Grau hinterlegte Pflanzen sind von Genotyp Titicaca, weiß hinterlegte von Genotyp Vikinga 35

Tabelle 13: Durchschnittliche TM- Wurzeln der einzelnen Genotypen 37

Tabelle 14: Durchschnittliche Wuchshöhe der einzelnen Genotypen 38

Tabelle 15: Durchschnittliche Blattmasse der einzelnen Genotypen 39

Tabelle 16: Durchschnittliche Blattfläche der einzelnen Genotypen 39

Tabelle 17: Rezeptur der Nährstofflösung 46

Tabelle 18:Genaue Nährstoffaufnahmen der einzelnen Kammern 47

III. Abkürzungsverzeichnis

%	Prozent
K	Kelvin
° C	Grad Celsius
cm	Zentimeter
m	Meter
ml	Milliliter
l	Liter
pH- Wert	Potential des Wasserstoffes
EC-Wert	Electrical conductivity (elektrische Leitfähigkeit)
LED	Light emitting diodes (lichtemittierende Diode)
CMHL	Keramik-Metallhalogenlampe

1. Einleitung

Die Welt entwickelt sich immer weiter und so auch die Landwirtschaft. Während die Weltbevölkerung immer weiter wächst, verknappt sich die Anbaufläche für unsere Lebensmittel fortlaufend durch die Versiegelung von Flächen für die Industrie, den Straßenbau und den Lebensraum der Menschen. Die Kombination aus beiden Aspekten hat zur Folge, dass immer mehr Lebensmittel auf kleineren Flächen angebaut werden müssen. In der heutigen Zeit werden vermehrt Indoorfarmen gebaut in denen nicht nur die horizontale Fläche genutzt wird, sondern der Anbau auch vertikal stattfindet (Al-Kodmany, 2018). In diesem Bereich spielt das künstliche Licht eine bedeutende Rolle, da das natürliche Licht der Sonne nicht allein ausreichen würde, um allen Pflanzen die optimalen Wachstumsbedingungen zu ermöglichen (Reed John Cowden, 2024). Nicht nur der Platz und die richtige Beleuchtung spielen eine wichtige Rolle in der Landwirtschaft, auch der Umgang mit anderen Ressourcen wie Wasser und Strom haben schon länger eine bedeutende Größe.

Licht ist ein bedeutender Faktor für das Wachstum der Pflanzen, sie benötigen dieses für ihr Überleben, denn nur mit dem einfallenden Licht können Pflanzen Photosynthese betreiben.
Vor allem im Indooranbau, oder auch in Wintermonaten in Gewächshäusern, wo das natürliche Licht eine zu geringe Intensität besitzt, werden zusätzliche Lichtquellen für das optimale Wachstum benötigt. Während die traditionellen Lichtquellen, wie Hochdruck-Natriumdampflampen und andere Halogen-Metalldampflampen, aufgrund ihrer hohen Strahlungswärme nicht sehr effizient und nachhaltig sind haben neue Entwicklungen in dem Gebiet der Lichtquellentechnologie vielversprechende Perspektiven im Bereich der LED-Technik für die Pflanzenbeleuchtung gezeigt (Devesh Singh, 2015).

LED-Lampen sollen wesentlich nachhaltiger und hocheffizient sein, dies wird durch deren speziellen Aufbau ermöglicht.

Um die fortwährenden Entwicklungen der Lichttechnologien überhaupt quantifizieren zu können müssen die neuen Lampensysteme fortlaufend untersucht werden und mit den bestehenden Lampensystemen verglichen werden. Dies ermöglicht eine Einstufung der Lampen, für deren Effizienz und Auswirkungen auf die Pflanzen. Diese Einschätzungen ermöglichen die Eingrenzung für ihren zukünftigen Einsatzbereich (Thomas Reichelt, 2015).

Der nachfolgende Versuch soll die Auswirkungen von Keramik-Metallhalogenlampen und LED- Lampen in Bezug auf die Wärmeabstrahlung des Lichtes zeigen.
Hierzu wurden drei identische Kammern mit einem Hydroponik System erstellt, in

denen sich sechs Quinoa Pflanzen, mit jeweils drei der Sorte *Titicaca* und drei der Sorte *Vikinga*, befanden. Über der ersten Kammer befanden sich vier LED-Lampen, über der zweiten Kammer hingegen nur zwei LED-Lampen. Über der letzten Kammer befanden sich zwei Keramik- Metallhalogenlampen.

Es wird angenommen, dass die verschiedenen Lampensysteme unterschiedliche Umweltbedingungen wie Höchst- und Durchschnittstemperaturen in den Kammern hervorrufen. Die höchste Temperatur wird in der Kammer III mit den Keramikmetallholgen Lampe erwartet, die geringste hingegen in der Kammer II mit nur 2 LEDs. Da Quinoa eine an Wärme angepasste Pflanze ist sollte sie entweder in der Kammer III oder Kammer I, mit 4 LEDs am besten wachsen. Vermutlich werden sich die Pflanzen in der Kammer I durch die noch natürlicheren Lichtbedingungen, höhere Farbtemperatur, noch ein Stück weit besser entwickeln als die in der Kammer III.

Um diese Annahme zu bestätigen, wurde über den gesamten Zeitraum, von 4 Wochen, der Temperaturverlauf der Luft und Wasser gemessen der jeweiligen Kammer gemessen. Zusätzlich ist die daraus resultierende Evapotranspirationsraten der unterschiedlichen Beleuchtungsmethoden betrachtet worden. Nach dem Versuch wurden die Pflanzen noch genauer betrachtet, um deren Wachstumsverhalten zu bestimmen.

2. Aktueller Wissenstand

2.1. Quinoa

Allgemeines

Quinoa, auch bekannt als „Gold der Inkas“, ist eine Pflanze, die ursprünglich aus den Anden in Südamerika stammt. Dort wird sie schon seit Tausenden von Jahren von indigenen Völkern in den Anden als Grundnahrungsmittel auf bis zu 4000m Höhe angebaut und geschätzt. Zur Kolonialzeit wurde der Anbau jedoch zur Unterdrückung und Schwächung der indigenen Bevölkerung verboten, welcher einen früheren Siegeszug von Quinoa verhinderte (Jacobsen, 2006).

1993 entstand durch einen Bericht der NASA ein neuer Hype um das Pseudogetreide, denn Quinoa ist eine der wenigen Pflanzen, die alle neun essenziellen Aminosäuren enthält, was sie zu einer ausgezeichneten Proteinquelle macht (Bubenheim, 1993).

Bei Quinoa selbst handelt es sich um ein sogenanntes Pseudogetreide, dies bedeutet Quinoa gehört nicht zu der Familie der Süßgräser wie andere Getreidearten, sondern zur Familie der Fuchsschwanzgewächse (*Amaranthaceae*), die der Gattung der Gänsefüße entspringt. Somit ist Quinoa eher mit Spinat oder Rüben verwandt als mit Weizen oder Gerste.

Beschreibung

Die Pflanze wird hauptsächlich in den Andenländern Bolivien, Peru, Ecuador und Kolumbien angebaut, aber auch in anderen Teilen der Welt wie den USA, Kanada und Europa. Quinoa wächst am besten in gemäßigten Klimazonen mit kühlen Temperaturen und ausreichend Sonnenlicht. Dies wird auch durch die Überlegenheit auf den Höhen der Anden verdeutlicht (Jacobsen, 2006).

Quinoa kann als eine anspruchslose Pflanze beschrieben werden.
Sie bevorzugt gut durchlässige und kargen Böden und kommt mit den widrigsten Umweltbedingungen sehr gut zurecht. Die Pflanzen benötigen weder große Menge an Wasser noch spezielle Düngemittel, stickstoffarme Böden sind stickstoffreichen vorzuziehen, um besseres Wachstum zu ermöglichen. Zusätzlich zeichnet Quinoa eine erhöhte Salz- und Trockenresistenz aus (Rubén Vilcacundo, 2017).

Verwendung

Quinoa ist eine sehr vielseitige Pflanze, die in verschiedenen Sorten und Farben erhältlich ist, darunter weiß, rot und schwarz. Die Früchte können universell eingesetzt werden, als Hauptspeise oder Beilage. Es kann als Getreideersatz in Gerichten wie Salaten, Suppen, Pfannengerichte und Backwaren verwendet werden. Selbst die

Blätter, welche sehr mineralstoffreich sind, können als Salat oder Gemüse verwendet werden (Rubén Vilcacundo, 2017).

Die Pflanze bringt zahlreiche gesundheitliche Vorteile mit sich, zum einen besitzen die Früchte ein unglaubliches Aminosäureprofil, welches alle neun essenziellen Aminosäuren enthält. Zudem ist die Frucht extrem Nährstoff- und Inhaltsstoffreich, der Gehalt an Magnesium und Eisen übersteigt den der gängigen Getreidearten deutlich. Zudem sind auch Mangan, Zink, Omega 3 Fettsäuren und Vitamine (B1 und C) reichlich enthalten. Quinoa besitzt gegenüber herkömmlichen Getreidearten auch noch den Vorteil glutenfrei zu sein, was entscheidend für Menschen mit Zyankali ist. Auch gegenüber Reis hat Quinoa Vorteile wesentlich mehr Eiweiß, keinerlei Cholesterin und wesentlich mehr Vitamine und Mineralstoffe.

Durch all diese Vorteile ist es kein Wunder, dass Quinoa in den letzten Jahren weltweit an Beliebtheit gewonnen hat und oft als Superfood bezeichnet wird.

2.2. Licht

Da es sich in diesem Experiment vor allem um das Licht und dessen Auswirkungen auf die Temperaturumwelt, das Wachstum und die Evapotranspiration geht betrachten wir zunächst einmal was Licht überhaupt ist und welche Eigenschaften für die Pflanze von Relevanz ist.

Das Licht besteht aus elektromagnetischen Wellen und kann für uns Menschen in einen sichtbaren und unsichtbaren Teil gegliedert werden.
Während sich das gesamte Spektrum von der ultravioletten Strahlung (UV) bis hin zur infraroten Strahlung erstreckt, können wir Menschen nur den Bereich dazwischen, als „sichtbares Licht“, wahrnehmen (380- 780nm) (Thomas Reichelt, 2015).

2.2.1. Bedeutung des Lichtes für Pflanzen

Für Pflanzen ist Licht ist einer der wichtigsten Umweltfaktoren, denn dies ist unentbehrlicher Faktor für das Pflanzenwachstum (Naoya Fukuda, 2008). Pflanzen benötigen Licht während ihrer gesamten Lebensdauer, von der Keimung bis hin zur Blüten- und Samenbildung. Ohne Licht könnten Pflanzen keine Photosynthese betreiben, welche für das Überleben der Pflanze von größter Bedeutung ist. Bei der Photosynthese wandeln die Chloroplasten der Pflanze die Lichtenergie in eine chemische Energie um, mit Hilfe dieser können die Pflanzen aus dem Kohlendioxid der Luft und dem bereitgestellten Wasser die für die Pflanze lebensnotwendige Glukose herstellen.

Für das Licht, welches in der Gewächshausindustrie verwendet wird, sind vor allem die folgenden drei Parameter relevant: Menge, Qualität und Dauer des Lichtes. Alle drei Parameter haben verschiedene Effekte auf das Pflanzenwachstum (Devesh Singh, 2015).

Lichtmenge (Intensität): Die Lichtmenge, oder auch Lichtintensität genannt, ist der wichtigste Parameter, denn dieser beeinflusst die Photosynthese der Pflanze. Für den normalen Entwicklungsablauf einer höheren Pflanze ist das Vorhandensein einer ausreichenden Lichtintensität von grundlegender Bedeutung (Schratz E. , 1931). Ein Anstieg der Lichtintensität korreliert bis zu einem bestimmten Punkt positiv mit der Netto-Photosyntheserate, wobei eine weitere Steigerung der Lichtintensität zu einer Abnahme der Netto- Photosyntheserate führt (Xiao-Xue Fan, 2013). Die benötigte Intensität des Lichtes ist für jede Pflanzenart verschieden und lässt sich nur mit Hilfe praktischer Versuche bestimmen (Schratz E. , 1931).
Da die Photosynthese ein photochemischer Prozess ist, ist weniger die Energie der Strahlung als die Photonenflussdichte der Strahlung wichtig. Dieser Photonenfluss wird auch als photosynthetisch aktive Photonenflussdichte (PPFD) bezeichnet und kann mithilfe von Lichtmetern in der Einheit [µmol* m^{-2} *s^{-1}] gemessen werden (Forstreuter, 2006).

Lichtqualität (Lichtspektrum): Die Lichtqualität bezieht sich hingegen auf die spektrale Verteilung der Strahlen, das bedeutet in welchem spektralen Bereich das Licht emittiert wird. Für Pflanzen ist vor allem der Bereich der photosynthetisch aktiven Strahlung (PAR) von großer Bedeutung. In der Wissenschaft wurde dieser Wellenlängenbereich des Lichtes im von 400-700nm gemäß CIE 106/8 definiert (Thomas Reichelt, 2015). Innerhalb dieses Spektrums sind bestimme Wellenlängen nochmals besonders effektiv für die Photosynthese, insbesondere das blaue Licht (ca. 400-500nm) und das rote Licht (ca. 600-700nm) (Reed John Cowden, 2024).

Lichtdauer (Photoperiode): Die Dauer des Lichtes beeinflusst vor allem den Entwicklungstand der Pflanze. Pflanzen benötigen zur vollen Entwicklung eine Helligkeitsperiode von bestimmter Länge. Durch frühere Versuche wurde so festgestellt, dass manche Pflanzen unter kurzer Lichtdauer nicht mehr zur Blüte kamen, andere hingegen reagierten unvorteilhaft auf lange Tage. Aus dieser Erkenntnis wurden die Begriffe Langtag- und Kurztagpflanze geprägt (Schratz E. , 1931). Durch diese Erkenntnis kann man somit Pflanzen, die unterschiedliche Lichtdauer benötigen, in verschiedenen Regionen mit Hilfe künstlicher Beleuchtung anbauen.

2.2.2. Lampensysteme zur Kultivierung von Pflanzen

Siemens, C. W. zeigte bereits 1880 in London, mit Hilfe von Bogenlampen, die günstige Wirkung von künstlichem Licht auf Pflanzen. Er zeigte zum ersten Mal, dass die Pflanzen die nächtliche Ruhe nicht brauchen, sondern dass sich die Photosynthesedauer mit Hilfe von elektrischem Licht erhöhen lässt (Klein, 1927).

Die Untersuchungen von verschiedenen Leuchtmitteln auf die Bildung und Tätigkeit des Chlorophylls reicht bis ins späte 19. Jahrhundert zurück. (Schratz E. , 1931)

Durch weitere Versuche durch Wiesner (1907) wurde bekannt, dass jede Pflanzenart eine ganz bestimmte Menge an minimalem Licht benötigt, jedoch unter der Gabe von der optimalen Lichtmenge am besten wächst. (Schratz E. , 1931)

Unterschiedliche Lampensysteme werden schon seit der Erkenntnis, dass sie zur Pflanzenaufzucht verwendet werden können, fortlaufend untersucht. Dies liegt vor allem an den technologischen Fortschritten und den immer wieder neu aufkommenden Erkenntnissen über Pflanzen ((Aalsmeer), 1940).

Heutzutage werden vor allem Gasentladungslampen wie Hochdruckdampflampen (NDL) oder auch Metallhalogendampflampen (MHDL) in den Gewächshäusern verwendet. Zunehmend werden auch immer mehr LEDs eingesetzt (Thomas Reichelt, 2015).

2.2.2.1. LED-Lampen

Licht emittierende Diode, oder auch lichtausstrahlende Diode genannt, kurz LED haben sich mittlerweile als äußerst wichtig für die Pflanzenbeleuchtung in der modernen Landwirtschaft erwiesen, vor allem im Gartenbau. Dies liegt vor allem an den Eigenschaften der Lampen, bzw. den Dioden.

LED bestehen aus einem Halbleiterkristall, welcher beim Anlegen einer Spannung anfängt zu leuchten. Die Art Halbleiterdiode ermöglicht es die spektrale Zusammensetzung des Lichtes zu regulieren, außerdem kann die Intensität, welche auf die Photorezeptoren der Pflanze wirkt, abgestimmt werden (Devesh Singh, 2015).

LED- Lampen bieten gegenüber den herkömmlichen Beleuchtungsmethoden in Gewächshäusern wesentliche Vorteile. Zum einen sind sie neben ihrer individuell einstellbaren spektralen Zusammensetzung wesentlich Nutzungseffizienter, sprich sie benötigen weniger Strom bei höherer Lichtausbeute, außerdem besitzen LEDs keinen Infrarotanteil, wie andere Glühlampen, was dazu führt das die Dioden selbst keine Wärme abstrahlen (Thomas Reichelt, 2015).

Insgesamt tragen LED- Lampen zur Verbesserung der Ernteerträge, zur Reduzierung der Betriebskosten und zur Förderung nachhaltiger Anbaumethoden bei. Durch die gesunkenen Herstellungskosten, Anpassungsfähigkeit und Effizienz ist die Nachfrage in den letzten Jahren stark gestiegen (Morrow, 2008).

2.2.2.2. Keramik-Metallhalogenlampe

Keramik-Metallhalogenlampen gehören zu der Art der Hochdruckentladungslampen. Welche aus einem Vorschaltgerät, für die Regulierung des Stromes und für die notwendige Spannung für die Zündung der Entladung notwendig ist, und einer Birne, welche mit einer Mischung aus Metallhalogeniden gefüllt ist.
Bei der Entladung der Lampe verdampft die Verbindung aus Metallen und Halogenen, welche dadurch Licht emittiert. Diese Mischung aus Metallhalogenide kann so angepasst werden, dass sie ein breites Spektrum an Lichtfarbe erzeugt.

Die CMH-Lampen besitzen ein breites, sonnenähnliches Lichtspektrum, welches gut für die Pflanzenzucht geeignet ist (Dallmann, 2020). Jedoch benötigen sie hierfür einen hohen Stromverbrauch und entwickeln eine hohe Temperatur (Devesh Singh, 2015)

Der Einsatz von Metall-Halogenlampen in Gewächshäusern führt zu größeren Blättern und dickeren Sprossen, somit insgesamt zu einem höheren Trockengewicht (William B. Duke, 1975).

2.2.3. Wärmestrahlung von Lampen

Lampen können auf verschiedene Arten Wärme abstrahlen, vor allem durch die Prozesse der Wärmeleitung, Konvektion und Strahlung.

Wärmeleitung (Konduktion): Ist der Prozess, bei dem Wärme durch die direkte Berührung von Molekülen übertragen wird. Bei Lampen erfolgt dieser Prozess durch die Übertragung der Wärme von der Lichtquelle (z.B. Glühfaden oder LED-Chip in einer LED-Lampe) auf die umgebenden Materialien wie das Lampengehäuse.

Konvektion: Bei der Konvektion wird Wärme durch die Bewegung von Flüssigkeiten oder Gasen übertragen. Nach der Erhitzung einer Lampe zum Beispiel erwärmt sich die Luft darum, diese dehnt sich aus und steigt nach oben. Diese aufsteigende Luft wird durch kühlere ersetzt, welche wiederum erwärmt wird, wodurch ein konvektiver Kreislauf entsteht.

Strahlung: Lampen können nicht nur den für uns sichtbaren Teil abgeben, sondern darüber hinaus auch den unsichtbaren Teil der UV- Strahlung und der Infrarotstrahlung. Während die ultraviolette Strahlung keinen Einfluss auf die Erwärmung hat, sieht

es im Bereich der infraroten Strahlung anders aus. Mit Hilfe dieser elektromagnetischen Strahlung, die im Wellenlängenbereich von 760nm – 1mm (Volkmer & Greinert, 2022), abgegeben wird können Lampen Wärme abgeben und Oberflächen in ihrer Nähe beeinflussen.

3. Material und Methoden

Der Versuch wurde in dem Forschungsgewächshaus Phytotechnikum der Universität Hohenheim (Filderhauptstraße 171A, 70599 Stuttgart) in einem Zeitraum vom 09. Februar 2024 bis zum 19. April 2024 durchgeführt.

3.1. Kammern

Für den Versuch wurden im Vorfeld drei identische Kammern (1x1x1m) erstellt.

Die genaue Menge an eingesetztem Material pro Kammer ist in der Tabelle 1 ersichtlich, den genauen Vorgang des Kammerbaus wird im Anhang A1 veranschaulicht.

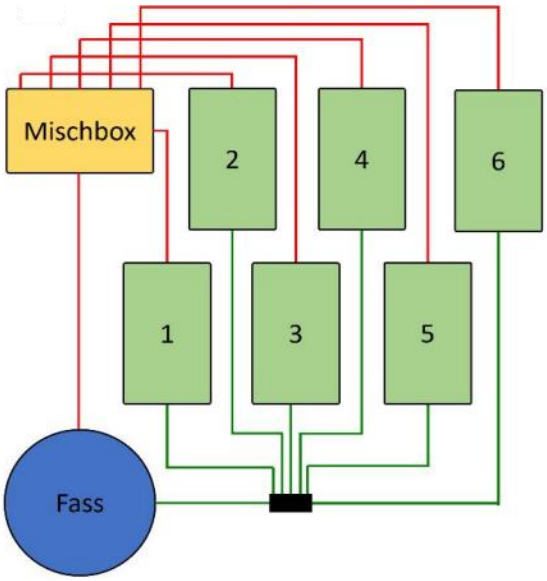
Tabelle 1: Material pro Kammer

Material	Größe	Menge/ Kammer
Plexiglas (Wände und Deckel)	1x1m x 25mm	4
Plexiglas (Boden)	1x1m x 50mm	1
Eckschutzschienen	1m	6
Silikon	-	1 Tube
Folie	1,1x1,1m	1
Lochband	1mx 19mm	1
Schrauben+ Muttern	M4x10	5
Drahtseil	3,0m	1
Drahtseilklemme	M3	1
Hydroponik System	6 Töpfe	1
Wuchshilfe	1m	6

3.2. Hydroponik System

Das Hydroponik System wurde von der Universität Hohenheim gestellt und musste nur noch in die Kammern eingebaut werden.
Das System besteht wie man in der Abbildung 1 sehen kann aus einem Fass mit 60 Litern Fassungsvermögen, 6 separaten Pflanzboxen in denen sich die Quinoa Pflanzen befanden und einer Mischbox am Ende.

Das gesamte System besteht aus ca. 104 Litern Flüssigkeit welche mit Hilfe einer Pumpe mit einer Fließgeschwindigkeit von 1l/ min zirkuliert.



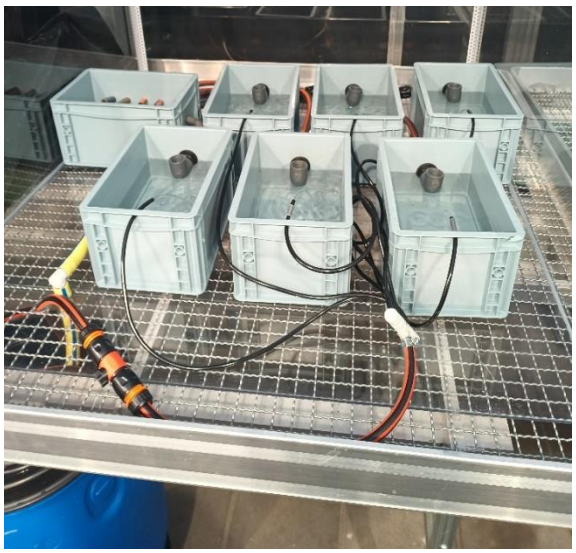


Abbildung 1: Aufbau eines Sets
Links die schematische Darstellung und rechts der Aufbau im Gewächshaus

3.3. Lampen

Für die Untersuchung der Lampen wurden zwei verschiedene Arten von Lampentypen ausgewählt. Zum einen LEDs mit 4000K und 6000K und zum anderen Keramik-Metallhalogenlampen mit 4200K.

Die Kammer I wurde mit insgesamt vier LEDs ausgestattet, zwei Stück mit 4000K und zwei Stück mit 6000K. Über der Kammer II befanden sich hingegen nur zwei LED-Lampen mit jeweils 4000K und über der letzten Kammer zwei Keramikmetallhalogenlampen mit jeweils 4200K. Die genauen Datenblätter der Lampen sind im Anhang A2 zu finden.

Die Betriebsdauer der Lampen war täglich von 9.30Uhr bis 23.30 Uhr.

Um die Untersuchung der Auswirkungen der verschiedenen Lampensystemen zu beurteilen, wurden die Lampen so aufgehängt das diese unterschiedlich starke photosynthetisch aktive Strahlung (PAR) besitzen (siehe Tabelle 2, gemessen in der photoaktiven Photonenflussdichte (PPFD)).

Tabelle 2: PAR-Werte der Lampen

Kammer	photosynthetisch aktive Strahlung in [µmol/s*m²]	
	Auf der Pflanzenbox	60cm über der Pflanzenbox
I	417	1016
II	204	368
III	204	330

3.4. Pflanzen

Für den Versuch wurden zwei verschiedene Genotypen von Quinoa gewählt zum einen die Sorte *Vikinga* und zum anderen die Sorte *Titicaca*.
Diese wurden am 09. Februar 2024 in Plastikboxen mit Papier zum Keimen gebracht. Vier Tage später, am 13. Februar 2024 wurden dann jeweils ca. 30 Keimlinge in Anzuchthöckern, mit Sand als Substrat, transplantiert. Dort wurden sie zu Beginn täglich mit reinem Wasser gegossen. Nach weiteren sieben Tagen in den Anzuchthöckern wurde begonnen die Pflanzen mit einer 60%igen Nährstofflösung zu gießen.

Während dieser Aufzucht erfuhren die Pflanzen keine spezielle Art des Lichtes, sondern standen ohne extra Beleuchtung im natürlichen Licht des Gewächshauses.

Nach insgesamt 33 Tagen, am 13.März 2024, wurden dann in jede Kammer jeweils drei Pflanzen pro Sorte umgepflanzt. Die Umpflanzung in die Kammern fand nach einem bestimmten Schema statt, welches im Anhang A3 am Beispiel der Kammer I aufgezeigt wird.

3.5. Nährstofflösung

Für den gesamten Versuch wurden zwei verschiedene Nährstofflösungen präpariert. Zum einen die Lösung 1, mit 60%, welche bei der Anzucht benutzt wurde und zum anderen die Lösung 2, eine 40%ige Nährstofflösung, welche sich im Verlauf des Versuches im Hydrosystem befand.

In der folgenden Tabelle 3 finden sie die genaue Zusammensetzung der beiden verwendeten Nährstofflösungen. Im Anhang A4 finden sie zusätzlich die Rezeptur von De Kreijn et al. welche als Vorlage diente, und im weiteren Verlauf modifiziert wurde (Kreijn et als. 2003)

Tabelle 3: Nährstoffkonzentrationen der Nährlösungen
Menge der Nährstoffe für eine 100%ige, 60%ige und für eine 40%ige Nährlösung

Nährstoff	100% NL [mg/l]	60%NL [mg/l]	40% NL [mg/l]
NO_3	95,5	57,3	38,2
NH_4	4,5	2,7	1,8
P	25,8	15,48	10,32
K	162,7	97,62	65,08
Ca	89	53,4	35,6
Mg	16,9	10,14	6,76
S	33,3	19,98	13,32
Cl	10	6	4
Fe	0,8	0,48	0,32
Mn	0,6	0,36	0,24
Zn	0,3	0,18	0,12
Cu	0,05	0,03	0,02
Mo	0,05	0,03	0,02
B	0,5	0,3	0,2

3.6. Umweltbedingungen

Die in diesem Versuch auftretenden Umweltbedingungen wie Lichteinfall der Sonne, Raumtemperatur oder Zugluft durch geöffnete Dachfenster wurden während der Beobachtung und Datensammlung vollends unberücksichtigt gelassen.

Die Belichtungsdauer der Lampen betrug 14 Stunden, von 9.30Uhr bis 23.30Uhr.

Während des Versuchs wurden die Kammern stets geschlossen gehalten und nur für die täglichen Untersuchungen kurzzeitig geöffnet.

3.7. Geräte

Für den Bau der Kammern, die Einstellungen der Lampen und zur späteren Datenerfassung wurden verschiedensten Geräte verwendet.

Zur vereinfachten Übersicht wurde die Tabelle 4 erstellt, in der die jeweiligen Geräte ihrem Einsatzbereich und Zweck nach zugeordnet wurden.

Tabelle 4: Übersicht der Verwendeten Geräte

Anwendungsbereich	Gerät	Zweck
Bau der Kammer	Silikonpresse	Zusammenkleben und abdichten der Kammern
	Bohrer	Löcher für Hydroponik System
	Seidenschneider	Kürzen der Drahtseile
	Maulschlüssel	Anziehen der Schrauben und Drahtseilklemme
Einrichtung und Messungen	Meteon Imadliax meter	Messung der photosynthetisch aktiven Strahlung
	Tinytags Plus 2	Überprüfung der Wasser- und Kammertemperatur + rel. Luftfeuchtigkeit
	WTW Multi 3320	pH-Wert + EC-Messungen
	Messbecher	Ermittlung der täglichen Evatranspiration
	SPAD 502 Plus	Chlorophyll Messungen
	Waage	Trockenmasse bestimmen
	Technicon Auto-Analyzer II	Nährstoffgehalt der Nährlösung prüfen

3.8. Durchführung

Für das Experiment wurden im Vorfeld drei identische Kammern für die Hydrokulturen erstellt, siehe Abschnitt Materialien auf Seite 17 und Anhang A1. Die Hydrosysteme sind in unserem Fall aktive Deep-Float-Systeme und existierten bereits im Vorfeld aus anderen Versuchsreihen.

Zu Beginn des Versuchs wurden die Quinoa Pflanzen mindestens 4 Wochen in Sand, oder einem anderen geeigneten Substrat vorgezogen. In diesem Fall waren es aufgrund von Verzögerungen 5,5 Wochen bis zum Umpflanzen.

Bevor jedoch mit der Umpflanzung begonnen werden kann, müssen die Kammern zuerst vollständig eingerichtet werden. Dies bedeutet, dass zunächst die Lampen eingestellt werden müssen. In diesem Experiment wurde darauf geachtet das die photosynthetisch aktive Strahlung in Kammer I rund doppelt so hoch ist wie in den beiden anderen Kammern. Nachdem dies geschehen, ist kann mit der Befüllung der Hydroponik Systeme fortgefahren werden.

Die Hydroponik Systeme werden nun, mit der zuvor erstellten Nährstofflösung, befüllt. In unserem Fall waren die Nährstofflösungen für jede Kammer identisch. Gewählt wurde eine 40%ige Lösung, die genaue Zusammensetzung findet man in der Tabelle 3 auf Seite 20. Sobald die einzelnen Pflanzenbehälter gefüllt sind und der Kreislauf geschlossen ist muss der Fass wieder auf sein eigentliches Niveau (60l) aufgefüllt werden, um im späteren Verlauf die Evapotranspiration beobachten zu können.

Sobald das Hydroponik System seine Ausgangslage erreicht hat (Pflanzenbehälter und Mischtank bis zum gewählten Füllstand wieder aufgefüllt sind) muss der pH-Wert überprüft und gegebenen falls für die Pflanzen eingestellt werden.

Nachdem die Hydroponik Systeme der Kammern vorbereitet, sind müssen noch die Thermometer für die Wassertemperaturen installiert werden. Zusätzlich werden auch Thermometer mit Hygrometer für die Lufttemperatur und relative Luftfeuchtigkeit in die Kammern gehängt.

Nachdem die Pflanzen groß genug sind, muss man diese vorsichtig aus dem Substrat entfernen und die Wurzeln in klarem Wasser spülen. Sobald dies geschehen ist und die Wurzeln vom Anzuchtsubstrat befreit sind können die kleinen Pflänzchen mit Hilfe eines Schaumstoffzylinders in den Hydrosystemen befestigt werden. Bei unserem Versuch wurden die Pflanzen immer abwechselnd in die Pflanzenbehälter gepflanzt, siehe Anhang A3.

Als letzten Schritt für den Versuchsaufbau werden nun die Lampen der jeweiligen Kammern eingeschaltet.

Zur Verdeutlichung des Ablaufes findet man auf der folgenden Seite, in Tabelle 5, noch eine tabellarische Darstellung der Durchführung.

Sobald die Kammern fertig eingerichtet sind und die Pflanzen sich darin befinden, beginnen die Messungen.

Tabelle 5: Zeitlicher Ablauf des Versuchs

Prozess	Datum
Erstellen eines Prototyps	24. Januar 2024
Säen der Samen	09. Februar 2024
Umpflanzen der Sämlinge	13. Februar 2024
Fertigstellung der weiteren Kammern	29. Februar 2024
Einbau und Testung der Hydroponik Systeme	04. März 2024
Einrichtung der Lampensysteme	17. März 2024
Einrichtung der Hydroponik Systeme (Reinigung und Befüllen mit Nährstofflösung)	19. März 2024
Umpflanzung der Jungpflanzen	20. März 2024
Start des Versuchs - Überprüfung des pH- Wertes - Einrichtung TinyTags - Einschalten der Lampensysteme	21. März 2024
Tägliche Wertemessungen und Probennahme	21. März bis 24. April 2024
Bestimmung Trockenmasse	27.März 2024
Wechseln der Nährstofflösung	12. April 2024
Ende der Messungen	19. April 2024
Entnahme der Pflanzen zum Trocknen	19.April 2024
Bestimmung der TM und Abbau der Systeme	22. April 2024
Beginn der Auswertung der Nährstoffproben	27. Mai 2024

3.8.1. Messungen

Für die Messungen der gewählten Parameter, Wasserverlust, pH-Wert, EC- Wert und Sauerstoffgehalt wurden täglich dieselbe Uhrzeit gewählt, um eine Erhöhung oder Verringerung der Evapotranspirationsrate oder Nährstoffaufnahme durch die zeitliche Verschiebung zu verhindern.

Während die Temperaturen und Luftfeuchtigkeit der einzelnen Kammern automatisch, alle 10 Minuten, mit Hilfe der TinyTags aufgenommen wurden, kann man die restlich durchgeführten Messungen zeitlich Kategorisieren.

3.8.1.1. Zeitlich

Zu Beginn

Die in die Kammern eingesetzten Pflanzen wurden in ihrer Größe gemessen.

Täglich

Jeden Tag wurde zuerst der Wasserverlust aller Fässer mit Hilfe eines Messbechers ausgeglichen und die aufgefüllten Mengen dokumentiert. Da die neue Homogenität der Nährstofflösung in den Systemen gewährleitstet werden musste, gab es eine Wartezeit von ca. 10 Minuten. In dieser Zeit wurden die Pflanzen auf mögliche Krankheiten begutachtet. Zusätzlich wurden die Thermometer und Hygrometer auf ihre Funktion geprüft.

Nachdem sich das System durchmischen konnte, wurden der pH- und EC- Wert gemessen, um einen Überblick über den Nährstoffgehalt de Lösung zu behalten. Danach fand die Messung des Sauerstoffgehaltes im Wasser und die Probenentnahme (20ml) der Nährlösung statt.

Zwischendurch

Um die Funktionalität der TinyTags aus den Kammern zu überprüfen, wurden diese alle paar Tage aus den Kammern herausgenommen und an einem Laptop angeschlossen, um die tatsächliche Datenaufnahme zu gewährleisten.

Nach Woche 2, 3, und 4 wurde der Chlorophyllgehalt der Pflanzen bestimmt. Dies geschah über drei Punkte, einen im unteren, einen mittleren und einen im oberen Bereich der Pflanze. Aus diesen drei Messwerten wurde dann ein Mittelwert ermittelt und festgehalten.

Zum Ende

Die täglichen Messungen wurden bis zum Tag der Ernte fortgesetzt. Der Temperaturverlauf von Wasser und Luft der einzelnen Kammern wurde von den TinyTags heruntergeladen und gespeichert. Zuletzt wurden alle Pflanzen, wie im Abschnitt Probenentnahme; Pflanzenmaterial auf Seite 25, den Kammern nacheinander entnommen und ausgewertet.
Zusätzlich wurden die gesamten aufbewahrten Nährstoffproben auf ihren Nährstoffgehalt mit Hilfe de Technicon AutoAnalyzer II getestet.

3.2.1.2. Probenentnahme

Nährstofflösung:

Die tägliche Entnahme von 20ml Nährstofflösung fand immer ca. 15 Minuten nach der Wiederauffüllung des Fasses in der Mischbox statt. Diese wurde dann um Verunreinigungen zu vermeiden filtriert und bis zur Auswertung kühl gelagert.

Diese Entnahme dient der Überprüfung der noch enthaltenden Nährstoffkonzentration und somit der Erkenntnis darüber welche Nährstoffmenge die Pflanze aufgenommen hat.

Pflanzenmaterial:

Zu Beginn wurden von jedem Genotyp 3 Pflanzen ausgewählt, vermessen, getrocknet und gewogen. Diese sollen im späteren Verlauf als Referenz für die Bestimmung der Wachstumsrate dienen.

Hierfür sind die Pflanzen, bevor sie aus den Anzuchtplatten entnommen wurden, in der Höhe vermessen. Danach wurde das Wurzelwerk in klarem Wasser gesäubert. Die Pflänzchen in beschriftete Papiertüten gesteckt und in einem Trocknungsofen schonend getrocknet. Nach der Trocknung wurden sie gewogen und archiviert.

Am Ende wurden sämtliche sich in den Kammern befindlichen Pflanzen am selben Tag geerntet und in ihre Bestandteile, Blätter, Blattstiele, Stamm und Wurzel zerlegt. Die Größe und Dicke des Stammes sowie die gebildete Blattfläche wurden direkt ermittelt und dokumentiert.

Sämtliche Pflanzenteile wurden danach getrocknet und anschließen für die Bestimmung der Trockenmasse gewogen.

4. Ergebnisse

In diesem Teil werden die Ergebnisse ihrer Wichtigkeit nach aufgeführt. Zu Beginn werden die Auswirkungen der verschiedenen Lampensystemen auf die Temperaturumwelt der Pflanzen betrachtet. Danach werden die Ergebnisse mit der Temperatur verbundenen Evapotranspiration und Nährstoffaufnahme angesehen. Im letzten Abschnitt werden die daraus entstehenden Wachstumsresultate begutachtet.

4.1. Temperaturverlauf Luft

Im ersten Abschnitt werden die verschiedenen Temperaturentwicklungen und -verläufe, welche durch die Verschiedenen Lampensystemen in den Kammern und dem jeweiligen Hydroponik System verursacht wurde, gegenübergestellt. Sprich welche Temperaturen über den Tag und den gesamten Versuchszeitraum erreicht wurden.

Temperaturen der Kammern

In der folgenden Abbildung 2 kann man erkennen wie alle drei Kammern am 21. März 2024 bei einer Temperatur von 20,2 °C gestartet sind. Im weiteren Verlauf bewegten sich die Temperaturen zwar fast synchron über den Tag zueinander, wobei die grüne Linie, welche die Kammer I darstellt, immer wärmer ist als die der beiden anderen Kammern. Die Tiefpunkte stellen die Abkühlung der Nacht dar, während man die Hochpunkte am Mittag finden kann.

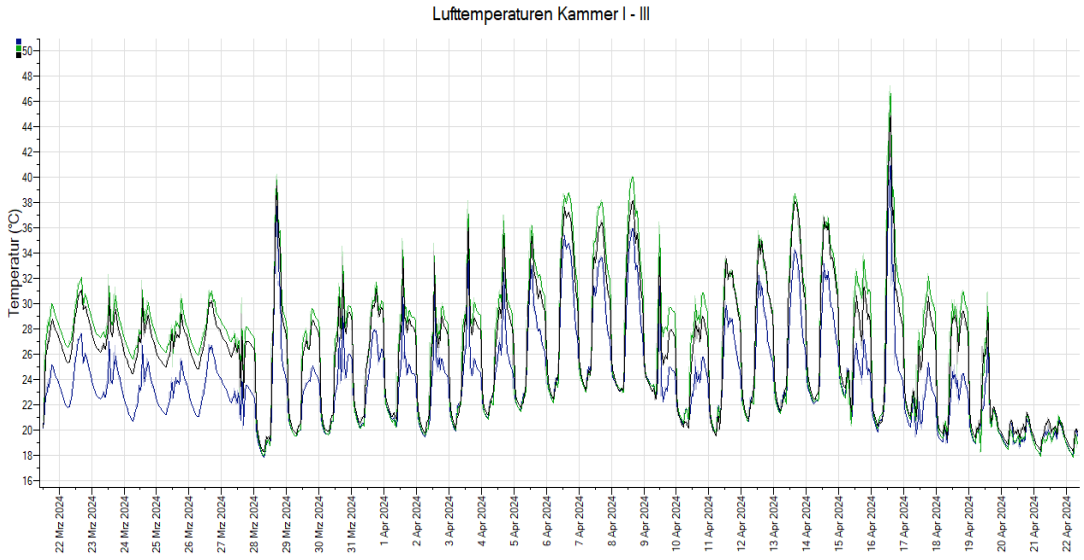


Abbildung 2: Temperaturverlauf der Luft von Kammern I – III
Grün: Kammer I; Blau: Kammer II; Schwarz: Kammer III

Die Tabelle 6 zeigt die minimale, maximale und durchschnittliche erreichte Temperatur an.

Tabelle 6: Lufttemperatur Kammern
Minimale, maximale und durchschnittliche Kammertemperatur während des Versuchs

Temperatur	Kammer I	Kammer II	Kammer III
Minimaler Messwert	17,8 °C	17,8 °C	18,2 °C
Maximaler Messwert	47,3 °C	41,9 °C	45,7 °C
Durchschnittlicher Messwert	26,7 °C	24,0 °C	26,2 °C

Rel. Luftfeuchte der Kammern

Die folgende Grafik, Abbildung 3 zeigt den durch die Erwärmung der Kammerluft und der Evapotranspiration resultierende rel. Luftfeuchtegehalt in den verschiedenen Kammern.

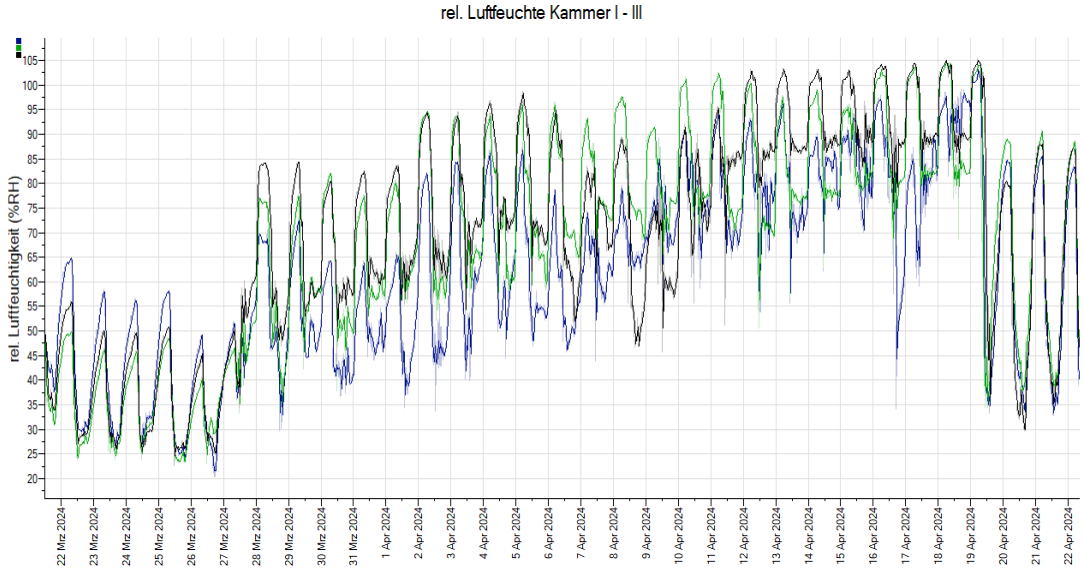


Abbildung 3: Verlauf der rel. Luftfeuchte von Kammer I- III
Grün: Kammer I; Blau: Kammer II; Schwarz: Kammer III

Die Tabelle 7 spiegelt die genauen minimalen und maximalen sowie den durchschnittlichen Messwert der rel. Luftfeuchtigkeit wider-

Tabelle 7: Rel. Luftfeuchtigkeit der Kammern
Minimale, maximale und durchschnittliche rel. Luftfeuchte während des Versuchs

rel. Luftfeuchte	Kammer I	Kammer II	Kammer III
Minimaler Messwert	22,5 %	20,3 %	22,4 %
Maximaler Messwert	104,6 %	103,8 %	105,3 %
Durchschnittlicher Messwert	68,3 %	62,5 %	70,1%

4.2. Temperaturverlauf Wasser

In der Abbildung 4 kann man den Verlauf der Wassertemperatur betrachten. Man sieht wie sich die Kammer I und II zu Beginn deutlich von der Kammer II abheben. Nach ca. einer Woche nähern sich die Wassertemperaturen jedoch wieder an. Im weiteren Verlauf erreicht Kammer III jedoch immer wieder höhere Hochpunkte als die beiden anderen Kammern. Die Wassertemperaturlinie von Kammer I bewegt sich hingegen fast die ganze Zeit zwischen denen der beiden anderen Kammern.

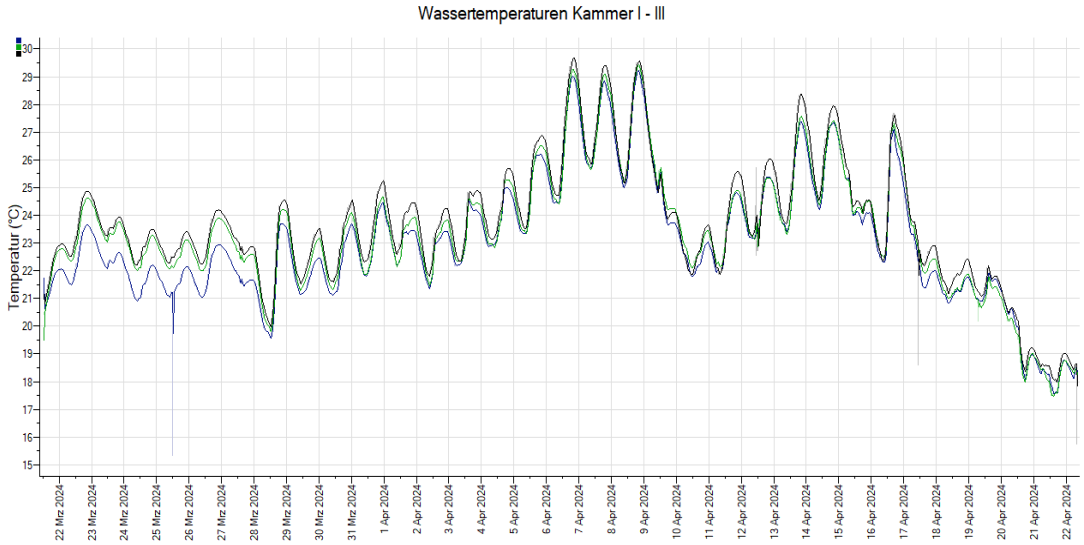


Abbildung 4: Temperaturverlauf des Wassers von Kammer I- III
Grün: Kammer I; Blau: Kammer II; Schwarz: Kammer III

Die Tabelle 8 zeigt die maximalen, minimalen und durchschnittlich erreichten Messwerte der Kammern. Hier ist deutlich zu sehen wie sich die Kammer II und III wesentlich stärker abkühlen, um bis zu 2,2 °C. Die maximalen Werte, welche die drei Kammern erreichen, sind hingegen deutlich näher beieinander, hier beträgt die Abweichung lediglich 0,5 °C.

Tabelle 8: Wassertemperatur der Kammern
Minimale, maximale und durchschnittliche Kammertemperatur während des Versuchs

Temperatur	Kammer I	Kammer II	Kammer III
Minimaler Messwert	17,5 °C	15,3 °C	15,7 °C
Maximaler Messwert	29,4 °C	29,2 °C	29,7 °C
Durchschnittlicher Messwert	23,4 °C	23,1 °C	23,7 °C

4.3. Evapotranspiration

Durch die tägliche Kontrolle des Wasserstandes der Fässer konnten die täglichen Evapotranspirationen pro Kammer festgehalten werden. Die täglichen Wasserverluste, welche gleichzusetzen sind mit der Evapotranspiration, der einzelnen Kammern findet man in der untenstehenden Tabelle 9.

Tabelle 9: Tägliche Wasserverluste der Hydroponik Systeme pro Kammer

Datum	Wasserverluste in ml		
	Kammer I	Kammer II	Kammer III
21.03.2024	-	-	-
22.03.2024	82	114	36
23.03.2024	210	36	160
24.03.2024	24	92	208
25.03.2024	0	172	0
26.03.2024	158	178	174
27.03.2024	376	160	238
28.03.2024	66	162	146
29.03.2024	250	304	250
30.03.2024	186	200	144
31.03.2024	310	250	368
01.04.2024	276	290	340
02.04.2024	538	250	390
03.04.2024	520	440	436
04.04.2024	666	440	396
05.04.2024	850	450	468
06.04.2024	966	1000	582
07.04.2024	1124	770	1000
08.04.2024	858	738	950
09.04.2024	1250	744	1354
10.04.2024	910	638	970
11.04.2024	1152	750	1330
12.04.2024	1250	874	820
13.04.2024	1470	4500	806
14.04.2024	1614	1220	810
15.04.2024	1750	850	996
16.04.2024	1290	1266	810
17.04.2024	1500	1700	1060
18.04.2024	1078	952	848
19.04.2024	1350	650	724
Summe[1]	20.604	15.690	16.008

Man erkennt in der Tabelle 9, wie sich die tägliche Evapotranspiration mit Schwankungen immer weiter erhöht. Während der Wasserverlust in Kammer I mit deutlichen

[1] Summer der täglichen Wasserverluste ohne den 13.04.2024

Sprüngen von 100- 200ml am Tag zunimmt sieht man solche Sprünge in Kammer II weniger. In Kammer II sind solche Differenzen erst im späteren Verlauf zu beobachten. Zu Beginn sind die Sprünge wesentlich kleiner, nur rund 50 -100ml am Tag. In der letzten Kammer, Kammer III, sieht man in der ersten Hälfte teilweise wieder größere Sprünge ähnlich wie in Kammer I. Im späteren Verlauf halten sich Wasserverluste bis auf ein paar Ausnahmen relativ konstant.

Durch einen Bruch an einem Schlauchanschluss in Kammer II im Laufe des 12.04. ist die verlorene Wassermenge deutlich erhöht. Lässt man diesen Tag bei allen Kammern außen vor und betrachtet die Gesamtsumme der einzelnen Kammern erkennt man einen wesentlichen Unterschied von den Kammern II und III zur Kammer I.

Der Wasserverlust bei den Kammern II und III beträgt rund 16 Liter, der der Kammer I hingegen mehr als 20 Litern, knapp 4-5 Liter mehr. Auffällig ist auch, dass sich die jeweiligen Höchstverluste an verschiedenen Tagen verzeichnen lassen.

4.4. Nährstoffaufnahme

In den folgenden Abbildungen 5-7, kann man sehen wie sich der Gehalt von Ammonium- Stickstoff (NH_4), Stickoxiden (NOX) und den Phosphaten (PO4) verändert. Der erneute Peak am 12.04. in jeder der drei Abbildungen zeigt die Erneuerung der Nährstofflösung.
Die genauen Messwerte, woraus diese Abbildungen gewonnen wurden, findet man im Anhang A5.

In der Abbildung 5, auf der folgenden Seite, sieht man den Verlauf des Ammonium-Stickstoffgehaltes. Bei dieser verlaufen die drei Kurven der Kammern ähnlich, wobei der Linienzug der Kammer I deutlich gerader verläuft. Die Konzentrationen der beiden anderen Kammern weisen deutlich höhere Schwankungen auf. Was auch deutlich zu sehen ist, ist die extreme Nährstoffaufnahmen der Pflanzen aus Kammer I nach der Erneuerung der Nährlösung.

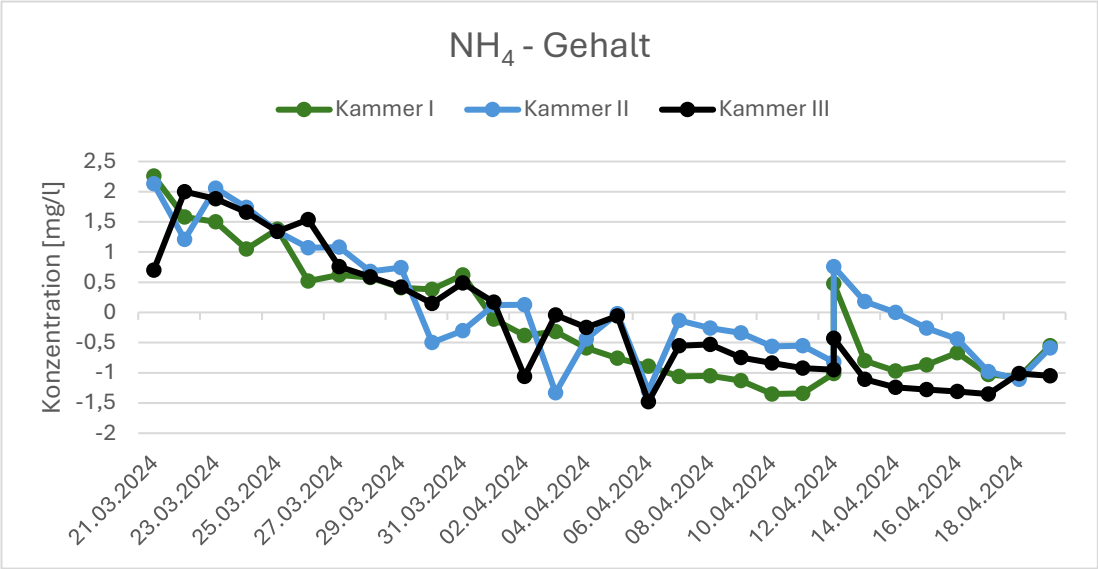


Abbildung 5: NH_4 -Gehalt der Nährlösungen

In der Abbildung 6 sieht man den Verlauf des NO_X-Gehaltes, dieser bleibt in allen drei Kammern in der ersten Woche fast konstant und nimmt nur minimal ab. Der Gehalt in Kammer I beginnt sich nach zehn Tagen leicht abzubauen und nach weiteren vier Tagen wird dieser Abbau immer stärker. Der Gehalt an NO_X in den Kammern II und III hingegen beginnt erst ab dem 14. Tag zu fallen. Während Kammer I den gesamten NO_X-Gehalt der Nährlösung nach 23 Tagen aufgebraucht hat, befand sich in Kammer II noch rund die Hälfte und in Kammer III noch ¼, der Konzentration. Vor allem nach der Erneuerung der Nährstofflösung wird deutlich wie viel höher der Bedarf nach Nährstoffen durch die Pflanzen aus Kammer I ist.

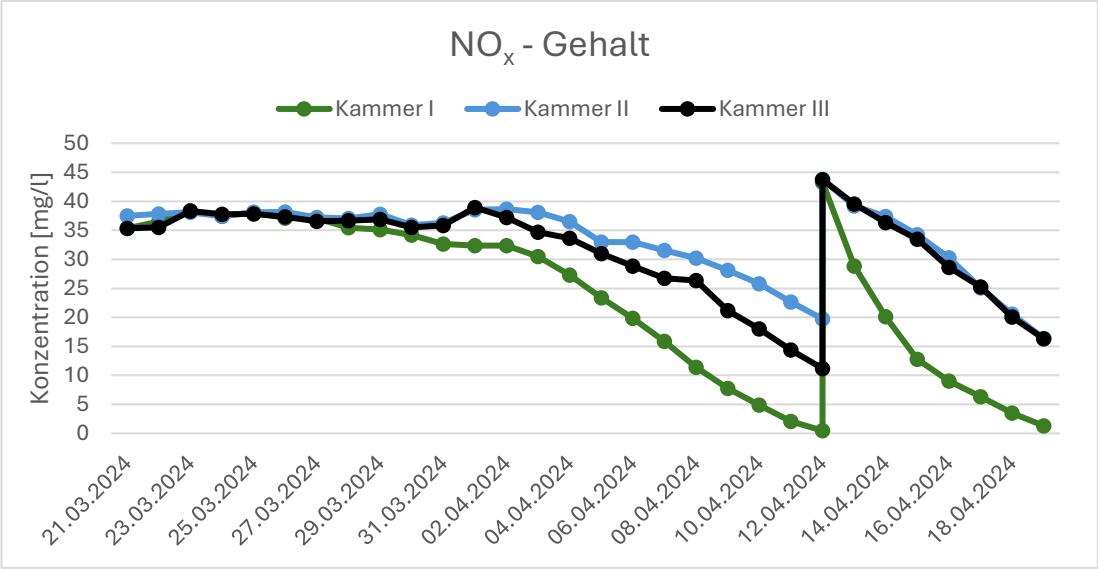


Abbildung 6:NO_X-Gehalt der Nährlösungen

In der letzten Abbildung, Abbildung 7, kann man den Verlauf des Phosphatgehaltes der Nährstofflösung sehen. Dieser baut sich in Kammer I wieder wesentlich stärker ab als in den beiden anderen Kammern.

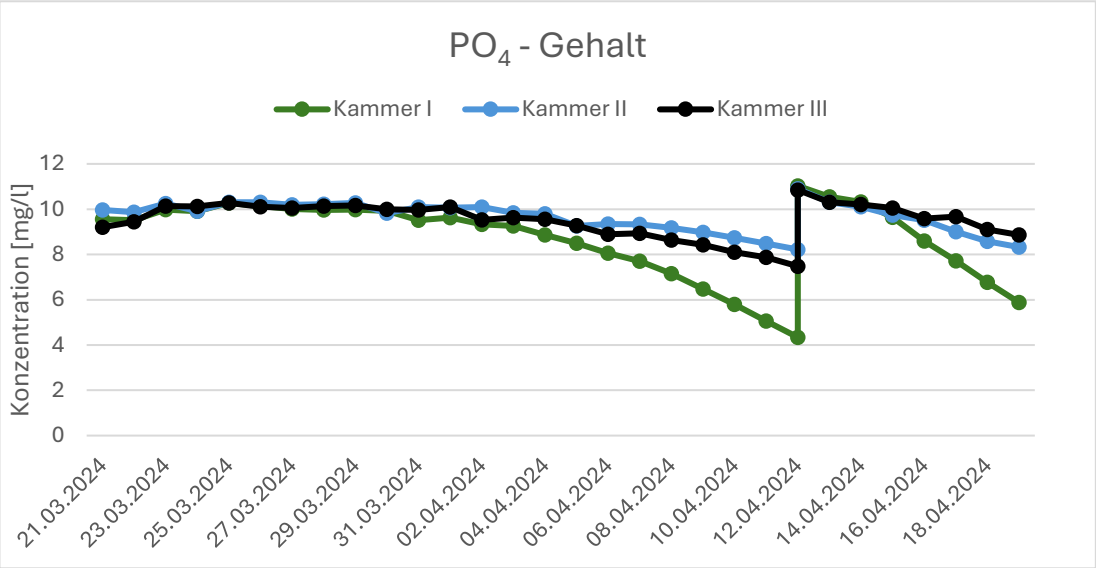


Abbildung 7:PO4- Gehalt der Nährlösungen

4.5. Wachstumsraten

Mit Hilfe der in Tabelle 11 gesammelten Werte kann die entsprechende Wachstumsrate der Pflanze sowohl über die Größe als auch über die Trockenmasse bestimmt werden. Als Referenz für die Wachstumsrate dienen die zuvor bestimmten Pflanzgrößen beim Einsetzen in die Kammern.

Um die Wachstumsrate über das Gewicht zu bestimmen, wurden zu Beginn des Versuchs Jungpflanzen entnommen, getrocknet und gewogen.

Für die Berechnung der absoluten Wachstumsraten wurden folgende Formeln benutzt:

- Größe und Gewicht: $(Y_2 - Y_1)/(t_2 - t_1)$

Beispielrechnung Für Pflanze 1.1

Y_2 entspricht der Endgröße bzw. der Trockenmasse der geernteten Pflanzen

Y_1 entspricht der Größe der eingesetzten Setzlinge bzw. dem durchschnittlichen Trockengewicht der anfangs getrockneten Setzlinge

t_2-t_1 entspricht der Wachstumsdauer zwischen den beiden Messungen

Bezogen auf die Größe ergibt sich somit die folgende Gleichung:

I) (64cm-6cm) / 30d = 1,93cm/d

Bezogen auf das Gewicht ergibt sich folgende Gleichung:

II) (28,17g- 0,216g) / 30d = 0,9318g/d

Welches zu den Ergebnissen in der nachfolgenden Tabelle 10 führt.

Betrachtet man diese Ergebnisse erst für jede Kammer kann man erkennen, dass sich die Pflanzen in Kammer II deutlich langsamer gewachsen sind als die Pflanzen in Kammer I und III. Blickt man gleich noch auf die Wachstumsraten, bezogen auf die Größe der einzelnen Pflanzen kann man sehen, wie sich der Genotyp *Titicaca* in jeder der drei Kammern deutlich mehr in die Länge gestreckt hat.

Schaut man hingegen die Wachstumsrate auf die Trockenmasse bezogen an, erkennt man einen deutlichen Unterschied von der Kammer I zu den beiden anderen. Kammer I hat täglich fast doppelt so viel Trockenmasse gebildet wie die Kammer II. Dies ist auch für die unterschiedlichen Genotypen sichtbar, bis auf wenige Ausnahmen hat der Genotyp *Titicaca* in jeder der einzelnen Kammern eine wesentlich höhere Zunahme der täglichen Trockenmasse.

Tabelle 10: Wachstumsraten der Pflanzen
In der linken Tabellenhälfte auf die einzelnen Pflanzen und Genotyp bezogen in der rechten Hälfte Durchschnitt für die einzelnen Kammern

Kammer	Pflanze	Wachstumsrate bezogen auf		Durchschnittlich	
		Größe [cm/d]	Gewicht [g/d]	Größe [cm/d]	Gewicht [g/d]
I	1.1	1,93	0,9318	1,73	0,7954
	1.2	1,32	0,7091		
	1.3	1,33	0,5821		
	1.4	2,00	0,8204		
	1.5	2,37	1,1618		
	1.6	1,43	0,5668		
II	2.1	1,57	0,5905	1,32	0,4206
	2.2	0,90	0,2748		
	2.3	1,08	0,3691		
	2.4	1,63	0,4931		
	2.5	1,67	0,5494		
	2.6	1,08	0,2464		
III	3.1	2,20	0,7921	1,80	0,5163
	3.2	1,37	0,4614		
	3.3	1,55	0,4391		
	3.4	2,15	0,3548		
	3.5	2,05	0,5521		
	3.6	1,50	0,49814		

Tabelle 11: Überblick der verschiedenen Messwerte der Pflanzen

Kammer	Pflanze	Höhe	Durchmesser	Blattfläche	TM-Gesamt	TM- Wurzel	TM-Stamm	TM-Blattstiel	TM-Blätter
		ln cm	ln cm	ln cm^2	ln g	ln g	ln g	ln g	ln g
I	1.1	64	1,1	3154,12	28,17	4,77	4,77	7,87	10,76
	1.2	44	1,2	3410,16	21,57	3,20	3,00	6,32	9,05
	1.3	45	1,2	2658,81	17,76	2,81	2,60	4,82	7,53
	1.4	65	1,2	3586,61	24,83	3,98	3,90	6,69	10,26
	1.5	78	1,2	4717,49	35,07	5,60	6,07	9,47	13,93
	1.6	49	1,1	2393,10	17,30	2,75	2,68	4,75	7,12
II	2.1	52	1,0	3735,43	17,93	2,78	2,37	4,89	7,89
	2.2	32	0,9	2093,42	8,54	1,22	1,28	1,99	4,05
	2.3	37	1,2	2725,18	11,37	1,64	1,62	2,94	5,63
	2.4	56	1,1	3407,12	15,01	2,42	2,30	3,70	6,59
	2.5	55	1,2	3421,77	16,70	2,60	2,50	4,32	7,28
	2.6	35	1,1	2059,45	7,69	1,10	1,16	1,85	3,58
III	3.1	72	1,1	4482,11	23,98	3,59	4,06	7,85	8,50
	3.2	45	1,0	3410,82	14,14	1,91	2,36	3,96	5,91
	3.3	50	1,3	2965,14	13,47	1,78	2,54	3,99	5,16
	3.4	69	1,4	2575,11	10,86	1,58	2,37	2,68	4,23
	3.5	67	1,1	2540,81	16,78	2,24	2,90	5,47	6,17
	3.6	49	1,4	3520,99	15,24	2,17	2,51	4,47	6,09

4.6. Chlorophyllgehalt

Die Tabelle 12 zeigt den durchschnittlichen Chlorophyllgehalt der jeweiligen Pflanzen an einem bestimmten Tag an. Man kann sehen wie die Chlorophyllgehalte, im Zeitraum vom 04.04.2024 bis zum 14.04.2024, zunächst in jeder Kammer sinken. Während die Gehalte an Chlorophyll in Kammer I wieder steigen, bleiben sie in Kammer II relativ konstant und sinken nur minimal. In Kammer III hingegen steigt der Chlorophyllgehalt bei zwei Pflanzen, während er bei den anderen vier sinkt.

Zwischen den einzelnen Genotypen der Kammern sind keine sichtbaren Unterschiede zu sehen. Die Werte der Sorte *Titicaca* erscheinen minimal höher als die der Sorte *Vikinga*.

Betrachtet man hingegen den Durchschnitt aller Messungen für die einzelnen Kammern sieht man einen eindeutigen Unterschied zwischen der Kammer III und den anderen beiden.

Tabelle 12: Chlorophyllgehalt der Einzelnen Pflanzen
Grau hinterlegte Pflanzen sind von Genotyp Titicaca, weiß hinterlegte von Genotyp Vikinga

Kammer	**Pflanze**	**Durchschnittlicher Chlorophyllgehalt am**			**Durchschnittlicher Chlorophyllgehalt pro Kammer**
		Messung 1	Messung 2	Messung 3	
		04.04.2024	14.04.2024	19.04.2024	Über die Gesamtzeit
I	1.1	54,8	40,4	42,4	45,2
	1.2	52,6	39,9	45,5	
	1.3	49,6	38,8	39,7	
	1.4	53,8	44,0	42,9	
	1.5	52,5	40,6	44,7	
	1.6	50,6	38,8	42,1	
II	2.1	47,5	39,4	36,9	42,1
	2.2	41,8	44,7	44,7	
	2.3	45,9	41,4	38,6	
	2.4	51,1	42,3	41,8	
	2.5	45,0	39,0	38,7	
	2.6	42,2	40,3	36,2	
III	3.1	38,8	34,1	36,2	36,0
	3.2	41,0	33,1	36,2	
	3.3	37,0	32,8	31,9	
	3.4	40,1	34,8	30,6	
	3.5	44,8	38,5	37,0	
	3.6	39,4	30,9	29,9	

5. Diskussion

Das Ziel dieser Bachelorarbeit ist die Untersuchung der Auswirkungen verschiedener Lampensysteme auf die Temperaturumwelt, das Wachstum und die Evapotranspiration von hydroponisch wachsender Quinoa. Während sich die Auswirkungen auf die Temperaturumwelt geringhielt, wurden deutliche Unterschiede im Trockengewichten und dem Wachstumsverhalten durch die unterschiedlichen Lichtintensitäten festgestellt.

5.1. Temperaturunterschiede

5.1.1. Luft

Da der Versuch nicht unter Ausschluss der Sonneneinstrahlung stattgefunden hat muss angenommen werden, dass diese alle drei Kammern gleichmäßig erwärmt hat und den Versuch und die Temperaturentwicklung der Kammern nicht beeinflusst hat. Außerdem muss angenommen werden das durch die entstandene Zugluft der geöffneten Dachfenster eine gleichmäßige Abkühlung erfolgte. Die Raumtemperatur, in der die Kammern standen, wurde somit während dem gesamten Versuch nicht berücksichtigt.

Wie man im Ergebnisteil sehen kann, ergeben sich durch die verschiedenen Lampensystemen nur geringe Unterschiede der Lufttemperaturen in den Kammern.

Man kann jedoch sagen, dass die Kammer I, welche insgesamt vier LED-Lampen besitzt (jeweils zwei Stück mit 4.000K und 6.000K), erreicht mit einer mittleren Leistung (600W) auch die mittlere durchschnittliche Temperatur.

Die Kammer II, welche nur mit zwei LED-Lampen betrieben wurde (jeweils 4.000K) erreichte mit der geringsten Leistung (300W) auch die geringste Temperatur in der Kammer.

In der letzten Kammer, Kammer III, welche mit Hilfe von zwei Keramikmetallhalogen Lampen (jeweils 4.200K) betrieben wurde, und den größten Leistungsanspruch besitz (800W) erreicht auch den höchsten durchschnittlichen Temperaturverlauf.

Betrachtet man die Unterschiede der Kammer I zu Kammer II und III jedoch genauer erkennt man im durchschnittlichen Temperaturverlauf jedoch fast keinen Unterschied, lediglich 0,3 °C.

5.1.2. Wasser

Betrachtet man die Auswirkungen der verschiedenen Lampensystemen auf die Wassertemperatur bzw. auf die Nährstofflösung erkennt man im durchschnittlichen Verlauf genau wie bei der Lufttemperatur ebenso fast keine Unterschiede. Die Kammern unterscheiden sich lediglich um 0,3 °C.

Was jedoch auffällig ist, ist dass sich das Wasser in Kammer I trotz mittlerem Maximalwert am wenigsten abkühlt. Das Wasser der Kammern II und III kühlen sich um rund 2 °C mehr ab.

5.2. Morphologische Unterschiede

Wachstum

Wie die Tabelle 11 auf Seite 34 zeigt, sind die Pflanzen in Kammer I und III unabhängig ihres Genotyps aufgrund der höheren Lichtintensität wesentlich besser gewachsen als die Pflanzen in Kammer II, dies belegten auch schon frühere Experimente (Xiao-Xue Fan, 2013). Jedoch gibt es auch in den einzelnen Kategorien, in die die Pflanzen bei der Ernte eingeteilt wurden, teilweise deutliche Unterschiede. Beginnen wir die Betrachtung von unten nach oben und fangen bei den Wurzeln an.

Wurzeln

Betrachtete man zuerst den nicht sichtbaren Teil der Pflanzen, die Wurzel, erkennt man einen deutlichen Unterschied von der Kammer I die mit 23,11g doppelt so viel Wurzelmasse wie Kammer II, 11,76g, und Kammer III, 13,27g, gebildet hat. Blickt man genauer auf die einzelnen Sorten, sieht man das der Genotyp *Titicaca* in allen Kammern eine deutlich höhere Wurzelmasse gebildet hat, siehe Tabelle 13.

Tabelle 13: Durchschnittliche TM- Wurzeln der einzelnen Genotypen

Kammer	Genotyp	Durchschnittliche TM-Wurzel [in g]
I	Titicaca	4,78
	Viking	2,92
II	Titicaca	2,60
	Viking	1,32
III	Titicaca	2,47
	Viking	1,95

Da die Wassertemperaturen der einzelnen Kammern jedoch so geringe Unterschiede aufweisen kann nicht wie bei anderen Versuchen mit Salat darauf geschlossen werden das dies die Wurzelbildung maßgeblich beeinflusst hat (Marcel Dieter Moll, 2023).

Fahren wir nach oben hin fort und betrachten zuerst nur die Größe der Pflanze bevor wir mit der gebildeten Pflanzenmasse fortfahren.

Wachstumshöhe und Durchmesser

Während man bei den Durchmessern der verschiedenen Pflanzen pro Kammer und Genotypen kaum Unterschiede erkennen kann, unterscheiden sich diese umso mehr in ihren Wuchshöhen.
Blickt man zuerst Kammerweise auf die Wuchshöhe der Pflanzen kann man deutlich erkennen, dass sich die Pflanzen in Kammer I (durchschnittlich 57,5cm) und III (durchschnittlich 58,6cm) deutlich besser entwickelt haben als in Kammer II (durchschnittlich 44,5cm).
Blickt man nun auf die jeweiligen durchschnittlichen Größen der einzelnen Genotypen der Kammern verdeutlichen sich die Unterschiede umso mehr (siehe Tabelle 14).

Tabelle 14: Durchschnittliche Wuchshöhe der einzelnen Genotypen

Kammer	Genotyp	Durchschnittliche Höhe [in cm]
I	Titicaca	69,0
	Viking	46,0
II	Titicaca	54,3
	Viking	34,7
III	Titicaca	69,3
	Viking	48,0

Betrachten wir zuletzt die gebildete Blattmasse der Pflanzen.

Blattmasse

Während sich die Größen in Kammer I und III noch ähnlich verhalten haben, sieht dies bei den Blättern anders aus. Bei den entwickelten Blättern ähneln sich die Kammer III und II wesentlich mehr als zuvor mit Kammer I.

Die Pflanzen, welche sich in Kammer I befanden, haben eine deutlich höhere Blattmasse und Blattfläche gebildet als die der anderen Kammern, dies liegt vor allem an der deutlich höheren PPFD.

Die Pflanzen in Kammer II und III haben eine fast gleich hohe Lichtintensität erhalten und konnten so eine gleich hohe Photosynthese betreiben was zu ähnlicher Blattmasse und Blattfläche geführt hat, siehe Tabelle 15 und 16.

Tabelle 15: Durchschnittliche Blattmasse der einzelnen Genotypen

Kammer	Genotyp	Durchschnittliche Blattmasse [in g]
I	Titicaca	11,65
	Viking	7,90
II	Titicaca	7,25
	Viking	4,42
III	Titicaca	6,30
	Viking	5,72

Tabelle 16: Durchschnittliche Blattfläche der einzelnen Genotypen

Kammer	Genotyp	Durchschnittliche Blattfläche [in cm²]
I	Titicaca	3819,45
	Viking	2820,69
II	Titicaca	3521,44
	Viking	2292,68
III	Titicaca	3199,34
	Viking	3298,98

Zur Verdeutlichung der Unterschiedlichen Streckung und Verzweigung der Pflanzen kann man zum einen die Einzelaufnahmen der Pflanzen im Anhang A6 betrachten und zum anderen die unten aufgeführten Abbildungen 8 bis 10 der gesamten Kammern.

Während man in Abb.8 die Kammer I mit hohen Pflanzen und viel Blattmasse sieht. Erkennt man in Kammer II, Abb. 9, deutlich kompaktere Pflanzen.
Die letzte Abbildung, Abb. 10, zeigt noch die Kammer III, in der die Pflanzen ein deutliches höheres Längenwachstum zeigen, jedoch auch nur die gleiche Blattfläche wie die Kammer II entwickelt haben.

Abbildung 8: Pflanzen Kammer I

Abbildung 9: Pflanzen Kammer II

Abbildung 10: Pflanzen Kammer III

Vegetationsstadium

Die in den Kammern entstandenen Vegetationsstadien wurden zwar eigentlich nicht betrachtet, verdeutlichen jedoch sehr gut Auswirkungen der verschiedenen Lampensysteme.

Vegetative

Auf den vegetativen Zustand der Pflanzen wurde bereits im Vorangegangenen genügend eingegangen und wird deswegen hier weggelassen.

Generative

Zwar lagen alle drei Kammern in dem Bereich von Neutralweiß, jedoch besaß die Kammer I mit 5.000K die höchste Farbtemperatur. Dies entspricht am ehesten dem natürlichen Sonnenschein. Danach folgt die Kammer III mit 4.200K und zuletzt Kammer II mit 4.000K.

In dieser Reihenfolge konnten auch die Ausprägungen der Blütenstände betrachtet werden. Kammer I besaß die meisten und am weitesten entwickelten Blüten, während die Pflanzen in Kammer II erst begonnen haben Blütenstände zu bilden. Die Kammer III lag mit der Entwicklung zwischen den beiden anderen Kammern.

5.3. Nährstoffaufnahme

Da die Temperaturen der Luft sowie des Wassers, keine signifikanten Unterschiede aufweisen lässt sich die deutlich höhere Nährstoffaufnahme der Kammer I nicht auf die Temperatur schließen. Jedoch auf das unterschiedliche Wachstumsverhalten der Pflanzen. Wie zuvor beschrieben wurde, haben die Pflanzen in Kammer I eine deutlich höhere Trockenmasse gebildet was einen wesentlich höheren Bedarf der Pflanzen bedeutet.

6. Fazit

Die in dieser Bachelorarbeit untersuchten Auswirkungen verschiedener Lichtquellen auf die Umweltbedingungen, wie Temperatur, Evapotranpiration und Nährstoffaufnahme von hydroponisch wachsender Quinoa lassen mit den gesammelten Daten keine Beurteilung der Lampensysteme zu.
Die Temperaturunterschiede, die durch die Lampen in den Kammern entstanden sind, sind so gering, dass sich kaum sagen lässt, ob diese wirklich ausschlaggebend für die unterschiedlichen Entwicklungen der Pflanzen und Evapotranspirationraten der Kammern waren. Der Versuch zeigt lediglich, dass sich die Pflanzen aufgrund unterschiedlicher Lichtintensitäten, gemessen in der photoaktiven Photonenflussdichte (PPFD) im PAR- Bereich zunächst deutliche Unterschiede in der Morphologie der Pflanzen verursachen, wie man in den Abbildungen 8 bis 10 sehen kann.

Während die Kammer I mit der doppeltenten Intensität bestrahlt wurde und eine deutlich größere, weiterentwickelte und gesündere Pflanze hervorgebracht hat, haben sich die Pflanzen in Kammer II und III trotz ähnlicher Lichtintensität unterschiedlich entwickelt.

Die Pflanzen in Kammer II, welche mit LED- Lampen und 4000K ausgestattet war, haben zwar eine ähnlich hohe durchschnittliche Trockenmasse gebildet, wie die Pflanzen in Kammer III sind jedoch wesentlich kleiner und kompakter gewachsen, siehe Tabelle 11.

In der letzten Kammer, Kammer III, war die Wachstumsrate bezogen auf die Größe zwar die größte, was auf ein deutlich höheres Längenwachstum der Pflanzen schließen lässt, jedoch war die entwickelte Blattmasse nur so groß wie bei den kompakteren Pflanzen aus Kammer II. Zusätzlich konnte hier ein geringerer Chlorophyllgehalt festgestellt werden, was zu einer geringeren Photosyntheserate führt.

Betrachtetet man den Versuch im Ganzen, lässt sich sagen das die Pflanzen in Kammer I, mit der höchsten Lichtintensität, in allen Punkten am besten entwickelt haben. Während der Energieverbrauch mit 600W deutlich geringer war als bei der letzten Kammer III, mit 800W, wurde hier ein deutlich höherer Wasserverbrauch als in den beiden anderen Kammern festgestellt.

Die unterschiedlichen Ergebnisse der gesammelten Werte wie der Evapotranspiration und der Nährstoffaufnahme lassen sich vor allem auf die unterschiedlichen Wachstumsverhalten der Pflanzen zurückführen, verursacht durch die Lichtintensität, nicht

jedoch auf die Temperatur, da diese wie bereits erwähnt in allen Kammern fast identisch war.

Um aus diesem Versuch bessere Erkenntnisse gewinnen zu können, müsste man noch weitere Versuche unternehmen. Zum einen könnte man die Lampensysteme in die jeweilige Kammer integrieren und so die zusätzliche Wärmeleitung, bzw. Wärmeabstrahlung der Lampengehäuse in die Kammer aufnehmen und beurteilen. Aufgrund der deutlich höheren Wärmeleitung von Entladungslampen sollten deutliche Temperaturunterschiede zu den LED-Lampen entstehen.
Eine weitere Möglichkeit den Versuch besser quantifizieren zu können wäre es den Versuch unter Ausschluss jeglicher Einwirkungen von außen durchzuführen, dies bedeutet den Versuch entweder in einem Anzuchtzelt durchzuführen, wo das jeweilige Lampensystem in das Zelte integriert wäre oder einen abgedunkelten und klimatisierten Raum zu benutzen in dem sich die Lampen wie gehabt über der Kammer befestigt werden könnte. Zusätzlich sollten alle Versuche mehrfach durchgeführt werden, um bessere Erkenntnisse und eine deutlich höhere Datengrundlage zu schaffen.

Auch das Einbeziehen des abgegebenen Lichtspektrums der Lampen, vor allem im Infrarotbereich, welche die Ursache für die Erwärmung von Oberflächen ist und Messungen der radiometrischen Strahlung, gemessen in der Bestrahlungsstärke [W/m²], wären für diesen Versuch sinnvoll.

7. Anhang

A1 Aufbau der Kammern

Schritt 1:

Kürzen der Eckschutzkanten (6 Stück) auf das Maß des Plexiglases, in unserem Fall jeweils auf 1 Meter.

Schritt 2:

Befestigen der Eckschutzkanten, mit Hilfe des Silikons, an der Rückseite, Abb. 11, und dem Deckel, Abb.12, der zukünftigen Kammer. Vor Schritt 3 richtig trocknen und aushärten lassen.

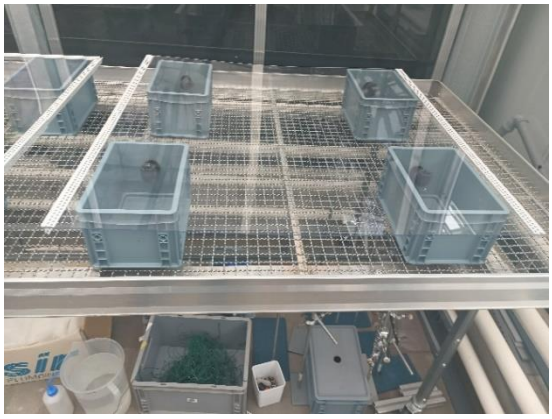


Abbildung 11: Rückseite der Kammer

Abbildung 12: Deckel der Kammer

Schritt 3:

Zusammenfügen der beiden Seitenteile mit der Rückseite und dem Deckel, Abb. 13 A.
Abdichten der Innenkanten der Kammer für spätere Transpirationssperre und Stabilisation. Erneutes trocknen und aushärten lassen.

Schritt 4:

Umdrehen der halbfertigen Kammer. Befestigen der Wände auf dem dafür vorgesehenen Plexiglasboden mit Hilfe des Silikons.

Schritt 5:

Befestigen einer Folie an der Front mit Hilfe von Schrauben und Muttern und einem Lochband, Abb. 13 B.
Zusätzliches spannen von Drahtseilen knapp unterhalb des Deckels für die spätere Befestigung von Wuchshilfen, Abb. 13 C.

Löcher für das Hydroponik System (Ab- und Zufluss) bohren und einsetzen des Systems, Abb.13 D.

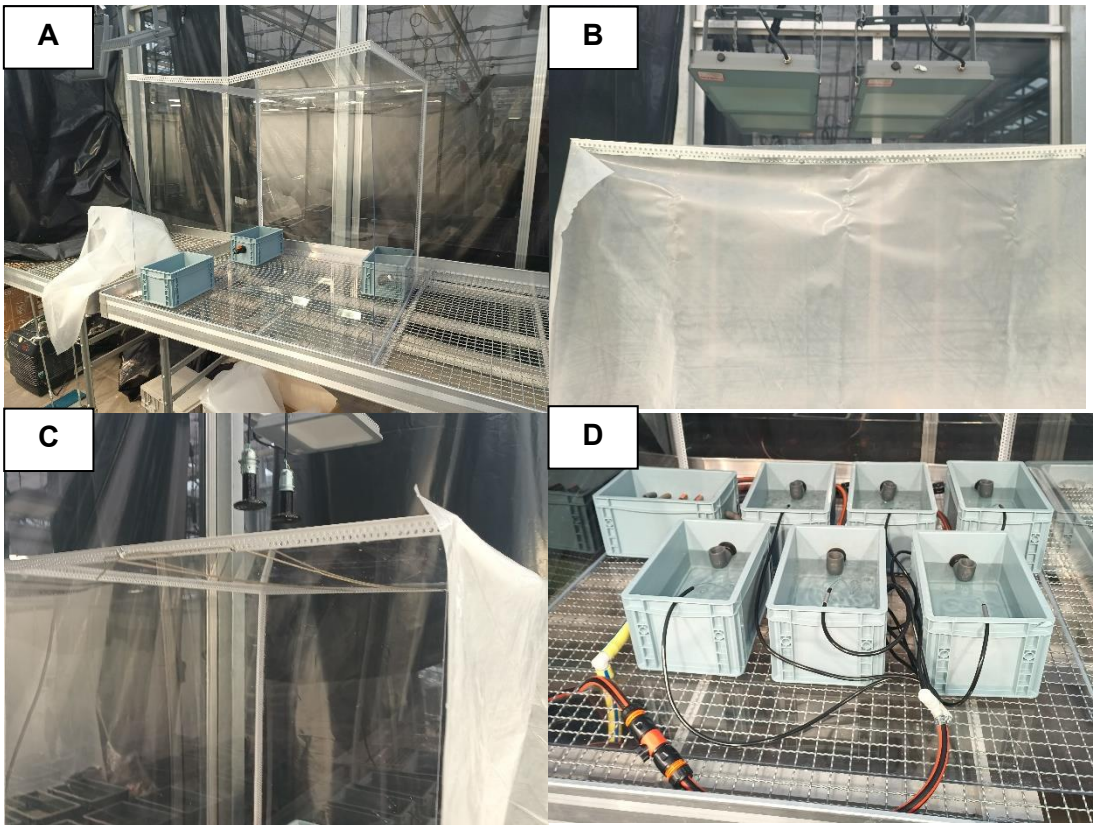


Abbildung 13: Kammerbau

A2 Datenblätter Lampen

LED 6000K

Model: FLOSR150W-CW-90420

Lumen:22500lm Color temp.: 6.000K Power: 150W

Input: 175V-265V /50-60Hz PF>0.9

LED 4000K

Model: FLOSR150W-NW-90421

Lumen: 22500lm Color temp.: 4.000K Power: 150W

Input: 175V-265V /50-60Hz PF>0.9

CMHL

Entladungsleuchte

Model: MGR-K 400-UV Input: 230V/ 50Hz

Leuchtmittel

Model: CHD Agro 400

Lumen: 40.000lm Color temp.: 4.200K Power: 400W

A3 Schema der Pflanzenverteilung

Die Pflanzverteilung wurde in jeder Kammer gleich gewählt, wodurch ein Muster mit folgendem Aufbau entstand.

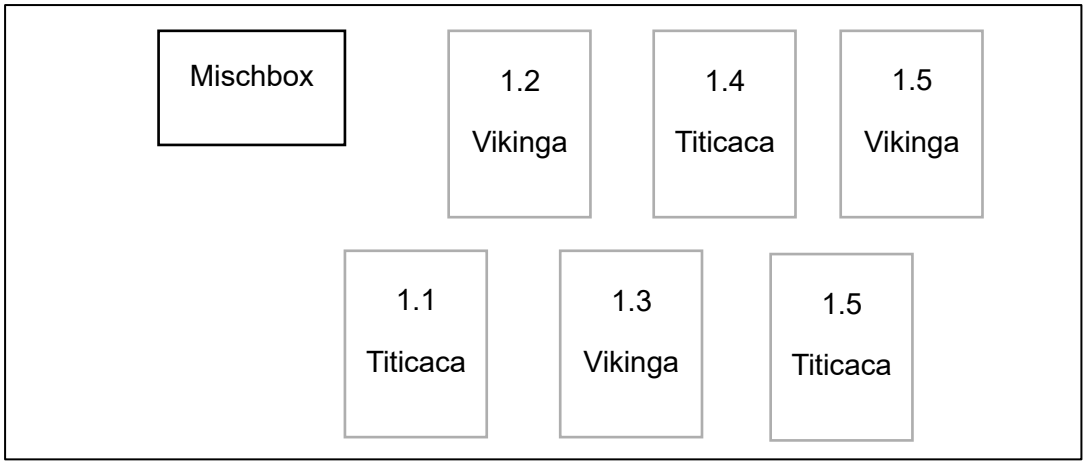


Abbildung 14: Pflanzenverteilung am Beispiel von Kammer I

A4 Nährstofflösungszusammensetzung

Tabelle 17: Rezeptur der Nährstofflösung

SL	Reagenz	Summenformel	Nährstoff	SL [g/L]
A	Di-Ammoniumhydrogenphosphat	$(NH_4)_2H_2PO_4$	NH_4, P	21
B	Kalziumnitrattetrahydrat	$Ca(NO_3)_2 \times 4H_2O$	Ca, NO_3	490
C	Kaliumnitrat	KNO_3	K, NO_3	271
D	Kaliumsulfat	K_2SO_4	K, S	60
E	Kaliumdihydrogenphosphat	KH_2PO_4	K, P	90
F	Magnesiumsulfatheptahydrat	$MgSO_4 \times 7\ H_2O$	Mg, Cl	170
G	Calciumchloriddihydrat	$CaCl_2 \times 2H_2O$	Ca, Cl	21,5
	Kaliumchlorid	KCl	K, Cl	10
H	EDTA, Eisen-Natriumsalz Trihydrat	$C_{10}H_{12}FeN_2NaO_8$	Fe	5,3
	Mangansulfatmonohydrat	$MnSO_4 \times H_2O$	Mn	1,9
	Zinksulfat-7-hydrat	$ZnSO_4 \times 7H_2O$	Zn	1,3
	Kupfersulfatpentahydrat	$CuSO_4 \times 5H_2O$	Cu, S	0,25
	Ammoniumheptamolybdäntetrahydrat	$(NH_4)_6Mo_7O_{24} \times 4H_2O$	Mo, NH_4	0,09
	Borsäure	H_3BO_4	B	2,9

A6 Pflanzen

Im Anhang A6 sieht man die einzelnen Pflanzen aus den Kammern am Tag der Entnahme.

Kammer I

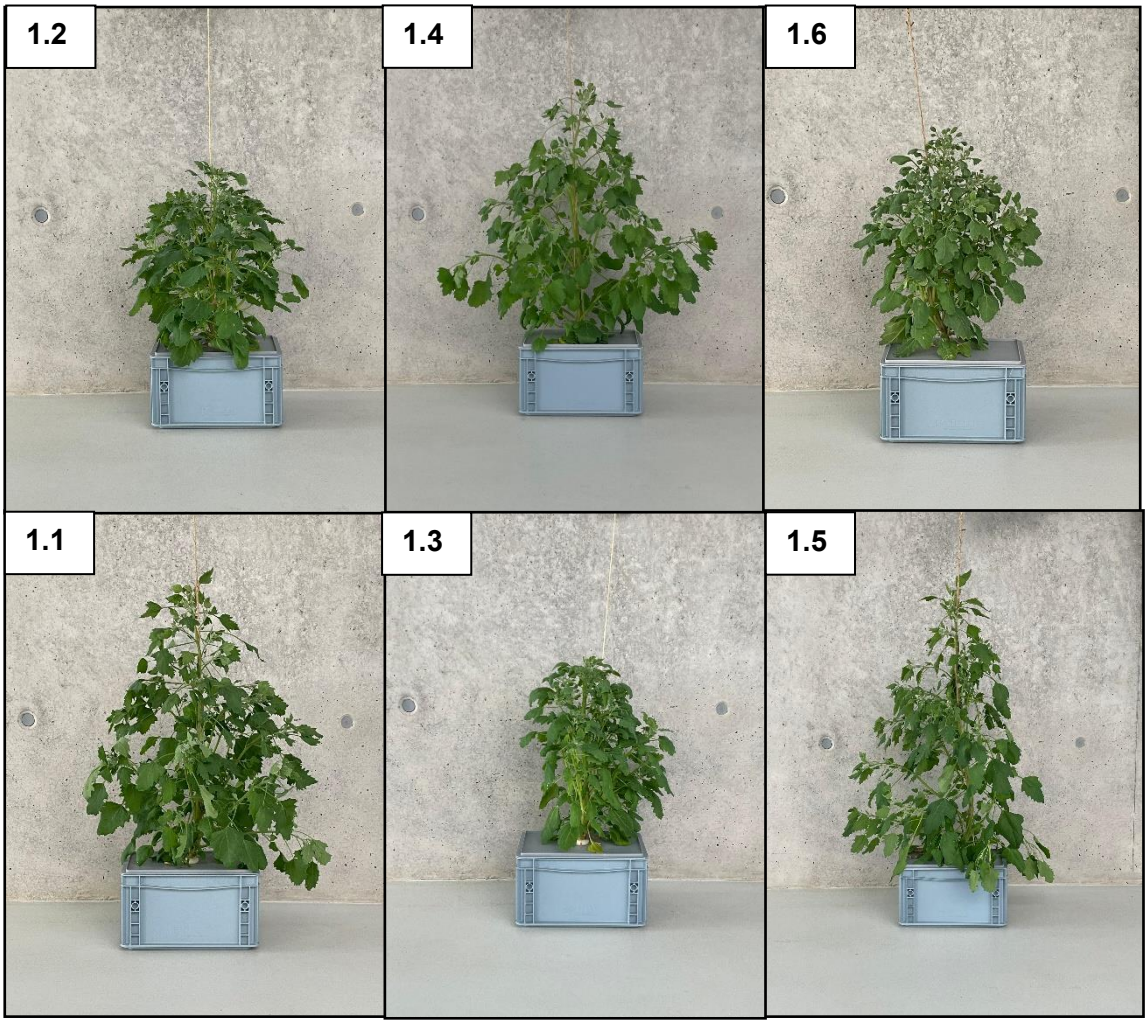


Abbildung 15: Pflanzen der Kammer I

Kammer II

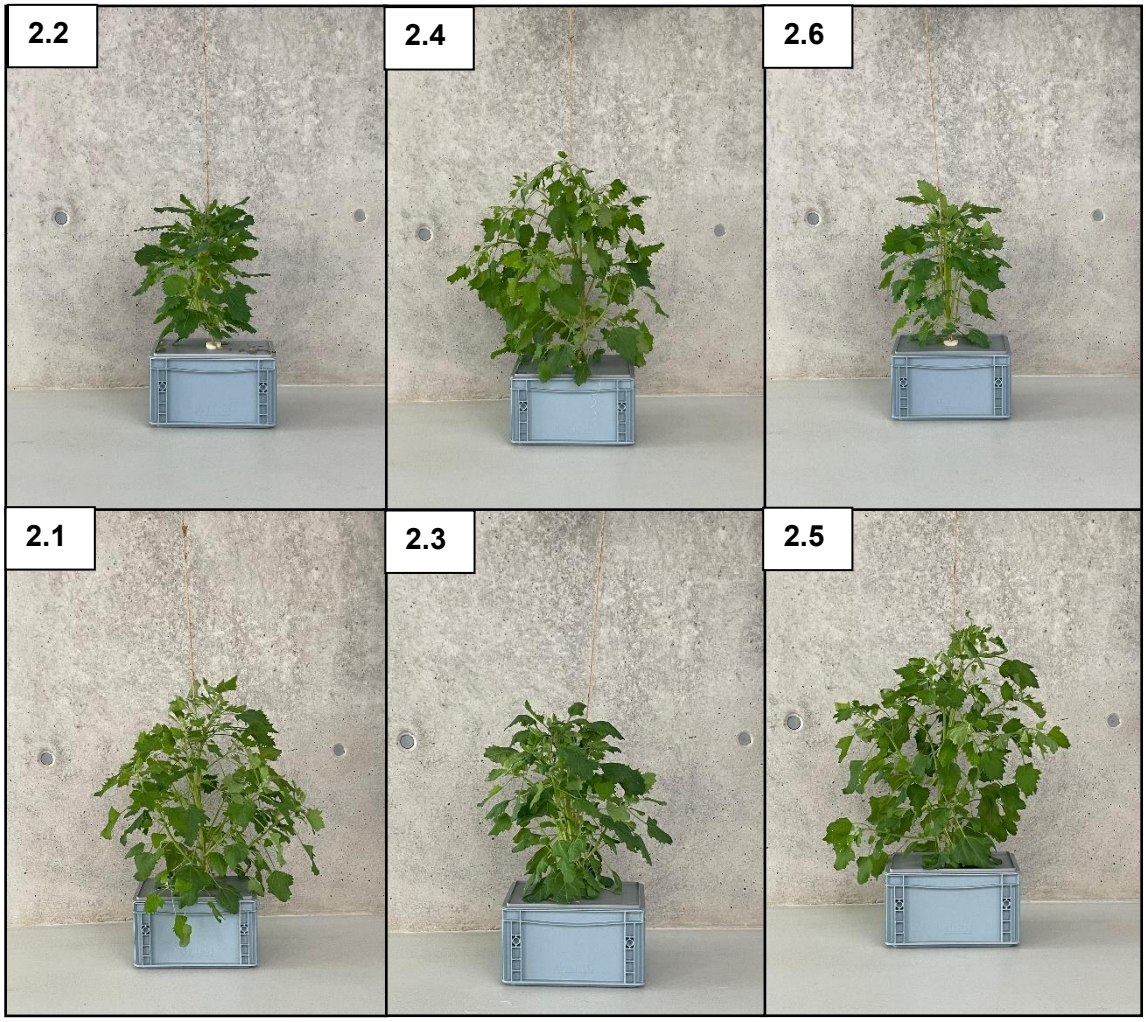


Abbildung 16: Pflanzen der Kammer II

Kammer III

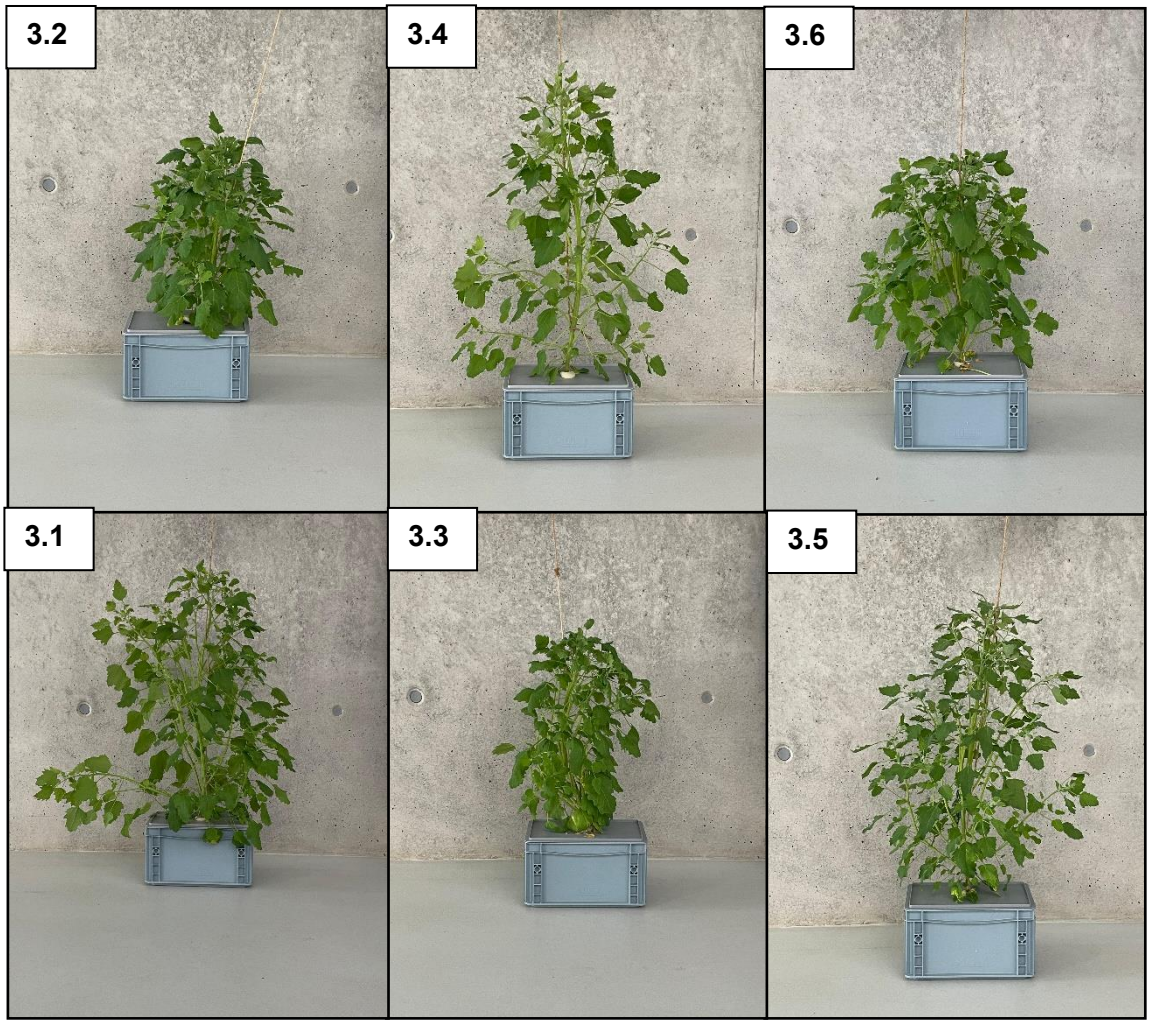


Abbildung 17: Pflanzen der Kammer III

8. Literaturverzeichnis

Al-Kodmany, K. (2018). The Vertical Farm: A Review of Developments and Implications for the Vertical City. *Buildings*, *8*(2), 24. https://doi.org/10.3390/buildings8020024

Cowden, R. J., Markussen, B., Ghaley, B. B. & Henriksen, C. B. (2024). The Effects of Light Spectrum and Intensity, Seeding Density, and Fertilization on Biomass, Morphology, and Resource Use Efficiency in Three Species of Brassicaceae Microgreens. *Plants*, *13*(1), 124. https://doi.org/10.3390/plants13010124

Dallmann, M. (2019). *Energieeffiziente Assimilationsbelichtung*. https://slub.qucosa.de/landing-page/?tx_dlf[id]=https%3A%2F%2Fslub.qucosa.de%2Fapi%2Fqucosa%253A71489%2Fmets

Duke, W. B., Hagin, R. D., Hunt, J. F. & Linscott, D. L. (1975). Metal Halide Lamps for Supplemental Lighting in Greenhouses: Crop Response and Spectral Distribution 1. *Agronomy Journal*, *67*(1), 49–53. https://doi.org/10.2134/agronj1975.00021962006700010013x

Fan, X., Xu, Z., Liu, X., Tang, C., Wang, L. & Han, X. (2013). Effects of light intensity on the growth and leaf development of young tomato plants grown under a combination of red and blue light. *Scientia Horticulturae*, *153*, 50–55. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.01.017

Fukuda, N., Fujita, M., Ohta, Y., Sase, S., Nishimura, S. & Ezura, H. (2007). Directional blue light irradiation triggers epidermal cell elongation of abaxial side resulting in inhibition of leaf epinasty in geranium under red light condition. *Scientia Horticulturae*, *115*(2), 176–182. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2007.08.006

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

Klein, G. (1927). Die Elektrizität im Dienste des Gartenbaues. In *Festschrift der Österreichischen Gartenbaugesellschaft* (S. 33–53). Springer, Vienna. https://doi.org/10.1007/978-3-7091-4768-9_4

Morrow, R. C. (2008). LED lighting in horticulture. *HortScience*, *43*(7), 1947–1950. https://doi.org/10.21273/hortsci.43.7.1947

Reichelt, T. & R. Oellerich, D. (2015). Pflanzen sehen anders: Mit dem richtigen Licht kann man das Pflanzenwachstum effizient beschleunigen. In *researchgate.net* (S. 54–57). https://www.researchgate.net/profile/Drees-Oellerich/publication/281493156_Pflanzen_sehen_anders_Mit_dem_richtigen_Licht_kann_man_das_Pflanzenwachstum_effizient_beschleunigen/links/55eb091608aeb65162676bff/Pflanzen-sehen-anders-Mit-dem-richtigen-Licht-kann-man-das-Pflanzenwachstum-effizient-beschleunigen.pdf

Roodenburg, J. (1940). *Das Verhalten von Pflanzen in verschiedenfarbigem Licht*. Natuurtijdschriften. https://natuurtijdschriften.nl/pub/552566

Schlick, G. & Bubenheim, D. L. (1993, 1. November). *Quinoa: An emerging new crop with potential for CELSS*. NASA Technical Reports Server (NTRS). https://ntrs.nasa.gov/citations/19940015664

Schratz, E. (1931). Einfluß künstlicher Beleuchtung auf höhere Pflanzen. *Der Züchter*, *3*(2), 45–57. https://doi.org/10.1007/bf01813072

Singh, D., Basu, C., Meinhardt-Wollweber, M. & Roth, B. (2015). LEDs for energy efficient greenhouse lighting. *Renewable And Sustainable Energy Reviews*, *49*, 139–147. https://doi.org/10.1016/j.rser.2015.04.117

Vilcacundo, R. & Hernández-Ledesma, B. (2016). Nutritional and biological value of quinoa (Chenopodium quinoa Willd.). *Current Opinion in Food Science*, *14*, 1–6. https://doi.org/10.1016/j.cofs.2016.11.007