



Universität für Bodenkultur Wien
University of Natural Resources
and Applied Life Sciences, Vienna

Einfluss künstlicher Lichtquellen auf das Wachstum, Vitalität, Nitratgehalt und Vermehrungsrate ex und in vitro kultivierter Pflanzen.

Masterarbeit am

Institut für Ingenieurbiologie und Landschaftsbau

Bearbeiter: Michael Gräf BSc.
H066 419
Matrikel Nr.: 1240584
069915077760

Betreuerin: Univ. Prof. Dipl.-Ing. Dr. Stangl Rosemarie
Mitbetreuerin: Dr. Kodym Andrea
Dr. Rebecca Hood

Danksagung

An erster Stelle möchte ich **meinen Eltern** danken, weil sie mir das Studieren ermöglichten, mich dabei vertrauensvoll und bedingungslos unterstützten und mir immer wieder zeigten, dass sie an mich glauben.

Meiner Professorin **Dr. Rosemarie Stangl** danke ich dafür, dass sie mir ermöglicht hat, die Masterarbeit am Institut zu schreiben und dass ich jederzeit mit Fragen zu ihr kommen durfte.

Meiner Zweitbetreuerin **Dr. Andrea Kodym**, für die tägliche Zusammenarbeit, die enorme Flexibilität, die Bereitschaft auf Emails selbst nach Mitternacht noch zu antworten, die Entwicklung der Idee und der Erstellung des Antrages, welcher die Masterarbeit erst ermöglichte.

Meiner Drittbetreuerin **Dr. Rebecca Hood**, welche mir dabei geholfen hat, Ideen zu sammeln und anschließend Methoden zu entwickeln und diese zu realisieren.

Dr. Gert Bachmann für die Unterstützung bei den Messungen der Lichtspektren und für die Bereitstellung diverser Geräte zur Erhebung verschiedenster Parameter.

Der **österreichischen Forschungsförderungsgesellschaft** für die Unterstützung des Projektes über den Innovationsscheck 859008.

Größter Dank gilt all meinen Freunden, welche mich in jeder Situation unterstützt und immer ein offenes Ohr und gute Ratschläge für mich zur Verfügung gestellt haben. Besonderer Dank gilt **Mag. Norbert Helm** für die Unterstützung im Umgang mit dem Statistikprogramm Rstudio, **Christian Eliasch** für mathematische Belange, **Susanne Stückler** für die Hilfe im Labor, **Sarah Chaloupka** für das ausführliche Peer-Review und **Annaperla Lauria** für den seelischen Beistand in allen Phasen der Arbeit.

Jene Menschen, die ich nicht erwähnt habe, mich aber trotzdem auf unterschiedlichste Art und Weise unterstützt und inspiriert haben, soll ebenso gedankt werden.

Zusammenfassung

Die vorliegende Masterarbeit beschäftigt sich mit den Auswirkungen von Licht emittierenden Dioden (LED) auf das Wachstum, den Nitratgehalt, die relative Photosyntheseleistung und den Kohlenstoffgehalt von selektierten Pflanzen, welche auf Hydrokultur kultiviert wurden. Die Basis der Arbeit sind mehrere Versuchsansätze mit verschiedenen Lichtintensitäten, Lichtspektren und Pflanzenarten. Es konnte festgestellt werden, dass die Grenzwerte der EU – Verordnung 1258/2011 für den Nitratgehalt in Gemüsepflanzen, von Pflanzen, welche unter künstlicher Belichtung auf Hydrokultur gewachsen sind, eingehalten werden. Zudem konnte verifiziert werden, dass Anteile im grünen Spektralbereich bei bestimmten Pflanzenarten eine Reduktion des Nitratgehaltes hervorrufen. Des Weiteren zeigte sich, dass langandauernde hohe Lichtintensitäten Stressreaktionen, ausgedrückt durch den C13 Wert in den Pflanzen, hervorrufen. Die letzte Forschungsfrage überprüfte die Tauglichkeit der Verwendung von Licht emittierenden Dioden in der pflanzlichen Gewebekultur im Vergleich zu konventionellen Leuchtstofflampen. Es konnte festgestellt werden, dass sie eine stromsparende Alternative, mit gleicher Wirkung auf die Pflanzen, darstellen.

Die Ergebnisse der Masterarbeit zeigen Potenziale für neue Entwicklungen im Bereich der urbanen Nutzpflanzenproduktion mit künstlicher Belichtung.

Abstract

The following Master Thesis focused light emitting diodes (LED) and their effects on growth rate, nitrate content, relative photosynthesis rate and carbon content of selected plants, grown on hydroculture. Different experimental conditions (e.g. light intensities, light spectra and plant species) allow comparisons and are the basis of this work.

The nitrate content in vegetables, which were grown on hydroculture under light emitting diodes, did not exceed the limit of the EU-regulation 1258/2011. A proportion of green light may cause a decrease in the nitrate content. Furthermore, it was demonstrated, that long lasting and high light intensities cause stress reactions in the plants, which is detectable by the C13 value.

Finally, the suitability of the use of light emitting diodes (LED) in plant tissue culture was tested. The results show that LED's are a power saving alternative compared to fluorescent tubes, with equal results on all tested species.

These results should show the development and potential of crop production with artificial light in the urban space.

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	9
2	Zielsetzungen und Fragestellungen	10
2.1	Zielsetzung	10
2.2	Fragestellungen und Hypothesen	11
3	Datengrundlage	12
3.1	Parameter der Lichtmessung	12
3.2	Das stabile Isotop C13	13
3.2.1	Vorgang im Calvin Zyklus	13
3.3	Entwicklung der urbanen Landwirtschaft	14
4	Material und Methoden	14
4.1	Belichtung für die urbane Nutzpflanzenproduktion	16
4.1.1	Pflanzenmaterial und Kultivierungsbedingungen Experiment 1	16
4.1.2	Pflanzenmaterial und Kultivierungsbedingungen Experiment 2	22
4.1.3	Datenerhebung	23
4.1.3.1	Frischgewicht	23
4.1.3.2	SPAD (Single-Photon Avalanche Diode) - Wert	24
4.1.3.3	Nitratgehalt in der Blattmasse	25
4.1.3.4	Kohlenstoffgehalt in der Blattmasse	28
4.2	LED - Belichtung in der Gewebekultur	29
4.2.1	Kulturbedingungen Experiment 1	29
4.2.2	Pflanzenmaterial Experiment 1	33
4.2.3	Kulturbedingungen Experiment 2	34
4.2.4	Pflanzenmaterial Experiment 2	35
4.2.5	Kulturmedium	36
4.2.6	Datenerhebung	36
4.3	Statistische Auswertung	37
5	Ergebnisse	38
5.1	Urbane Nutzpflanzenproduktion – Primärproduktion und Vitalität der Pflanzen	38
5.1.1	Optische Dokumentation zum Zeitpunkt der Datenaufnahme	38
5.1.2	Blattmasse frisch Experiment 1	40
5.1.3	Kohlenstoffgehalt in der Blattmasse Experiment 1	43
5.1.4	Blattmasse frisch Experiment 2	45
5.1.5	Kohlenstoffgehalt in der Blattmasse Experiment 2	46
5.2	Urbane Nutzpflanzenproduktion - Grenzwerte des Nitratgehaltes	47
5.2.1	Nitratgehalt	47
5.2.2	SPAD – Wert	51

5.3	LED – Belichtung in der Gewebekultur - Experiment 1	53
5.4	LED – Belichtung in der Gewebekultur - Experiment 2	56
5.4.1	Anzahl der Sprosse	56
5.4.2	Anzahl der Nodien	58
5.4.3	Sprosslänge	60
5.4.4	Durchschnittliche Sprosslänge	62
5.4.5	Überlebensrate	64
6	Diskussion	65
6.1	Blattmasse und Vitalität der Pflanzen	65
6.2	Grenzwerte des Nitratgehaltes	67
6.3	LED – Belichtung in der Gewebekultur	68
6.4	Praktische Relevanz im Bereich des Urban Farmings	69
7	Literaturverzeichnis	70
8	Tabellenverzeichnis	73
9	Abbildungsverzeichnis	77
10	Anhang	81
10.1	Programmcode Rstudio Forschungsfrage 1	81
10.2	Programmcode Rstudio Forschungsfrage 2	82
10.3	Programmcode Rstudio Forschungsfrage 3	83
10.4	Histogramme und Quantil – Diagramme der Datensätze	87

1 Einleitung

Die aktuelle Entwicklung der Licht emittierenden Dioden (LED) schafft Potenzial für die kontrollierte Kultivierung von Pflanzen und erweitert die Möglichkeiten, nachhaltige Systeme für die Zukunft zu entwickeln. Es ist möglich, dass LED Lampen das natürliche Spektrum des Lichtes imitieren und somit die Entwicklung und das Wachstum von photosynthetisch aktiven Organismen gewährleisten. Zu beachten ist hierbei, wie sich Variationen der Intensität und der Wellenlänge der Lichtquelle auf den Metabolismus der Pflanzen auswirken.

Künstliches Licht soll Pflanzen mit Energie im richtigen Wellenlängenbereich versorgen, um ihre Entwicklung zu gewährleisten. Zu diesem Zweck werden hauptsächlich Leuchtstofflampen mit blauem und rotem Spektralbereich eingesetzt. Jedoch sind das Spektrum und die Intensität der Leuchtstoffröhren über längere Zeit nicht stabil, was aus der Adsorption des Quecksilbers an den Lampenkomponenten, der Zersetzung des Leuchtstoffes und aus der Lebensdauer der Glühkathoden resultiert. Halogenmetall- und Natriumdampflampen haben eine relativ hohe Lichtausbeute (bis zu 200 Lumen pro Watt) und eine hohe photosynthetisch aktive Strahlung (PAR bis zu 40%). Jedoch verhindern die hohen Betriebstemperaturen eine nahe Platzierung zu den Pflanzen, und die Spektralverteilung (hoher Anteil von grün - gelb und signifikante ultraviolette Abstrahlung) verändert sich im Verhältnis zum Energieeinsatz. Dies beschränkt ihren Einsatz und ihre technische Entwicklung. Unter allen künstlichen Lichtquellen haben LED die höchste photosynthetisch aktive Abstrahlung (80-100%). Ihre Effizienz, die niedrigen Betriebstemperaturen, die kleine Größe und die hohe Lebenserwartung machen sie ideal für den Einsatz als künstliche Lichtquelle für Pflanzen. Die Verwendung von konventionellen Pflanzenlampen wie Leuchtstoffröhren und Metaldampflampen, nimmt aufgrund dieser Faktoren stetig ab (vgl. DARKO et al., 2014, S.2). Die LED Technologie eröffnet dank ihrer Vorteile neue Zugänge in allen Bereichen, in denen Pflanzen mit künstlichem Licht versorgt werden müssen, dies jedoch mit den älteren Lichtquellen zu ineffizient war. Neue Zugänge in den Bereichen der urbanen Nutzpflanzenproduktion, sowie der Innenraumbegrünungen mit Vertikalsystemen sind dadurch möglich. Um dies zu erreichen, benötigt es noch weitere Forschung in den Bereichen der Lichtqualität und -quantität, sowie deren Auswirkung auf die Pflanzen.

2 Zielsetzungen und Fragestellungen

2.1 Zielsetzung

Diese Masterarbeit fand im Rahmen eines FFG (Forschungsförderungsgesellschaft) - Innovationschecks geförderten Projektes statt, welches ein Förderangebot für Klein- und Mittelunternehmen ist. Das Ziel des Projektes war es, den Einsatz von LED Lampen in der urbanen Gemüsepflanzenproduktion und der Gewebekultur zu testen und zu optimieren. Der Projektpartner war die Firma WABE GmbH, welche die gewonnenen Erkenntnisse der Masterarbeit verwenden kann, um ihre LED Lampen weiterzuentwickeln.

Verschiedene Systeme mit LED Beleuchtung wurden unter kontrollierten Bedingungen einem Funktionstest unterzogen, um das Lichtspektrum, die photosynthetische Photonenstromdichte und die Leistung der Lichtquellen für Innenraumbegrünungen und Vertikalsysteme zu optimieren. Die gesammelten Daten sollen dazu dienen, eine Lampe zu konzipieren, welche bei möglichst geringem Leistungsinput maximalen Ertrag bringt, um sie für den Einsatz in privaten Haushalten rentabel zu machen. Weiters können sie dazu beitragen, vorhandene Systeme zu optimieren und neue Ansätze im Bereich der künstlichen Belichtung von Pflanzen zu finden. Wie zum Beispiel der Anzucht von Kräutern und Gemüse in den eigenen vier Wänden.

In diesem Zusammenhang ist der Nitratgehalt in Gemüsepflanzen ein relevanter Faktor, da er nicht nur art- sondern auch lichtabhängig ist (vgl. AGES 2016, S.5). Nitrat (NO_3^-) ist eine anorganische Verbindung, die aus den Elementen Stickstoff (N) und Sauerstoff (O) besteht. Um ein optimales Pflanzenwachstum zu ermöglichen, müssen Pflanzen durch Düngemaßnahmen mit diesen Nährstoffen versorgt werden. Nitrat selbst ist für den erwachsenen Menschen kaum gesundheitsgefährdend, jedoch unter bestimmten Umständen (z. B. durch Bakterien im Mundraum oder Magen) kann Nitrat teilweise zu Nitrit (NO_2^-) umgewandelt werden. Nitrit kann einerseits den Sauerstofftransport im Blut behindern und andererseits mit sekundären Aminen sogenannte Nitrosamine bilden, welche stark kanzerogen sind (vgl. BANSPACH L., 2012: Nitrat-Gehalt in Gemüse Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit (LGL), unter: <https://www.lgl.bayern.de/lebensmittel/chemie/kontaminanten/nitrat/>, aufgerufen am 21.04.2017). Um eine mögliche Gefährdung des Verbrauchers zu verhindern, wurde von der EU eine Verordnung (Nr. 1258/2011) erlassen, welche die Höchstgehalte für Nitrate in Lebensmitteln regelt. Der Nitratgehalt in Pflanzen ist abhängig von der Lichtintensität, weshalb im Winter bei wenig Sonne höhere Werte enthalten sind.

Ein Teil der Arbeit beschäftigte sich damit herauszufinden, ob die Grenzwerte der EU – Verordnung 1258/2011 von privaten Verbrauchern, welche ihr Gemüse zu Hause auf Hydrokultursystemen unter LED Belichtung kultivieren, eingehalten werden können.

Des Weiteren sollte die Arbeit feststellen, ob LED Lampen in Gewebekulturlabors, für die in-vitro Kultivierung von Pflanzen einsetzbar sind. Laut IAEA (International Atomic Energy Agency) (2004 S.41) sind künstliche Lichtquellen in den Kulturkammern der Gewebekultur eine der teuersten und ineffizientesten Faktoren. Somit könnte die LED Technologie eine kostengünstige Alternative zu den konventionellen Leuchtstoffröhren, welche noch immer weitverbreitet in den Kulturkammern verwendet werden, darstellen.

2.2 Fragestellungen und Hypothesen

Keywords. Urbane Nutzpflanzenproduktion, in-vitro, Hydrokultur, Light-emitting-diode, PAR, Spektralverteilung, Pflanzenphysiologie.

- **F1:** Welche Auswirkungen haben LED Systeme mit unterschiedlichen Lichtintensitäten und Farbspektren auf die Primärproduktion und Vitalität von fünf ausgewählten Gemüsepflanzen (Basilikum, Pak choi, Spitzkohl, Radicchio und Endiviensalat)?
- **F2:** Können die von der EU festgelegten Grenzwerte für den Nitratgehalt von ausgewählten Gemüsepflanzen, welche auf Hydrokultur unter LED Beleuchtung kultiviert worden sind, eingehalten werden?
- **F3:** Gibt es einen Unterschied zwischen konventionellen Leuchtstoffröhren und LED Lichtquellen auf die Vermehrungsrate und Qualität von in-vitro kultivierten Pflanzen?

Arbeitshypothesen:

- **H1:** Unterschiedliche Lichtintensitäten und Farbspektren der LED Lichtquellen, haben keinen Einfluss auf die Primärproduktion und Vitalität von selektierten Gemüsepflanzen.
- **H2:** Die Gemüsepflanzen Rucola, Kohl und Pak Choi, welche unter LED Beleuchtung auf Hydrokultur kultiviert wurden, befinden sich innerhalb der von der EU festgelegten Grenzwerte für den Nitratgehalt.
- **H3:** In-vitro kultivierte Pflanzen (*Solanum tuberosum*, *Dracocephalum austriacum* und *Nerium oleander*) unter LED Beleuchtung zeigen keine Unterschiede bezüglich der Vermehrungsrate und Qualität, im Gegensatz zu konventionellen Leuchtstoffröhren.

3 Datengrundlage

3.1 Parameter der Lichtmessung

Für die künstliche Belichtung von Pflanzen bieten LED technische Vorteile gegenüber traditionellen Lichtquellen. Sie bestehen aus Halbleitermaterialien, welche beim Anlegen einer Spannung und dem Entstehen eines Stromflusses, je nach Ausgangsmaterial verschiedene Wellenlängen des Lichtes emittieren können (vgl. MITCHELL, 2012, S.23-36). Dieser Vorgang wird als Elektrolumineszenz bezeichnet (vgl. DHLICHT 2012, S.13). Die Absorption der Strahlungsenergie von Lichtquanten durch Photosynthesepigmente ist die Grundlage aller photosynthetischen Prozesse. Der Wellenlängenbereich von 400 – 700 nm ist jener, welcher für Pflanzen und die Prozesse der Photosynthese notwendig sind, man bezeichnet diesen Bereich als photosynthetisch aktive Strahlung (PAR – photosynthetic active radiation) (vgl. NOBEL 1991, S.245-296). Er wurde 1993 von der CIE (Commission Internationale l'éclairage) als internationaler Standard festgelegt (CIE 106/8 1993). Quantum-Meter sind Messgeräte, welche ausschließlich das von Pflanzen verwertbare Licht im Wellenlängenbereich des PAR messen. Die Einheit zur Quantifizierung des PAR ist die photosynthetische Photonenflussdichte (PPFD – photosynthetic photon flux density). Dieser Wert gibt an, wie viele Photonen pro Sekunde, pro Quadratmeter auf eine Fläche in $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ auftreffen. Die Photonenflussdichte sollte immer an mehreren Punkten in einem Raster gemessen werden, um aussagekräftige Daten über eine Lichtquelle zu erhalten (vgl. MCCREE, 1972, S. 191-216). Es gibt einige speziell für die Belichtung von Pflanzen entwickelte Leuchtmittel, die durch die Angaben des photosynthetischen Photonenflusses (PPF – photosynthetic photon flux), also der Anzahl der Photonen im Bereich der PAR, welche innerhalb einer Sekunde vom Leuchtmittel ausgehen (gemessen in $\mu\text{mol}/\text{s}$), beschrieben werden. Der PPF beschreibt wie viele Lichtteilchen pro Sekunde von einer Lichtquelle emittiert werden. Er lässt sich jedoch nur mittels Ulbricht Kugel, einem komplexen Verfahren, messen. Im Gegensatz dazu, wird das Licht der Hellempfindlichkeitskurve des menschlichen Auges bei Tageslicht mit den Einheiten Lumen und Lux angegeben. Da das menschliche Auge sehr empfindlich gegenüber Licht im gelben Bereich (570 – 600 nm) des Lichtspektrums ist, erhalten dessen Photonen bei Lux- oder Lumen- Messungen auch eine höhere Bewertung als jene von blauem oder rotem Licht, weshalb diese Einheiten nicht für die Aussagen über Pflanzenlampen herangezogen werden sollten (vgl. FEDERER et.al 1966, S. 654-657).

3.2 Das stabile Isotop C13

Die Fähigkeit, mithilfe von Lichtenergie und anorganischen Vorstufen organische Verbindungen zu synthetisieren, kennzeichnet photoautotrophe Organismen. Dieser Prozess wird Photosynthese genannt. Hierbei werden einerseits Kohlenhydrate aus dem CO₂ (Kohlenstoffdioxid) der Atmosphäre gebildet und andererseits dient die Lichtenergie der Bildung von Ammoniumstickstoff aus dem aufgenommenen Nitrat (vgl. KADERREIT, 2014, S.392). Der Kohlenstoff (C) des aus der der Atmosphäre aufgenommenen CO₂ hat zwei stabile, natürlich vorkommende Isotope, das leichte C12 (98,98%) und das etwas schwerere C13 (1,11%).

Der Öffnungszustand der Stomata wird neben der Wasseraufnahme und der CO₂-Konzentration im Blatt auch vom Licht und der Temperatur reguliert. Wenn Pflanzen keinem physiologischen Stress ausgesetzt sind, sind ihre Spaltöffnungen geöffnet. In diesem Zustand kommt es zu keiner Aufnahme des schwereren C13. Dies verläuft im Wesentlichen so, dass CO₂ mit dem schwereren C13-Isotop im Pflanzengewebe gegenüber dem mit dem leichteren C12 diskriminiert wird. Das bedeutet, dass weniger C13 in den Calvinzyklus eingebaut wird, als dessen Gehalt in der Luft entspricht. Ist die Pflanze jedoch physiologischem Stress ausgesetzt, schließen sich die Stomata und die Pflanze ist gezwungen, das schwere C13 zu verwenden (FARQUHAR et. al. 1989, S.504).

3.2.1 Vorgang im Calvin Zyklus

Im Calvin-Zyklus addiert das Enzym Ribulose-1,5-bisphosphat-carboxylase/-oxygenase (RuBisCO) ein Molekül CO₂ an Ribulosebisphosphat (RuBP₂) als einleitenden Schritt. Bei diesem Prozess wird das C13 im Verhältnis zu C12 wesentlich stärker, nämlich um 28 ‰, diskriminiert. Das an C13 verarmte CO₂ steht für die Kopplung an RuBP₂ durch die RuBisCO zur Verfügung.

In groben Zügen wird die Gesamtdiskriminierung immer dann groß sein (stark negatives $\delta^{13}\text{C}$), wenn die Diskriminierung durch die RuBisCO dominiert wird (C3-Pflanzen bei weit offenen Stomata), und sie wird immer klein sein (geringere negative $\delta^{13}\text{C}$ -Werte) wenn die Stomata stark verengt sind, sprich die CO₂-Aufnahme stark eingeschränkt ist. Da der Ausgangswert der Luft -8 ‰ ist, kann der $\delta^{13}\text{C}$ theoretisch nie weniger als -36 ‰ (-8 plus -28) sein. Bei mit Wasser gut versorgten C3- Pflanzen liegen die Werte tatsächlich im Durchschnitt bei -28,5 ‰ (meist -25 ‰ bis -32 ‰) (vgl. KADERREIT, 2014, S.793).

3.3 Entwicklung der urbanen Landwirtschaft

Neue Zugänge zur Lebensmittelproduktion werden in Zukunft zwingend notwendig sein. Momentan liegt die Weltbevölkerung bei 7,6 Milliarden Menschen und diese wird bis in das Jahr 2050 auf 9,8 Milliarden anwachsen, dies geht aus dem neuesten Bericht der UNITED NATIONS (2017) hervor. Der Druck auf landwirtschaftliche Flächen steigt, bei gleichbleibender Produktionsweise besteht in Zukunft ein Bedarf an zusätzlichen Flächen von 850 Millionen Hektar, welche in dieser Form nicht existieren (vgl. DESPOMMIER D., 2010: Das Gewächshaus im Wolkenkratzer, unter: <http://www.spektrum.de/magazin/das-gewaechshaus-im-wolkenkratzer/1023392>, aufgerufen am 23.11.2017). Bewegungen, die dem entgegensteuern, sind das „Urban gardening“, worunter die gemeinschaftliche gärtnerische Nutzung städtischer Flächen verstanden wird (vgl. BOHN et. al. 2015, S.196) oder die „Urban agriculture“. Diese hat laut Definition des Entwicklungsprogrammes der Vereinten Nationen (UNDP 2015), die Erzeugung, Verarbeitung und Vermarktung von Nahrungsmitteln und anderen Produkten in urbanen und pre-urbanen Räumen unter Anwendung intensiver Produktionsmethoden, Verwendung städtischer Abfallstoffe und natürlicher Ressourcen zum Ziel.

Die Entstehung neuer Technologien, insbesondere jener der LED, eröffnen Potenziale für weitere Entwicklungsschritte in die Richtung der urbanen Nahrungsmittelproduktion. Durch künstliche Belichtung entsteht die Möglichkeit, die Produktion von außen nach innen zu verlegen, dadurch kann ganzjährig durchgehend produziert werden. Entwickelt wurde diese Form der Nahrungsmittelproduktion von der NASA, um Raumfahrt-Missionen zu weit entfernten Zielen zu ermöglichen. Sie produzierten Salat (*Lactuca sativa* `Waldmanns Green`) unter LED Belichtung auf Hydrokultur und testeten dabei verschiedene Lichtspektren, um herauszufinden, welcher Wellenlängenbereich den größten Ertrag bei geringstem Leistungsaufwand erbringt. Es stellte sich heraus, dass der Stromverbrauch unter LED Belichtung signifikant geringer ist als unter konventionellen Lichtquellen und die Produktionszeit der Pflanzen durch die Hydrokultur beinahe halbiert wird (vgl. POULET et.al., 2014, S. 43-52).

Diese Art der Lebensmittelproduktion wird „Controlled-environment agriculture“ (CEA) genannt, unter diesen Begriff fallen Gewächshäuser, hydroponische Anlagen, Aquakulturen, und vertikale Grünwandsysteme. Darunter werden alternative Systeme der Nahrungsmittelproduktion verstanden, wie z.B. in Bereichen mit reduziertem Tageslicht (in nördlichen Ländern), schwierigen Umweltbedingungen oder limitiertem Platz, wie Städten. Vorteile dieser Technologien sind höhere Erträge durch Schaffung von idealen Kulturbedingungen, höherer Ertrag pro m² und die effiziente Nutzung von Nährstoffen und Wasser (vgl. DARKO et.al., 2014, S.1-8).

Einen Schritt in diese Richtung geht das Wiener Start-Up „Ponix Systems“, sie bringen die Gemüseproduktion auf Hydrokultur unter künstlicher Belichtung in die Vertikale. Somit kann der Wohnraum effizient genutzt werden, um Gemüse und Kräuter in den eigenen vier Wänden zu kultivieren.

Andere Systeme, wie die „Kratky-Methode“, funktionieren ohne Wasserpumpe und sind relativ einfach selbst aufzubauen. Hierbei kann nach sechs bis sieben Wochen geerntet

werden, diese Anlagen ohne Wasserpumpen funktionieren jedoch nur für Blattgemüse wie Salat, Kohl, Pak choi und ähnliches (vgl. KRATKY, 2009, S. 65-72).

Die Ergebnisse der vorliegenden Masterarbeit sollen dabei helfen, die Vielzahl der unterschiedlichen Systeme weiterzuentwickeln und ihre praktische Anwendbarkeit für die Zukunft zu sichern.

4 Material und Methoden

4.1 Belichtung für die urbane Nutzpflanzenproduktion

Mit diesen Experimenten wurde der Forschungsfrage 1 und 2 nachgegangen. Dazu wurden verschiedene Nutzpflanzen unter zwei verschiedenen LED Lichtquellen in einem Büro der Universität Wien ohne natürlichem Licht kultiviert. Hierbei wurden zwei verschiedene Experimente mit unterschiedlicher Lichtquantität durchgeführt. Die Pflanzen wurden acht Tage lang gekeimt, pikiert und danach sechs Wochen lange in Kultur gehalten, anschließend wurden alle für die Forschungsfragen relevanten Daten erhoben.

4.1.1 Pflanzenmaterial und Kultivierungsbedingungen Experiment 1

Fünf Nutzpflanzen wurden in der Pflanzschale "Växer" (Artikelnummer 203.187.24) von Ikea nach deren Anleitung unter künstlichem Licht gekeimt (siehe Abb. 1 & 2) (vgl. IKEA 2015, S.6). Die Arten waren Zitronenbasilikum (*Ocimum basilicum citriodorum*), Pak choi (*Brassica rapa subsp. Chinensis*), Spitzkohl (*Brassica oleracea var. capitata f. alba*), roter Radicchio (*Cichorium intybus var. Foliosum*) und Endiviensalat (*Cichorium endivia*). Diese wurden ausgewählt, da sie alle ungefähr dieselbe Keimdauer haben. Dazu wurden die Samen, welche von Ikea bezogen wurden, in Wurzelkissen aus Steinwolle gelegt und vollständig in Wasser getränkt, die Platzierung der Samen erfolgte mittels Zufallsprinzips. Danach wurden sie mit einem transparenten Deckel abgedeckt und jeweils eine Pflanzschale mit der LED Lampe von Ikea und eine mit der LED Aenano in einem Zyklus von 16 h Licht und 8 h Dunkelheit beleuchtet.



Abbildung 1: Samen in Wurzelkissen aus Steinwolle (E. A.).



Abbildung 2: Pflanzschale mit transparentem Deckel (E. A.).

Nach acht Tagen wurden jeweils sechs Individuen pro Art, welche erfolgreich Kotyledonen gebildet hatten, pikiert. Dazu wurden sie mit dem Wurzelkissen aus Steinwolle in

Hydrokulturtöpfe mit Bimssteingranulat oder Seramis versetzt. Vier Versuchsansätze mit jeweils 15 Pflanzen wurden aufgebaut:

1. Ikea Lampe auf Bimsstein
2. Ikea Lampe auf Seramis
3. Aenano Lampe auf Bimsstein
4. Aenano Lampe auf Seramis

Pro Lichtquelle befanden sich somit 30 Pflanzen in Kultur (siehe Abb. 5). Die Platzierung der Pflanzen in den Behältern erfolgte wieder zufällig. Für die Hydrokultur wurde das System „Växer“ (Artikelnummer 103.187.29) von Ikea verwendet (siehe Abb. 3 & 4). Sie wurden jeweils mit 4 l Wasser und 8 ml Flüssigdünger befüllt. Es wurde die von Ikea vorgeschriebene Düngertlösung (NPK Stickstoff, Phosphat und Kalium 5 – 3 – 8 mit Spurennährstoffen, Artikelnummer 203.176.49) verwendet. Bei jedem weiteren Gießen wurde auf 1 l Wasser 4 ml Flüssigdünger beigemischt, es wurde darauf geachtet, dass sich der Wasserstandsanzeiger immer zwischen Minimum und Maximum befand. Die Laufzeit des Versuches nach dem Pikieren betrug 6 Wochen, danach wurden die Pflanzen geerntet und alle relevanten Parameter für die Untersuchungen erhoben (siehe Kapitel 3.1.3 Datenaufnahme).

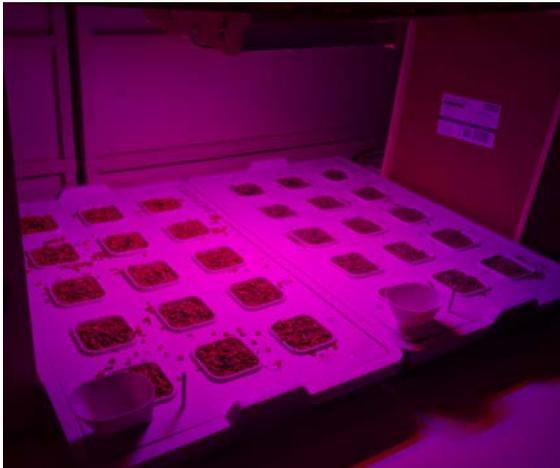


Abbildung 3: Pikierte Pflanzen im Hydrokultursystem Växer von Ikea unter der Beleuchtung der Aenano – LED (E. A.).

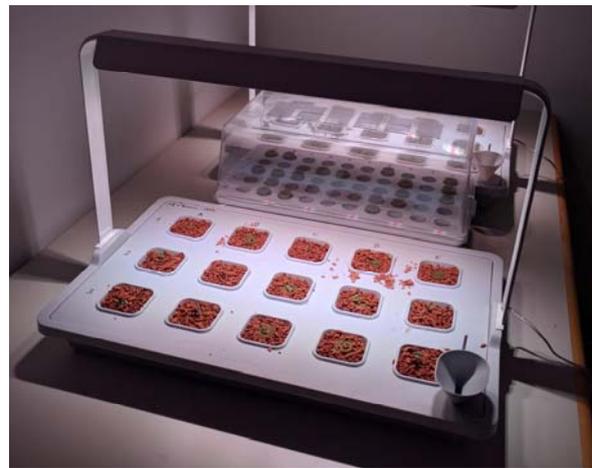


Abbildung 4: Pikierte Pflanzen im Ikea Hydrokultursystem – Växer mit Seramis befüllt (E. A.).

Für das Experiment wurde ein wohnraumähnlicher Zustand simuliert, in welchem kein natürliches Licht vorhanden war, was durch das Abkleben der Fenster mit lichtdichter Folie erreicht wurde. Die Raumtemperatur betrug $23 \pm 3^\circ\text{C}$ und die relative Luftfeuchtigkeit lag bei $50 \pm 5\%$. Die Lampe von Ikea hatte eine durchschnittliche photosynthetische Photonenstromdichte (PPFD) von $121 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ und die Aenano LED eine PPFD von $192 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$. Beide wurden auf einer Höhe von 30 cm über dem Pflanzsubstrat montiert und mit einem Quantum-, Radio- und einem Photometer LI – 189 der Firma LI-COR eingemessen. Dazu wurde jedem Pflanzenbehälter eine Nummer zugewiesen und diese einzeln vermessen und der Mittelwert auf die gesamte Fläche berechnet (siehe Tabelle 1 bis 4).

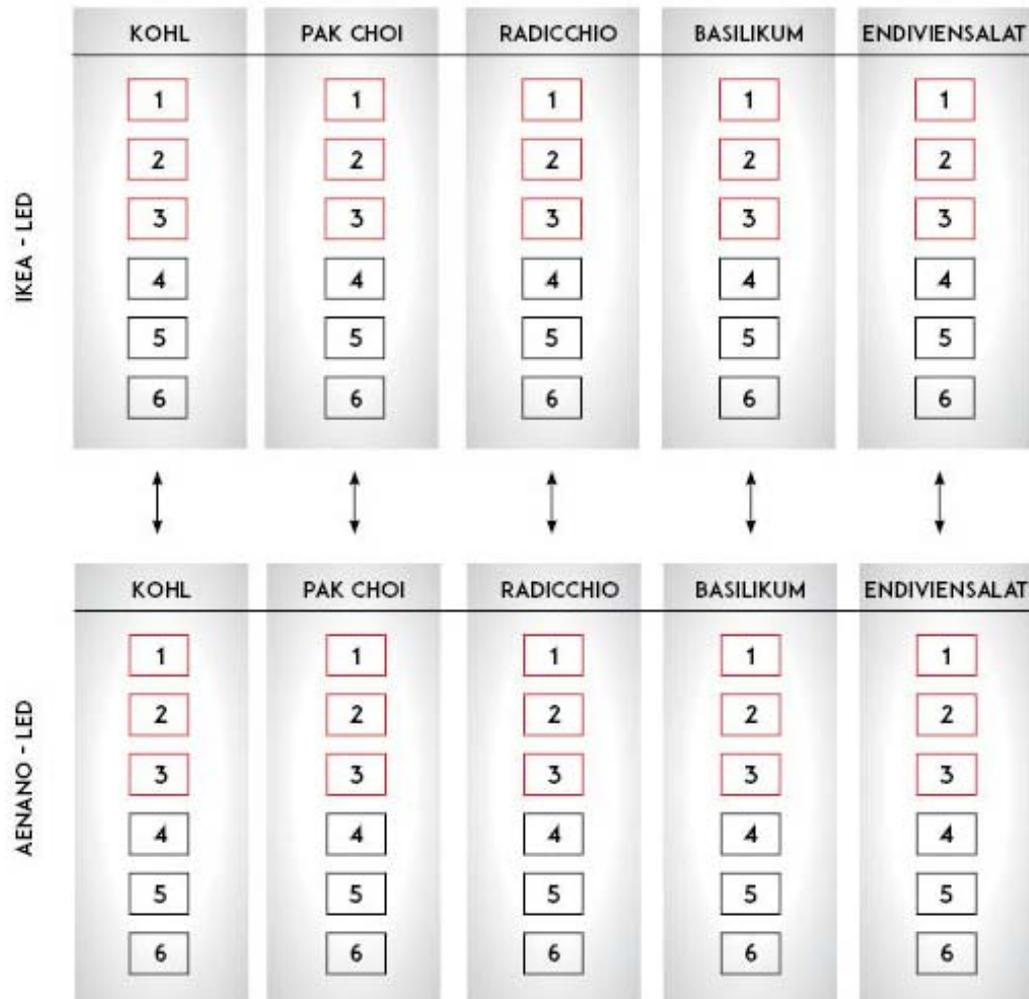


Abbildung 5: Versuchsaufbau von Experiment 1 mit einer Individuenzahl von sechs Stück pro Art unter jeder Lichtquelle (n=60). Rot dargestellt sind die Arten auf Seramis und schwarz auf Bimsstein (E. D.).

V1 - Ikea - Abstand 30cm

	A	B	C	D	E
1	98,1	136,62	144,29	134,44	98,72
2	121,24	167,53	186,57	172,06	116,84
3	69,52	98,72	105,77	103,54	70,94

Durchschnittlicher PPFD:

121,66	$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$
--------	------------------------------------

Tabelle 1: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V1 im Experiment 1 (E. D.).

V2 - Ikea - Abstand 30cm

	A	B	C	D	E
1	94,83	126,95	142,56	139,11	94,48
2	120,19	162,27	177,51	172,11	125,91
3	67,79	89,71	107,03	109,99	81,11

Durchschnittlicher PPFD:

120,77	$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$
--------	------------------------------------

Tabelle 2: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V2 im Experiment 1 (E. D.).

V3 - Aenano - Abstand 30cm

	A	B	C	D	E
1	177,23	295,8	362,4	314,3	217,3
2	126,17	189,2	236,3	208,6	152,1
3	72,24	110,54	138,06	123,9	92,66

Durchschnittlicher PPFD:

187,79	$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$
--------	------------------------------------

Tabelle 3: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V3 im Experiment 1 (E. D.).

V4 - Aenano - Abstand 30cm

	A	B	C	D	E
1	80,77	120,15	145,3	131,75	90
2	139,97	211,5	254,5	220,8	145,88
3	185,91	302,6	381,6	338,1	213,5

Durchschnittlicher PPFD:

197,49	μmol/m ² s
--------	-----------------------

Tabelle 4: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V4 im Experiment 1 (E. D.).

69,52	108,53	147,54	186,55	225,56	264,57	303,58	342,59	381,6
μmol/m ² s								

Tabelle 5: Gradueßer Verlauf des PPFD für die Tabelle 1-4 und 6-7 (E. D.).

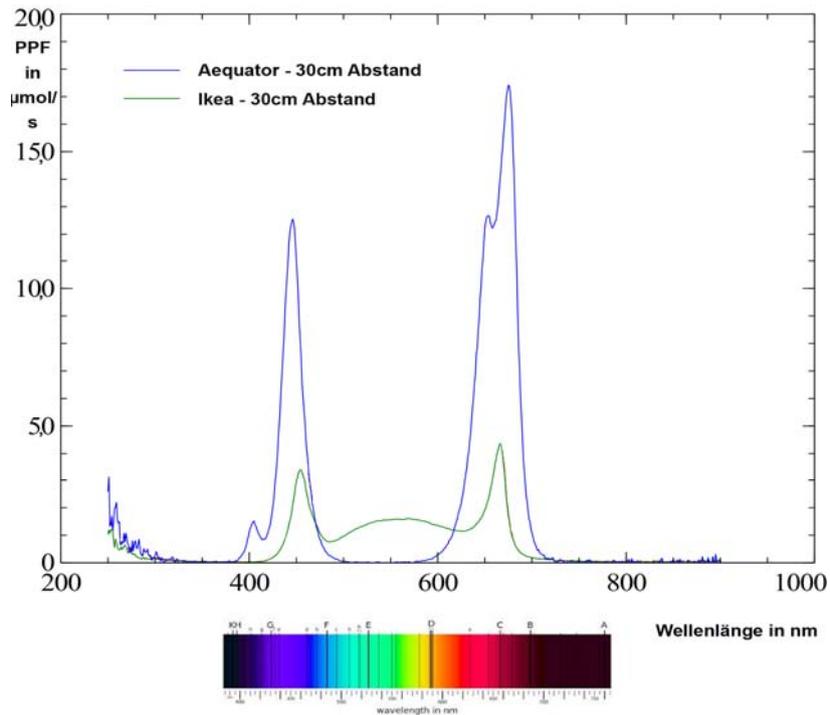


Abbildung 6: Spektralverteilung der Aenano LED und der Ikea LED übereinander projiziert, gemessen mit einem Spektrometer ILT 550 der Firma International Light Technologies (E. D.).

In Abbildung 6 sieht man die Spektralverteilung der beiden Lampen, die miteinander verglichen wurden, beide zeigen Spitzen bei ungefähr 450 nm und 660 nm. Die absorbierte Energie im Wellenlängenbereich zwischen 400 nm und 700 nm wird von Pflanzen für biochemische Prozesse, v.a. die Photosynthese, verwendet. Es wird im Wesentlichen blaues Licht (400 nm – 500 nm) und rotes Licht (660 nm – 700 nm) in den Absorptionsbanden des Chlorophylls, der Carotinoide sowie verschiedener Pigmente der Vegetation absorbiert (vgl. GATES, 1980). Beide Lampen haben ihre Spitzenwerte in den Bereichen des Chlorophyll A und B. Zusätzlich hat die LED von Ikea einen Anteil im grünen Wellenlängenbereich (490 nm – 570 nm), dadurch erscheint ihr Licht weiß, im Gegensatz zur Aenano, welche aufgrund der Kombination von blau und rot violett wirkt (siehe Abb. 3).

4.1.2 Pflanzenmaterial und Kultivierungsbedingungen Experiment 2

Das Experiment zur Klärung der Forschungsfrage 2 war im Wesentlichen eine Wiederholung des ersten Experimentes, mit den gleichen Umgebungsparametern, jedoch wurden die beiden Lampen auf annähernd dieselbe photosynthetische Photonenstromdichte ($121 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$) eingestellt (siehe Tabelle 6 & 7). Der Abstand der Aenano LED wurde aufgrund dessen von 30 cm auf 46 cm erhöht und die Ikea LED wurde auf 30 cm belassen. Der wesentliche Unterschied zwischen den Lampen bestand in diesem Versuch, im zusätzlichen Spektralbereich von 390-450 nm der Aenano LED (siehe Abb. 7). Die Abundanz der Arten wurde von fünf auf drei reduziert und statt Seramis wurde nur noch Bimsstein als Substrat verwendet, was zu einer Individuenzahl von zehn Pflanzen pro Art mit gleichen Parametern führte. Die verwendeten Arten waren Pak choi (*Brassica rapa subsp. Chinensis*), Spitzkohl (*Brassica oleracea var. capitata f. alba*) und Rucola (*Eruca sativa*).

V3 - Aenano - Abstand 46cm

	A	B	C	D	E
1	136,6	166,4	170,3	163,26	131,11
2	110,65	143,49	146,79	143,92	113,14
3	88	121,97	119,8	111,56	90,37

Durchschnittlicher PPFd:

130,49

$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$

Tabelle 6: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V3 im Experiment 2 (E. D.).

V4 - Aenano - Abstand 46cm

	A	B	C	D	E
1	93,67	110,16	114,35	108,59	86,43
2	124,3	138	140,41	131,27	103,31
3	140,72	160,18	172,56	157,5	126,46

Durchschnittlicher PPFd:

127,19

$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$

Tabelle 7: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V4 im Experiment 2 (E. D.).

4.1.3 Datenerhebung

Es wurden für beide Experimente unmittelbar zum Erntezeitpunkt nach sechs Wochen, dieselben Daten erhoben. Das Frischgewicht von Wurzel und Spross, das Wurzel-Spross-Verhältnis und Chlorophyllmessung mittels SPAD (Single-Photon Avalanche Diode) wurden direkt vor Ort an der Universität Wien durchgeführt. Der Nitratgehalt und der Kohlenstoffgehalt in der Blattmasse wurden am Austrian Institute of Technology in Tulln ermittelt. Für beide Experimente wurden alle oben genannten Parameter erhoben, für die Auswertung wurden nur jene herangezogen, die zur Klärung der Forschungsfragen relevant waren.

4.1.3.1 Frischgewicht

Für die Ermittlung des Frischgewichtes, wurde der Hydrokulturtopf aus der Pflanzwanne entnommen und die Wurzelmasse vom Substrat mit Wasser ausgewaschen. Hierbei wurde darauf geachtet, dass die vollständige Wurzelmasse erhalten bleiben konnte (siehe Abb. 7 & 8). Anschließend wurden die Wurzeln mit Küchenrolle abgetrocknet und am Wurzelansatz mit einer Rasierklinge von der Blattmasse getrennt.



Abbildung 7: Spitzkohl vollständig befreit vom mineralischen Pflanzsubstrat (E. A.).



Abbildung 8: Pak Choi in einem Hydrokulturtopf mit herausragender Wurzelmasse (E. A.).

Anschließend wurden die Pflanzenteile mit einer Schere kleingeschnitten und mit einer Sartorius M-Power Waage auf Gramm mit drei Nachkommastellen abgewogen (siehe Abb. 10). Die Blattmasse und die Wurzelmasse wurden separat voneinander behandelt, für die anschließende Berechnung des Verhältnisses von Wurzel zu Spross.

4.1.3.2 SPAD (Single-Photon Avalanche Diode) - Wert

Die Chlorophyllmessung erfolgte mittels des tragbaren Chlorophyll-Messgeräts SPAD- 502 (Konica Minolta Sensing, Inc., 2003), welches den relativen Chlorophyllgehalt durch die Absorption des Blattes von blauem (400 - 500nm Wellenlänge) und rotem (600 - 700nm Wellenlänge) Licht bestimmt (siehe Abb. 9) (vgl. ALMSTEDT 2010, 18). Dies basiert auf den Absorptions- und Reflexionseigenschaften von Chlorophyll bei diesen Wellenlängen. Bei der Messung wird das Blatt in die Messkammer eingeklemmt und Licht der oben angeführten Wellenlängen durch das Blatt transmittiert. Durch Rezeptoren kann das transmittierte Licht quantifiziert werden. Die Transmission wird bei beiden Wellenlängenbereichen miteinander verglichen und das SPAD-Meter berechnet automatisch einen numerischen Wert, den sog. SPAD-Wert (GWATA et al., 2004, 155)

Für die Chlorophyllmessung wurde zuerst das Messgerät SPAD 502 kalibriert, indem die Messkammer leer zugeedrückt wurde. Dann wurde bei jeder Pflanze das dritthöchste, voll entwickelte Blatt in das SPAD-Messgerät eingeklemmt, den SPAD Messwert genommen und gespeichert. Für jedes Blatt wurden fünf Messungen durchgeführt und der Durchschnittswert berechnet. Somit wurde der Einfluss von ungleichmäßigen Chlorophyllverteilungen minimiert (UDDLING et al., 2007, 45). Es wurde darauf geachtet, die Hauptblattadern bei der Messung auszulassen, da diese kein Chlorophyll enthalten (WALTER 2009, 12)



Abbildung 10: Chlorophyll-Messgerät SPAD-502 (E. A.).



Abbildung 9: Sartorius M-Power Waage (E. A.).

4.1.3.3 Nitratgehalt in der Blattmasse

Für die Ermittlung des Nitratgehaltes wurde von jeder Pflanze ein Loch mit einem Durchmesser von 5,5 mm vom dritthöchsten voll entwickelten Blatt ausgestanzt und auf Milligramm mit drei Nachkommastellen abgewogen. Die Probe wurde in ein 2 ml Mikrozentrifugenröhrchen (Eppendorf) gegeben und mit 1 ml destilliertem Wasser aufgefüllt und anschließend bei -80°C eingefroren. Für jede Pflanze wurden jeweils zwei Proben angefertigt. Die gefrorenen Proben wurden anschließend zum AIT nach Tulln transportiert, wo die weiteren Auswertungen erfolgten. Die gefrorenen Proben wurden mit einer Schwingmühle MM301 der Firma Retsch (siehe Abb. 12) fünf Minuten mit einer Frequenz von 20 Schwingungen pro Sekunde homogenisiert und anschließend mit 1 ml destilliertem Wasser verdünnt und erneut vermischt. Zur Feststellung des Nitratgehaltes in der vorbereiteten Lösung wurde der Griess Test verwendet (vgl. MOLECULARPROBES 2003). Dazu wurde 50 ml Vanadium Chlorid (8 g/l VCL 97%) Lösung hergestellt, 100 ml Griess Reagenz I (= 200 mg/l N-Naphtylethylenediamine dihydrochloride) und 100 ml Griess Reagenz II (10 g/l Sulfanilamide und 3 M HCl).



Abbildung 11: Mikroplatte cellstar mit den Assays zur Messung des Nitratgehaltes (E. A.).



Abbildung 12: Schwingmühle MM 301 der Firma Retsch zur Homogenisierung von Lösungen (E. A.).

Es wurden zwei Standardreihen mit 10 ppm NO_3^- Lösung erstellt, um eine Kalibrierungskurve zu erhalten (siehe Abbildung 13). Dazu wurde in die erste Zelle H1 einer Mikroplatte 100 μl 10 ppm NO_3^- Lösung gegeben, die zweite Zelle G1, wurde zur Hälfte mit destilliertem Wasser verdünnt um 100 μl 5 ppm NO_3^- Lösung zu erhalten. Es wurde so oft

verdünnt, bis eine Lösung mit 0,15625 ppm NO₃⁻ entstanden ist, in die letzte Zelle A1 wurde destilliertes Wasser gefüllt (siehe Abb. 11). Zur Messung der Rohdaten wurde ein „EnSpire 2300 Multilabel Reader“ (siehe Abb. 14) mit einer Programmeinstellung in der Wellenlänge von 540 nm verwendet.

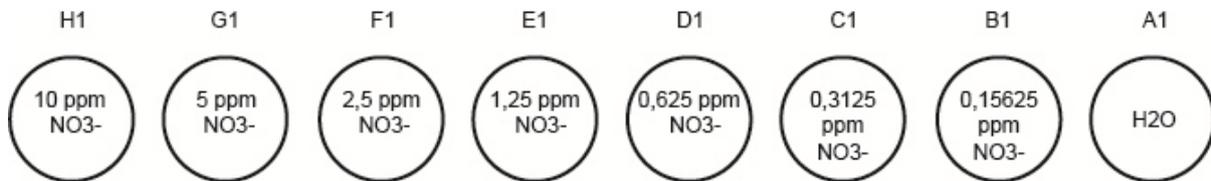


Abbildung 13: Standardreihe mit 10 ppm NO₃⁻ Lösung verdünnt bis 0,15625 ppm NO₃⁻ und in der letzten Probe A1 ist destilliertes Wasser (E. A.).



Abbildung 15: Microplate cellstar eingelegt in den „EnSpire 2300 Multilabel Reader“ für die Messung des Nitratgehaltes (E. A.).



Abbildung 14: Datenausgabe des „EnSpire 2300 Multilabel Reader“ für die jeweilige Messung (E. A.).

Es wurden für jede Pflanze 100 µl der homogenisierten Probe mit 100 µl VCl₃, 50 µl Griess I und 50 µl Griess II in einem Microplate cellstar vermischt und dann für 60 Minuten bei 37°C inkubiert. Das Nitrat in der Lösung reagiert mit dem Färbemittel und verändert ihre Farbe. Je höher die Konzentration ist, desto dunkler verfärbt sich die Probe (siehe Abb.11). Der Nitratgehalt wird bestimmt durch den Vergleich der Absorptionswerte der Proben mit den Werten von den bekannten Proben der Standardreihe (siehe Abb. 16). Bei dieser Methode ist die Menge an absorbiertem Licht direkt proportional zu der Nitratkonzentration in einer Reichweite von 0,1 bis 10 ppm (entspricht 0,1 bis 10 mg). Anschließend wurde von den gemessenen Werten die NO₃⁻ Konzentration von destilliertem Wasser abgezogen und in die Geradenkurve $y=k*x+d$ eingesetzt. Dies ergibt ppm NO₃⁻ pro Liter, daraufhin wurde noch die Verdünnung des destillierten Wassers mit dem Gewicht der ausgestanzten Probe in Verhältnis gesetzt und mit dem Faktor 1000 multipliziert, um auf [mg pro 1000g] zu kommen (siehe Formel 1).

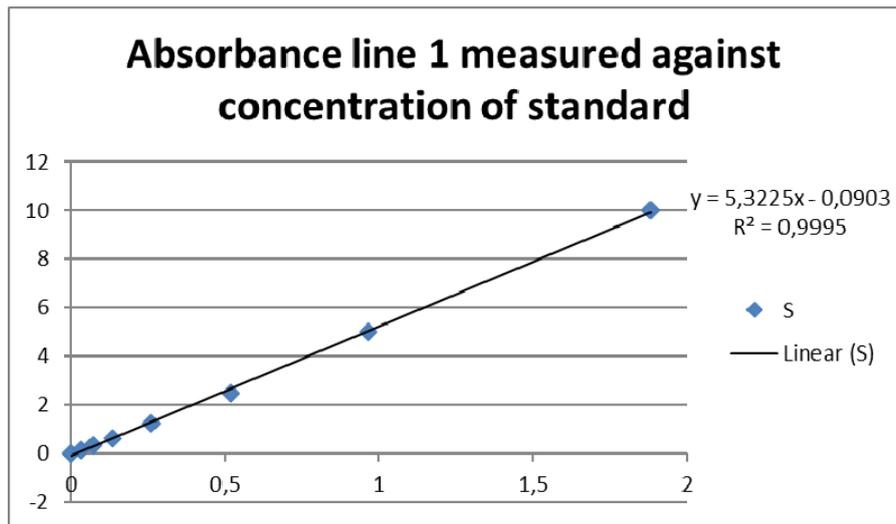


Abbildung 16: Absorptionslinie der Nitratstandardlinie von 0.15625 bis 10 ppm (E. A.).

$$X[\text{mg NO}_3 \text{ pro } 1000\text{g}] = \frac{\text{Verdünnung [g]}}{\text{Sample [g]}} \cdot \text{ppm Nitrat} \left[\frac{(10^{-6})\text{g}}{\text{g}} \right] \cdot 1000$$

Formel 1: Formel zur Berechnung der Nitratkonzentration der Proben, mit den Rohdaten des EnSpire 2300 (E. D.).

4.1.3.4 Kohlenstoffgehalt in der Blattmasse

Zur Messung des Kohlenstoffgehaltes wurde die getrocknete Sprossmasse jeder Pflanze in eine 2 ml Mikrozentrifugenröhrchen (Eppendorf) gegeben und mit zwei Eisenkugeln befüllt. Danach wurden die Proben mit der Schwingmühle MM301 der Firma Retsch (siehe Abb. 12) für 5 Minuten mit einer Frequenz von 20 Schwingungen pro Sekunde zu einem feinen Pulver gemahlen. Anschließend wurden 3 mg des Pulvers in 3,3 x 5,5 mm große Zinnkapseln eingewogen. Zur Erstellung der Standardreihe für die Kalibrierfunktion wurden bekannte Konzentrationen miteingewogen. Diese waren 12 Kapseln Cellulose zu 2,5 mg, 5 Acetanilid zu 0,4 mg, 4 Koffein zu 0,3 mg und 2 Urea Isotope zu 0,3 mg. Für die Ermittlung des Kohlenstoffgehaltes wurde eine Isotopenuntersuchung mit einem Massenspektrometer „Delta V Advantage Ratio MS“ durchgeführt (siehe Abb. 17 & 18). Die anschließende Analyse und Berechnung der Standardreihe wurde am Austrian Institute of Technology in Tulln, unter der Leitung von Dr. Rebecca Hood-Nowotny durchgeführt.

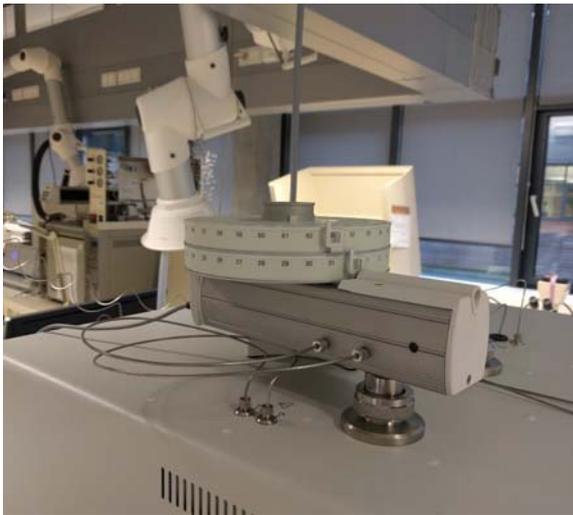


Abbildung 17: Bestückungsscheibe auf das Massenspektrometer „Delta V Advantage Ratio MS“ aufgesetzt (E. A.).



Abbildung 18: Einlegen der Proben in die Bestückungsscheibe für die Isotopenverhältnis- Massenspektrometrie (IRMS) (E. A.).

4.2 LED - Belichtung in der Gewebekultur

Mit diesen Versuchen wurde der Forschungsfrage 3 nachgegangen. Dazu wurden Vermehrungskulturen aus der Gewebekultur von verschiedenen Arten jeweils unter einer „Aenano LED“, einer „24W MASTER LEDtube 1500 mm 865 T8“ von Philips und einer „Osram BIOLUX L58W965“ Leuchtstoffröhre in einer Wachstumskammer der Universität Wien miteinander verglichen. Es wurden zwei Experimente mit unterschiedlichen Lichtverhältnissen durchgeführt, welche jeweils vier Wochen nach Versuchsbeginn ausgewertet wurden.

4.2.1 Kulturbedingungen Experiment 1

In der Wachstumskammer betrug die Temperatur $25 \pm 1^\circ\text{C}$, und die relative Luftfeuchtigkeit war konstant bei $50 \pm 5\%$. Es war kein natürliches Licht vorhanden, die Kulturen wurden pro Tag 16 h lang beleuchtet. Vier Stück der Osram BIOLUX Lampe wurden auf eine Höhe von 30 cm über dem Boden der Pflanzregale montiert, um eine PPFD von $60 - 70 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ zu erreichen. Dies stellt einen üblichen Wert dar, mit dem in den letzten Jahren in den Gewebekammern gearbeitet wurde. Ebenfalls vier Stück der MASTER LEDtube von Philips wurden auf Anfrage bei Philips auf 30 cm Höhe montiert, wodurch eine PPFD von $150 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ erreicht wurde. Zwei Stück der Aenano LED wurden ebenfalls auf einen Abstand von 30 cm montiert, um sie mit den anderen Lampen vergleichen zu können.

Die Bauformen der ersten beiden Lampen waren längliche Röhren, im Vergleich zu den Aenano Lampen welche als rechteckige Paneele ausgeführt waren. Die durchschnittliche photosynthetische Photonenstromdichte wurde für jede Lampe mit einem Quantum-, Radio- und Photometer LI – 189 ermittelt. Dazu wurde ein Raster im Abstand von 15 mal 15 cm (siehe Abb. 19) unter den Lampen erstellt und vermessen, anschließend wurde der Mittelwert der gesamten Fläche berechnet (siehe Tabelle 8 bis 10). Die Spektralbereiche der verschiedenen Lampen (Abb. 20 – 22) wurden mithilfe eines Spektroradiometers der Firma International light Technologies gemessen und mit der Software Spetrilight III ausgewertet (ILT550).



Abbildung 19: Kulturregal mit abgeklebtem Raster zum Vermessen der Lampen und Positionierung der Kulturgefäße (E. A.).

Vermessungspunkte Osram BIOLUX L 58W/965 Leuchtstoffröhren im Abstand von 30 cm.

61,41	69,56	73,74	75,66	76,21	75,47	75	72,79	69,44
60,38	68,06	72,46	72,86	74,76	75,14	65,75	72,44	67,12
59,16	63,84	67,99	68,21	68,69	69,24	67,76	66,53	64,23

Durchschnittlicher PPFD:

69,66	μmol/m ² s
-------	-----------------------

Tabelle 8: PPFD der Osram Leuchtstoffröhre an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters.

Vermessungspunkte Philips "MASTER LEDtube 24W865 T8" im Abstand von 30 cm.

131,28	151,27	159,2	163,8	165,77	166,13	163,33	157,06	135,39
129,5	146,48	154,7	158,78	161,7	160,31	158,8	156,11	128,67
120,81	136,62	143,5	147,71	149	146,4	143,03	140,11	121,48

Durchschnittlicher PPFD:

150,48	μmol/m ² s
--------	-----------------------

Tabelle 9: PPFD der Philips „MASTER LEDtube“ an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters.

Vermessungspunkte der Aenano LED im Abstand von 30 cm.

80,86	127,02	134,9	100,39	67,37	64,05	94,43	136,42	78,69
110,59	189,87	199,39	140,96	88,3	82,29	124,16	177,42	105,49
83,93	138,03	146,4	103,1	74,21	67,5	93,11	122,03	78,42

Durchschnittlicher PPFD

114,45	μmol/m ² s
--------	-----------------------

Tabelle 10: Gradueßer Verlauf des PPFD für die Tabelle 8-10 (E. D.).

59,16	76,68	94,21	111,74	129,27	146,8	164,33	181,86	199,39	
<table border="1"><tr><td>μmol/m²s</td></tr></table>									μmol/m ² s
μmol/m ² s									

Tabelle 11: PPFD der „Aenano LED“ an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters (E. D.).

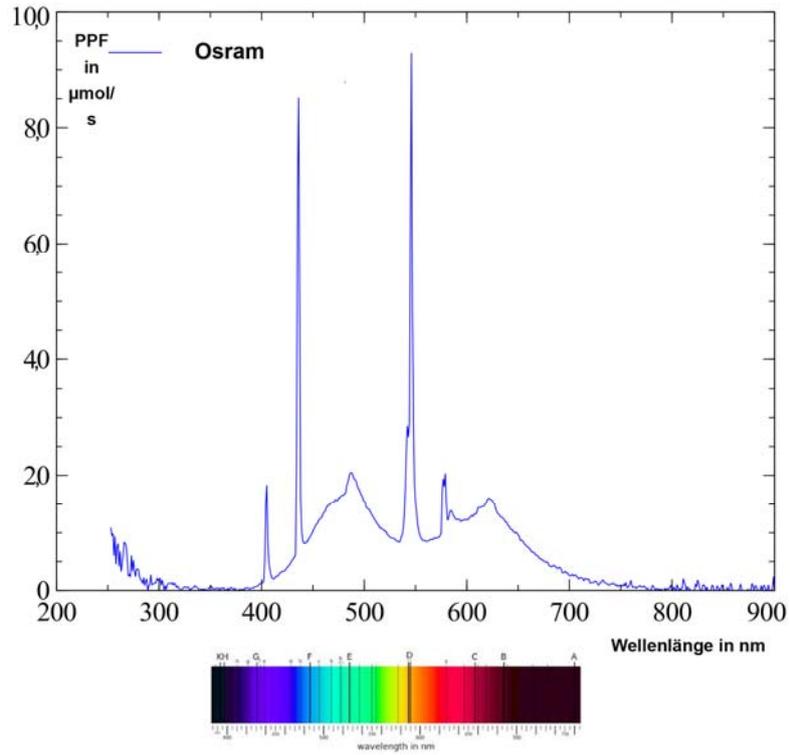


Abbildung 20: Spektralverteilung der Osram BIOLUX L 58W/965 Leuchtstoffröhre (E. D.).

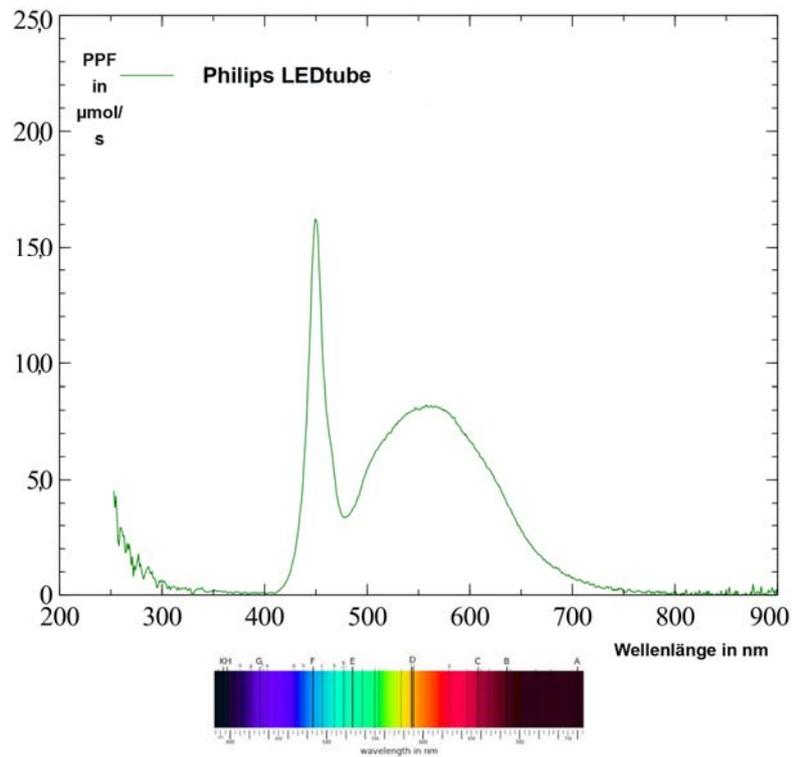


Abbildung 21: Spektralverteilung der Philips "MASTER LEDtube HF 1500 mm 24W865 T8" (E. D.).

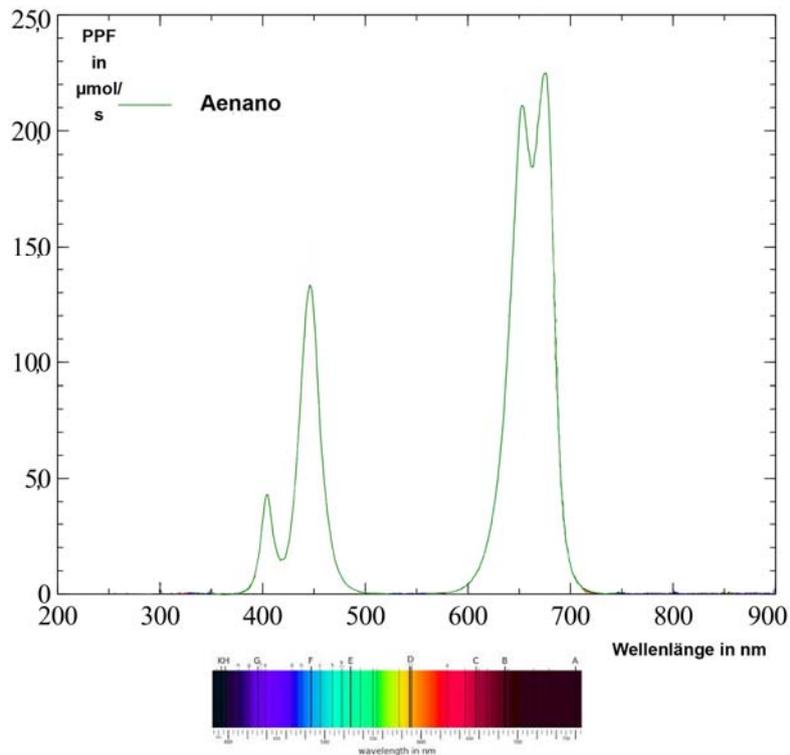


Abbildung 22: Spektralverteilung der Aenano LED (E. D.).

In Tabelle 8 bis 11 ist erkennbar, dass die Osram BIOLUX und die Philips MASTERLED unterschiedlich stark sind, jedoch eine homogene Verteilung des Lichtes auf die Fläche haben. Die Aenano LED hingegen hat eine diffuse Verteilung des Lichtes, welche sich durch die Werte innerhalb der Lampe von 78,42 bis 199,39 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ widerspiegeln. Die Spektralbereiche der drei Lampen haben alle eine Spitze im blauen Lichtbereich von 420 – 490 nm, zusätzlich hat die Aenano noch einen Anteil im violetten von 380 – 420 nm (siehe Abb. 20-23). Des Weiteren ist auffällig, dass die Osram BIOLUX kein kontinuierliches Farbspektrum aufweist, sie hat Emissionen im roten, grünen und blauen Bereich des sichtbaren Spektrums, welche sich dem Prinzip der additiven Farbmischung in der Lampe zu weißem Licht addieren. Auch die Philips MASTERLED erzeugt aufgrund des grünen Anteiles ein weißes Licht, im Gegensatz zur Aenano LED welche violett abstrahlt. Auffällig sind noch die zwei unterschiedlichen Spitzen im roten Bereich der Aenano LED, welche vermutlich durch unterschiedliche Dioden in diesem Wellenbereich entstehen (siehe Abb. 22).

4.2.2 Pflanzenmaterial Experiment 1

Für das erste Experiment zur Klärung der Forschungsfrage 3 wurden Vermehrungskulturen von *Solanum tuberosum* – „Kartoffel“ (Solanaceae) und *Dracocephalum austriacum* – „Österreichischer Drachenkopf“ (Lamiaceae), welcher in Österreich als stark gefährdete Spezies gilt, verwendet (vgl. FRANK, 2015). Diese wurden mittels Nodienkultur vermehrt. Für die Versuche von *S. tuberosum* wurden die Sprosse der Pflanzen unter sterilen Bedingungen zerteilt, sodass die daraus entstehenden Explantate ein Nodium aufwiesen und etwa 10 mm lang waren (siehe Abb. 24). Bei *D. austriacum* wurden ebenfalls 10 mm lange Explantate hergestellt, jedoch mit einem gegenständigen Nodienpaar und einer Sprossspitze (siehe Abb. 23). Es wurden pro Art und Lampe zehn Kulturgefäße der Firma HIPP mit jeweils fünf Explantaten gefüllt (siehe Abb. 25), was einer Individuenzahl von 50 Stück pro Art und Lampe entsprach. Die HIPP Gläser für *D. austriacum* hatten einen Durchmesser von 6 cm und eine Höhe von 10 cm, jene für *S. tuberosum* waren ident bis auf die Höhe von 13 cm.



Abbildung 24: Explantate von *Dracocephalum austriacum* mit einem Nodienpaar und einer Sprossspitze (E. A.).



Abbildung 24: Explantate von *Solanum tuberosum* mit einem Nodium (E. A.).



Abbildung 25: Jeweils fünf Explantate von *Dracocephalum austriacum* in einem Kulturgefäß zu Beginn des Experimentes (E. A.).

4.2.3 Kulturbedingungen Experiment 2

Das zweite Experiment in der Gewebekultur war im Wesentlichen eine Wiederholung des ersten Experimentes mit den gleichen Umgebungsparametern, jedoch wurden alle drei Leuchtkörper auf annähernd dieselbe photosynthetische Photonenstromdichte ($70 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$) eingestellt (siehe Tabelle 12 - 15). Der Abstand der Osram BIOLUX blieb unverändert bei 30 cm, die Distanz der Philips „MASTER LEDtube HF 1500 mm 24W865 T8“ wurde von 30 cm auf 40 cm erhöht, und statt vier Röhren wurden nur zwei in die Fassungen des Vorschaltgerätes montiert. Die Aenano LED wurde auf einen Abstand von 61 cm zentral im Pflanzregal platziert. Die jeweiligen Spektralbereiche der Lampen (Abb. 20 – 22) blieben unverändert.

Vermessungspunkte der Osram BIOLUX L 58W/965 Leuchtstoffröhre im Abstand von 30 cm.

61,41	69,56	73,74	75,66	76,21	75,47	75	72,79	69,44
60,38	68,06	72,46	72,86	74,76	75,14	72,75	72,44	67,12
59,16	63,84	67,99	68,21	68,69	69,24	67,76	66,53	64,23

Durchschnittlicher PPFD

69,66	$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$
-------	------------------------------------

Tabelle 12: PPFD der Osram Leuchtstoffröhre an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters (E. D.).

Vermessungspunkte der Philips "MASTER LEDtube 24W865 T8" im Abstand von 40 cm.

59,89	60,12	61,96	64,42	65,54	63,46	66,43	63,54	59,11
64	73,74	78,68	80,33	81,18	81,3	80,62	77,61	62,22
59,43	63,74	68,39	68,75	69,24	68,7	69,22	66,32	59,88

Durchschnittlicher PPFD

68,07	$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$
-------	------------------------------------

Tabelle 13: PPFD der Philips „MASTER LEDtube“ an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters (E. D.).

Vermessungspunkte der Aenano LED im Abstand von 61 cm.

64,67	72,48	75,86	78,69	78,1	77,55	72,43	65,61	54,31
66,72	75,76	80,81	83,02	81,08	78,65	74,56	68	56,29
58,2	67,25	71,69	73,49	71,83	68,63	66,04	60,31	50,5

Durchschnittlicher PPFD

70,09	μmol/m ² s
-------	-----------------------

Tabelle 14: PPFD der „Aenano LED“ an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters (E. D.).

50,50	54,57	58,63	62,70	66,76	70,83	74,89	78,96	83,02
								μmol/m ² s

Tabelle 15: Gradueßer Verlauf des PPFD für die Tabelle 12-14 (E. D.).

4.2.4 Pflanzenmaterial Experiment 2

Im Experiment 2 wurden zusätzlich zu *S. tuberosum* und *D. austriacum* noch Vermehrungskulturen von *Nerium oleander* hinzugefügt, um eine breitere Reaktionsreichweite der Lampen zu testen. Die Explantate von *N. oleander* wurden ebenfalls über 10 mm lange Nodienkulturen mit einem Nodienpaar vermehrt (siehe Abb. 26). Es wurden pro Art und Lampe zehn Kulturgefäße mit jeweils fünf Explantaten gefüllt, was einer Individuenzahl von 50 Stück pro Art und Lampe entsprach. Die HIPP Gläser für *N. oleander* hatten einen Durchmesser von 6 cm und eine Höhe von 10 cm.



Abbildung 27: Explantate von *Nerium oleander* mit einem Nodienpaar (E. A.).



Abbildung 26: Pflanzregal mit den Kulturgefäßen unter der Osram BIOLUX, platziert innerhalb des abgeklebten Rasters (E. A.).

4.2.5 Kulturmedium

Als Basismedium wurde das von Murashige und Skoog entwickelte MS-Medium verwendet (vgl. MURASHIGE et. al. 1968). Die Medien wurden mit Fertigsalzen (Duchac – Katalognummer M0221), 3% Saccharose (Haushaltszucker) und Geliermittel (Gelrite) zubereitet, zusätzlich wurde bei den Medien für *D. austriacum* 1 μ M des Cytokinin 6-Benzylaminopurin (BAP) beigemischt. Im zweiten Experiment wurde der Zuckergehalt für *S. tuberosum* auf 2 % reduziert, um ein besseres Wachstum der Pflanze zu erreichen.

Die Nährmedien wurden wie folgt zubereitet: zuerst MS Salze in destilliertem Wasser auflösen, danach wurde das Myo – Inositol beigegeben. Die benötigte Menge Gelrite wurde mit Saccharose vermischt und in destilliertem Wasser gelöst. Der Wuchsstoff BAP für das Medium von *D. austriacum* wurde zuletzt beigegeben. Anschließend wurde mit destilliertem Wasser auf das gewünschte Endvolumen aufgefüllt. Durch die Zugabe von verdünnter Natronlauge wurde der pH-Wert auf 5,8 eingestellt. Jeweils 35 ml des fertigen Mediums wurden anschließend in Kulturgefäße der Firma HIPP abgefüllt und 20 Minuten bei 121 °C und 1 bar Überdruck autoklaviert.

4.2.6 Datenerhebung

Die Nodienkulturen wurden über die vier Wochen der Versuchsdauer beobachtet und die mit freiem Auge sichtbaren Entwicklungen der Pflanzen notiert und fotografiert. Nach Beendigung der Versuche wurden die Pflanzen aus den Kulturgläsern entnommen, und mit Hilfe von Millimeterpapier abgemessen. Die Anzahl der Sprosse und die Anzahl an neuen Nodien wurden abgezählt (Nodienanzahl wurde bei *D. austriacum* nicht abgezählt, da diese aufgrund des Habitus der Pflanze nur sehr schwer ersichtlich sind). Des Weiteren wurde der Prozentsatz der Überlebensrate festgehalten.

- (1) Anzahl der Sprosse pro Explantat: Die Anzahl der Haupt- und Seitensprosse die pro Explantat neu gebildet wurden.
- (2) Sprosslänge pro Explantat: Der Durchschnitt der Summen der Sprosslängen (Haupt- und Seitensprosse), welche pro Explantat gebildet wurden. Die Länge wurde immer vom untersten Nodium bis zur Sprossspitze gemessen.
- (3) Die durchschnittliche Sprosslänge: Eine Rechengröße, welche sich aus 1. und 2. ergibt (Die Summe der Sprosslängen pro Explantat wird dividiert durch die Sprossanzahl pro Explantat, wodurch sich die durchschnittliche Länge der gebildeten Sprosse ergibt).
- (4) Neue Nodien pro Explantat: Die Anzahl der neu gebildeten Nodien pro Explantat.
- (5) Überlebensrate der Explantate unter jeder Lichtquelle (%).

4.3 Statistische Auswertung

Die erhobenen Daten wurden statistisch mit einer einfachen Varianzanalyse (ANOVA) ausgewertet, um herauszufinden, ob Unterschiede zwischen den Lichtquellen vorhanden sind. Die Auswertung mittels ANOVA wurde ausgewählt da eine nominale Einflussgröße auf eine metrische Zielgröße charakterisiert wurde, also Lichtquelle zu den einzelnen messbaren Parametern (vgl. SCHUMACHER, 2007, S1). Für die Betrachtung beliebig vieler Mittelwerte ist nur ein Test nötig, es tritt keine α -Fehlerkumulierung auf. Zweitens gehen in diesen Test gleichzeitig die Werte aller Testindividuen mit ein, die Teststärke dieses Tests ist sehr viel höher als die einzelner t-Tests (vgl. RASCH et. al., 2006, S2). Für die Versuche wurde das Signifikanzniveau auf 5% festgelegt.

Die Voraussetzungen zur Durchführung der Varianzanalyse sind:

- Normalverteilung: Die Variabilität innerhalb der Gruppen lässt sich durch eine Normalverteilung beschreiben.
- Varianzhomogenität: Die Varianzen innerhalb der Gruppen sind gleich groß.
- Unabhängigkeit: Die Messwerte sind unabhängig voneinander (vgl. SCHUMACHER, 2007, S8).

Die Normalverteilung wurde mit dem Shapiro-Wilk-Test und zusätzlich visuell über Histogramme, Quantil-Quantil-Diagramme und Boxplots durchgeführt. Die Nullhypothese für den Shapiro-Wilk-Test nimmt an, dass eine Normalverteilung der Grundgesamtheit vorliegt. Die Nullhypothese wird nicht abgelehnt, wenn der p-Wert größer ist als das festgelegte Signifikanzniveau. Durch die Erstellung eines Quantil-Quantil-Diagrammes kann visuell eingeschätzt werden, ob eine Normalverteilungsannahme gerechtfertigt ist. Liegt dieses in guter Annäherung auf einer Gerade, kann von einer Normalverteilung ausgegangen werden (vgl. KIESEL, 2011, S4).

Zur Feststellung der Varianzhomogenität wurde der Levene-Test durchgeführt. Die Voraussetzung der Unabhängigkeit der Daten gewährleistete der jeweilige Versuchsaufbau der einzelnen Experimente. Als Post hoc Test wurde der TukeyHSD Test angewandt. Dieser gibt mit paarweisen Mittelwertvergleichen Auskunft, welche Mittelwerte sich signifikant voneinander unterscheiden (OLLEVEANT et. al., 1999, S304).

Für nicht normalverteilte Daten wurde ein Test aus der nicht parametrischen Statistik angewandt. Als Alternative zur Varianzanalyse verwendete ich den Kruskal-Wallis Test mit anschließendem Dunn als Post-hoc Test. Mit dem Kruskal Wallis Test wurde festgestellt, ob es in einer Gruppe von Mittelwerten signifikante Unterschiede gibt oder nicht. Der anschließende Post hoc Test gibt mit paarweisen Mittelwertvergleichen Auskunft, welche Mittelwerte sich signifikant voneinander unterscheiden (vgl. DUNN, 1961, S55).

Die Daten wurden zuvor im Programm Microsoft Excel sortiert und als csv. - Datei gespeichert. Für die weiteren Berechnungen wurde die Software RStudio, Version 0.99.903 © von RStudio, Inc. verwendet. Die verwendeten RStudio Programmcodes, sowie die QQ -Diagramme sind in Kapitel 10. Anhang nachvollziehbar dargestellt

5 Ergebnisse

5.1 Urbane Nutzpflanzenproduktion – Primärproduktion und Vitalität der Pflanzen

In diesem Kapitel werden die Ergebnisse, welche für die Beantwortung der Forschungsfrage 1 notwendig sind, dargestellt. Zur Überprüfung der Primärproduktion wurde das Frischgewicht der Blattmasse vom Experiment 1 und 2 herangezogen. Der Zustand und die Vitalität der Pflanzen wurden optisch kontrolliert und über den C13 Wert in der Blattmasse festgestellt.

- **F1:** Welche Auswirkungen haben LED Systeme mit unterschiedlichen Lichtintensitäten und Farbspektren auf die Primärproduktion und Vitalität von fünf ausgewählten Gemüsepflanzen (Basilikum, Pak choi, Spitzkohl, Radicchio und Endiviensalat)?
- **H1:** Unterschiedliche Lichtintensitäten und Farbspektren der LED Lichtquellen, haben keinen Einfluss auf die Primärproduktion und Vitalität von selektierten Gemüsepflanzen.

5.1.1 Optische Dokumentation zum Zeitpunkt der Datenaufnahme

Folgende Abbildungen zeigen die Pflanzen von Experiment 1 nach sechs Wochen unter den verschiedenen Lichtquellen. Während der gesamten Versuchslaufzeit gab es keinen Befall von Schädlingen oder Pathogenen. Aufgrund von Konkurrenz um Licht starben pro Lichtquelle jedoch zwei Zitronenbasilikum und ein Kohl. Der Stichprobenumfang pro Lampe umfasste 27 Individuen. Auffällig war, dass die Pflanzen unter der Aenano LED durchwegs größer und vitaler waren, jedoch nach ungefähr 5 Wochen aufgehört haben zu wachsen. Die Pflanzen unter der Ikea LED, welche die gesamte Laufzeit etwas kleiner waren, glichen sich in der letzten Woche an die Größe jener Pflanzen unter der Aenano - LED an.



Abbildung 28: Pflanzen nach 6 Wochen im IKEA – Växer auf Seramis unter der IKEA LED kurz vor der Auswertung des Versuches (E. A.).



Abbildung 29: Pflanzen nach 6 Wochen im IKEA – Växer auf Bimsstein unter der IKEA LED kurz vor der Auswertung des Versuches (E. A.).



Abbildung 30: Pflanzen nach 6 Wochen im IKEA – Växer auf Seramis unter der Aenano LED kurz vor der Auswertung des Versuches (E. A.).



Abbildung 31: Pflanzen nach 6 Wochen im IKEA – Växer auf Bimsstein unter der Aenano LED kurz vor der Auswertung des Versuches (E. A.).

5.1.2 Blattmasse frisch Experiment 1

Der Shapiro-Wilk-Test für die Blattmasse frisch ergibt einen p-Wert von 4.796e-09, welcher niedriger ist als das festgelegte Signifikanzniveau α von 5 % (siehe Tabelle 16). Dies bedeutet, dass den Daten keine Normalverteilung zugrunde liegt.

	<i>W</i>	<i>P - value</i>
<i>Shapiro - Wilk</i>	0.7087	4. 796e-09

Tabelle 16: Ergebnis des Shapiro – Wilk Normalitätstest für die Blattmasse frisch.

Dies entsteht wahrscheinlich daraus, dass pro Art der Stichprobenumfang nur drei Individuen umfasste. Des Weiteren reduzierte sich der Stichprobenumfang pro Lampe um drei Individuen, welche während des Versuches starben. Dies führte zu einer Gesamtindividuenzahl von 54. Da zwischen den Arten auf Bimsstein und Seramis kein Unterschied auf die Parameter der Blattmasse und des C13 Gehaltes gefunden worden sind, wurden diese für die weiteren Auswertungen zusammengefasst. Dies resultierte in einer höheren Abundanz von sechs Individuen pro Art.

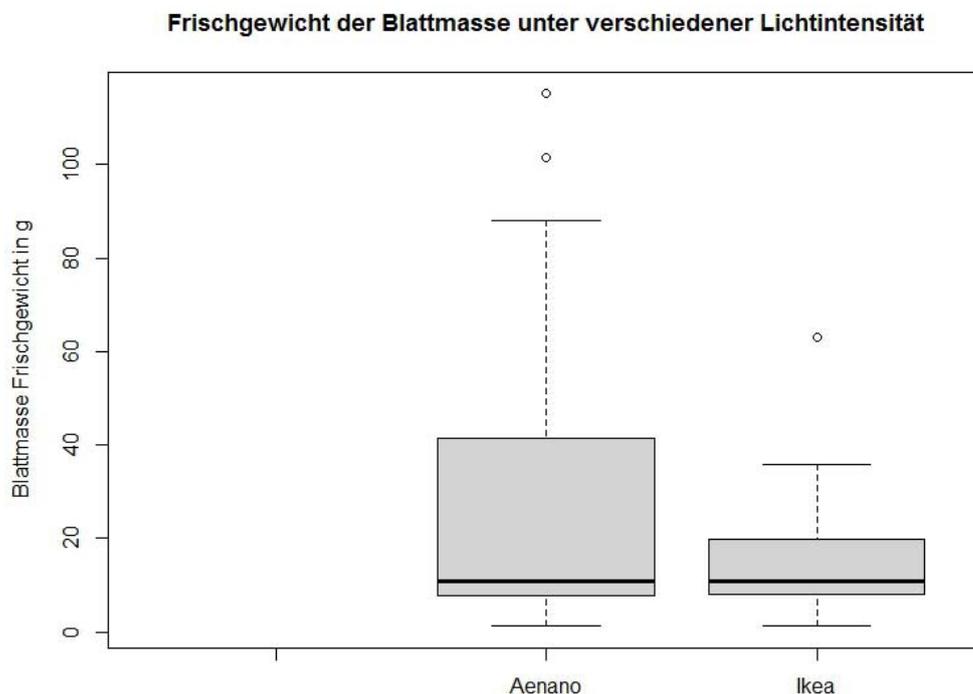


Abbildung 32: Boxplott-Diagramme der frischen Blattmasse der Pflanzen zusammengefasst unter Ikea- und Aenanolampe (E. D).

Abbildung 31 zeigt die Daten aller Pflanzenarten zusammengefasst unter dem Vergleich der beiden Lampen. Der Median, dargestellt als schwarzer Strich befindet sich außerhalb der Mitte, was durch die schiefe Verteilung der Daten zustande kommt. Vergleicht man die Mittelwerte (siehe Tabelle 18) der beiden Lampen miteinander und das Boxplot in Abbildung

31, erkennt man eine höhere Blattmasse bei der Aenano LED. Hier wird ersichtlich, dass der Mittelwert durch die Ausreißer verzerrt wird, hingegen der Median robust ist gegen diese Abweichungen und unter beiden Lampen gleich groß ist.

	<i>Chi - squared</i>	<i>df</i>	<i>P - value</i>
<i>Kruskal - Wallis</i>	0.3264	1	0.567

Tabelle 17: Ergebnis des Kruskal – Wallis Test für das Frischgewicht der Blattmasse unter verschiedenen Lichtintensitäten.

Das Ergebnis des Kruskal – Wallis Test mit einem P – Wert von 0.5678 besagt, dass zwischen den beiden Lampen kein Unterschied auf die Primärproduktion, ausgedrückt durch die Blattmasse vorhanden ist.

Abbildung 32 zeigt die Blattmasse der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lampen. Unterschiede in den Medianen sind erkennbar zwischen den Arten Kohl und Pak choi, diese wurden mit dem Dunn’s Test überprüft.

Frischgewicht der Blattmasse der einzelnen Arten unter verschiedener Lichtintensität

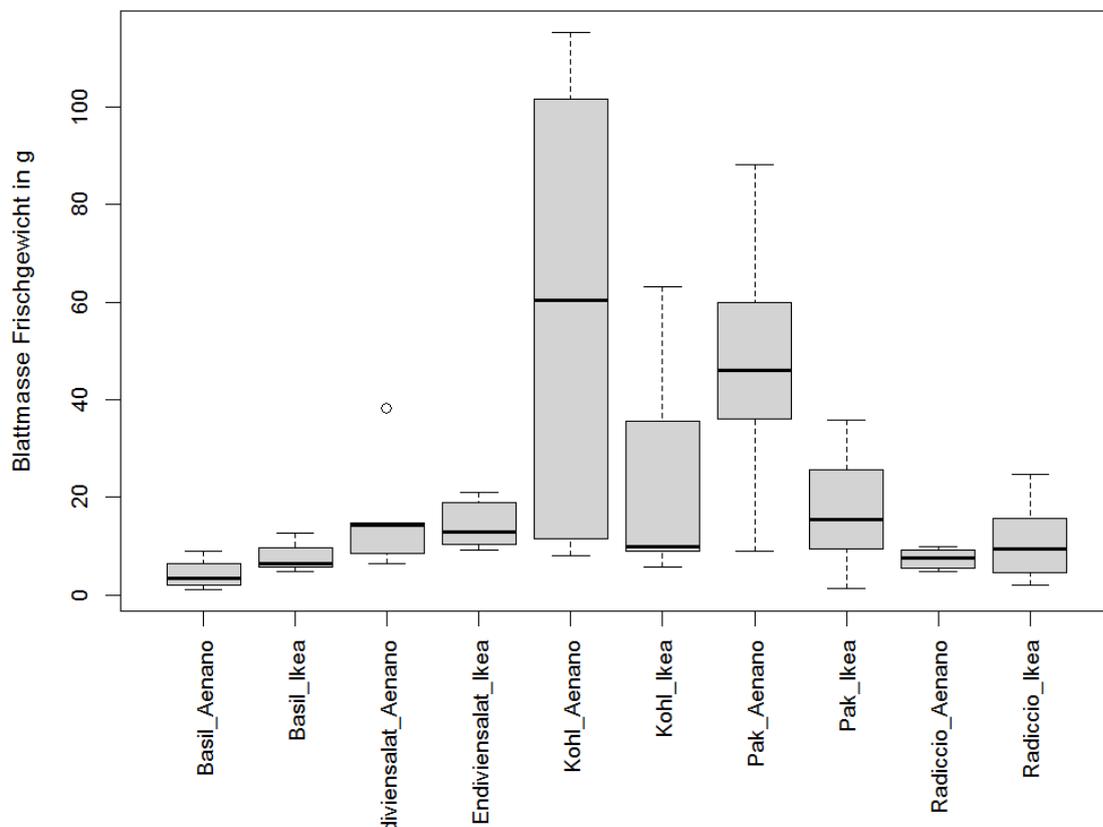


Abbildung 33: Boxplot-Diagramme der frischen Blattmasse der einzelnen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.).

In Tabelle 18 sind die Mittelwertvergleiche der einzelnen Arten und die Ergebnisse des Dunn Test zu sehen. Das Ergebnis des Dunn Test ergibt, dass es keine signifikanten Unterschiede innerhalb der Arten unter den verschiedenen Lampen gibt (siehe Tabelle 18). Bei den Arten Kohl und Pak choi fällt dieser etwas knapper aus, mit Signifikanzwerten von 0.1882 und 0.1232.

<i>Mittelwert</i>	<i>Aenano</i>	<i>Ikea</i>	<i>P. unadj</i>
<i>Gesamt</i>	28.5 g	15.4 g	0.567
<i>Basilikum</i>	4.2 g	8.0 g	0.429
<i>Endiviensalat</i>	16.0 g	14.2 g	0.825
<i>Kohl</i>	59.5 g	24.6 g	0.188
<i>Pak Choi</i>	47.5 g	17.2 g	0.123
<i>Radiccio</i>	7.4 g	11.0 g	0.532

Tabelle 18: Ergebnisse des Dunn´sPost – hoc Test der einzelnen Arten verglichen untereinander (P. unadj.) und die Mittelwerte der frischen Blattmasse in Gramm.

5.1.3 Kohlenstoffgehalt in der Blattmasse Experiment 1

Der Shapiro-Wilk-Test für den C13 Gehalt in der Blattmasse ergibt einen p-Wert von 0.001159 (siehe Tabelle 19), dies bedeutet, dass den Daten keine Normalverteilung zugrunde liegt.

	<i>W</i>	<i>P - value</i>
<i>Shapiro - Wilk</i>	0.9171	0.001

Tabelle 19: Ergebnis des Shapiro – Wilk Normalitätstest für den C13 Gehalt in der Blattmasse.

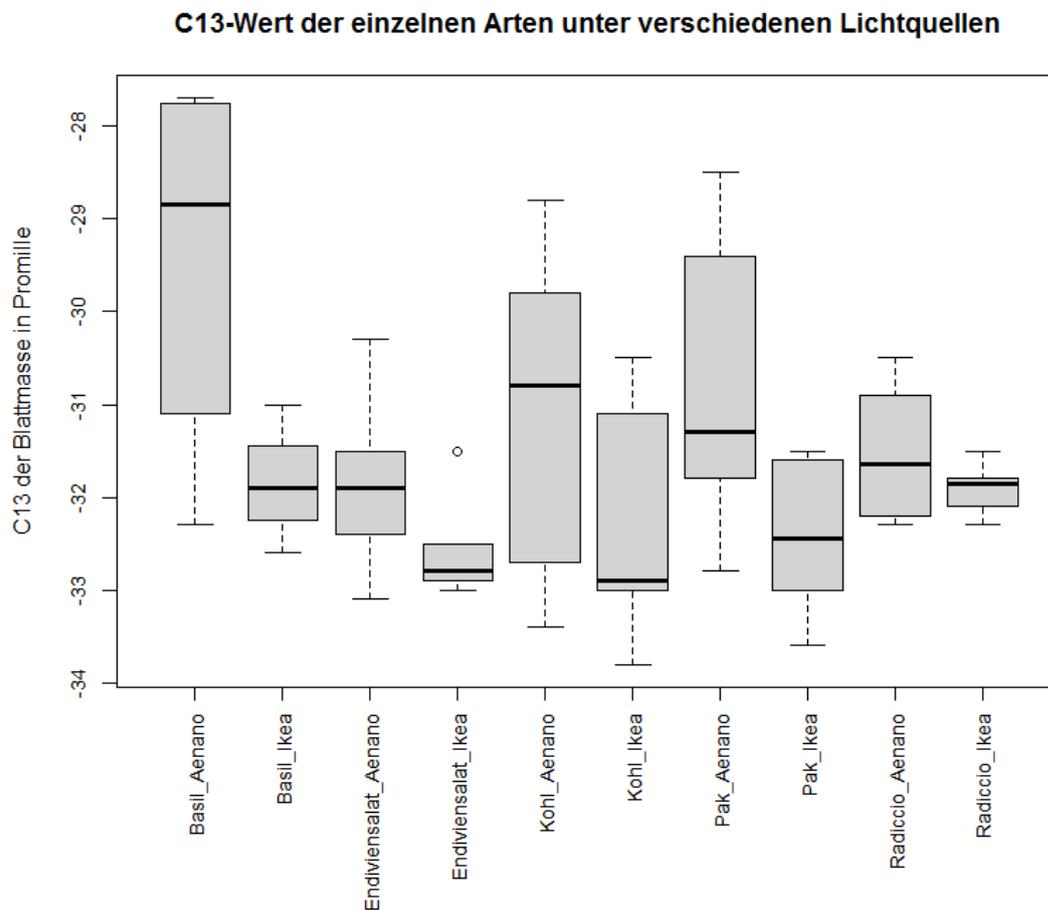


Abbildung 34: Boxplot-Diagramme des C13 Gehaltes in der Blattmasse der einzelnen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.).

In Abbildung 33 ist deutlich erkennbar, dass alle Pflanzenarten unter der Aenano LED, mit der höheren Lichtintensität einen höheren C13 Wert haben. Außer bei der Art Radicchio, bei welcher sich die Balken des Medians ungefähr auf derselben Höhe befinden.

	<i>Chi - squared</i>	<i>df</i>	<i>P - value</i>
<i>Kruskal - Wallis</i>	8.8303	1	0. 002

Tabelle 20: Ergebnis des Kruskal – Wallis Test für den C13 Gehalt in der Blattmasse unter den verschiedenen Lichtquellen.

Diese Annahme wird durch den Kruskal – Wallis Test bestätigt, mit einem P-Wert von 0.00293 besteht ein signifikanter Unterschied des C13 Gehaltes innerhalb der beiden Lampen (siehe Tabelle 20). In Tabelle 21 sind die Ergebnisse des Dunn´s Post hoc Test und die Mittelwertvergleiche der einzelnen Arten ersichtlich. Dadurch wird bestätigt, dass zwischen allen Arten bis auf den Radicchio klare Unterschiede vorhanden sind.

<i>Mittelwert</i>	<i>Aenano</i>	<i>Ikea</i>	<i>P. unadj</i>
<i>Gesamt</i>	-31.05000 ‰	-32.24231 ‰	0.002
<i>Basilikum</i>	-29.42500 ‰	-31.83333 ‰	0.021
<i>Endiviensalat</i>	-31.85000 ‰	-32.58333 ‰	0.032
<i>Kohl</i>	-31.05000 ‰	-32.26000 ‰	0.048
<i>Pak Choi</i>	-30.85000 ‰	-32.43333 ‰	0.042
<i>Radicchio</i>	-31.53333 ‰	-31.90000 ‰	0.639

Tabelle 21: Ergebnisse des Dunn´s Post hoc Test der einzelnen Arten verglichen untereinander (P. unadj.) und die Mittelwerte des C13 Gehaltes in Promille.

5.1.4 Blattmasse frisch Experiment 2

Abbildung 34 →35? zeigt die Blattmasse der Pflanzen von Experiment 2 mit derselben Lichtintensität dargestellt in Boxplot Diagrammen. Die Mediane der einzelnen Pflanzen befinden sich auf annähernd der gleichen Höhe. Das Ergebnis der Varianzanalyse in Tabelle 22 deckt sich mit den Aussagen in Abbildung 34?. Mit einem p Wert von 0.995 besteht kein Unterschied zwischen den beiden Lichtquellen unter gleicher Lichtintensität auf die Blattmasse.

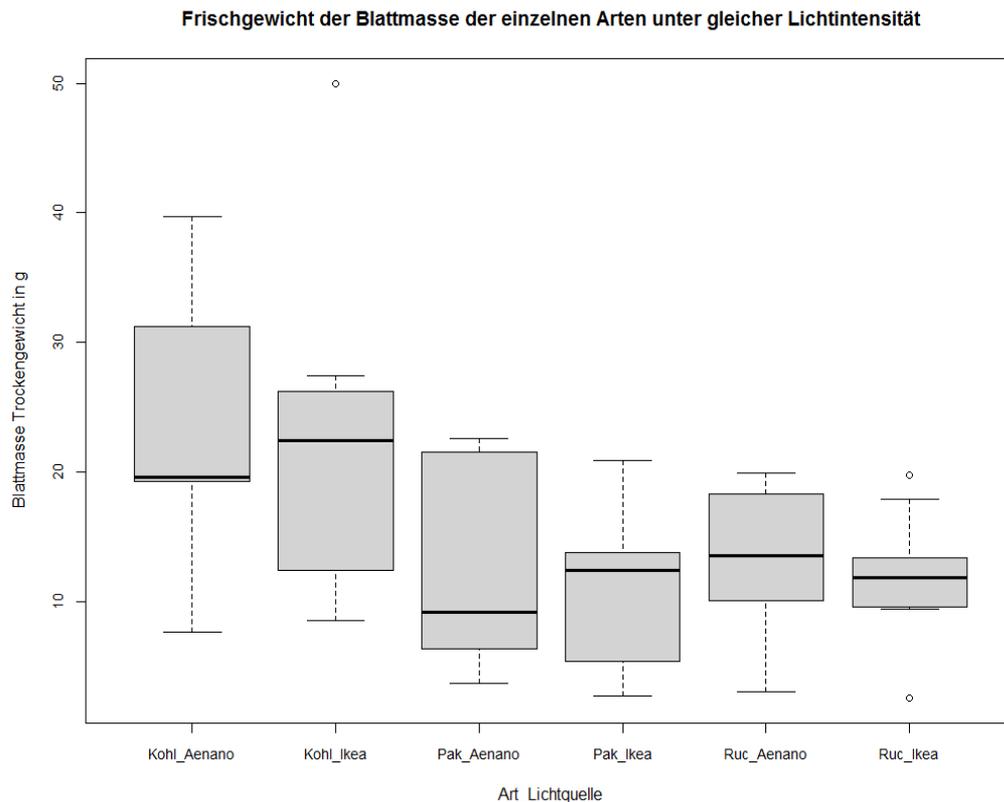


Abbildung 35: Boxplot-Diagramme der frischen Blattmasse der einzelnen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.).

<i>Mittelwert</i>	<i>Aenano</i>	<i>Ikea</i>	<i>P. unadj</i>
<i>Gesamt</i>	18.7 g	12.9 g	0.995
<i>Kohl</i>	19.6 g	22.4 g	0.999
<i>Rucola</i>	13.5 g	11.8 g	0.998
<i>Pak Choi</i>	9.1 g	12.4 g	0.993

Tabelle 22: Ergebnisse des Dunn'sPost – hoc Test der einzelnen Arten verglichen untereinander (P. unadj.) und die Mittelwerte der frischen Blattmasse in Gramm.

5.1.5 Kohlenstoffgehalt in der Blattmasse Experiment 2

Die Mediane der einzelnen Arten in Abbildung 35 bewegen sich annähernd auf einer Höhe, bis auf jene der Art Rucola. Die Spannweite der Boxplot Diagramme sind gleich groß, nur der Median unter der Aenano LED ist nach unten verschoben, was auf eine schiefe Verteilung der Daten hindeutet. Das Ergebnis des TukeyHSD Test in Tabelle 23 zeigt, dass es keine Unterschiede auf den C13 Gehalt unter den verschiedenen Lampen gibt.

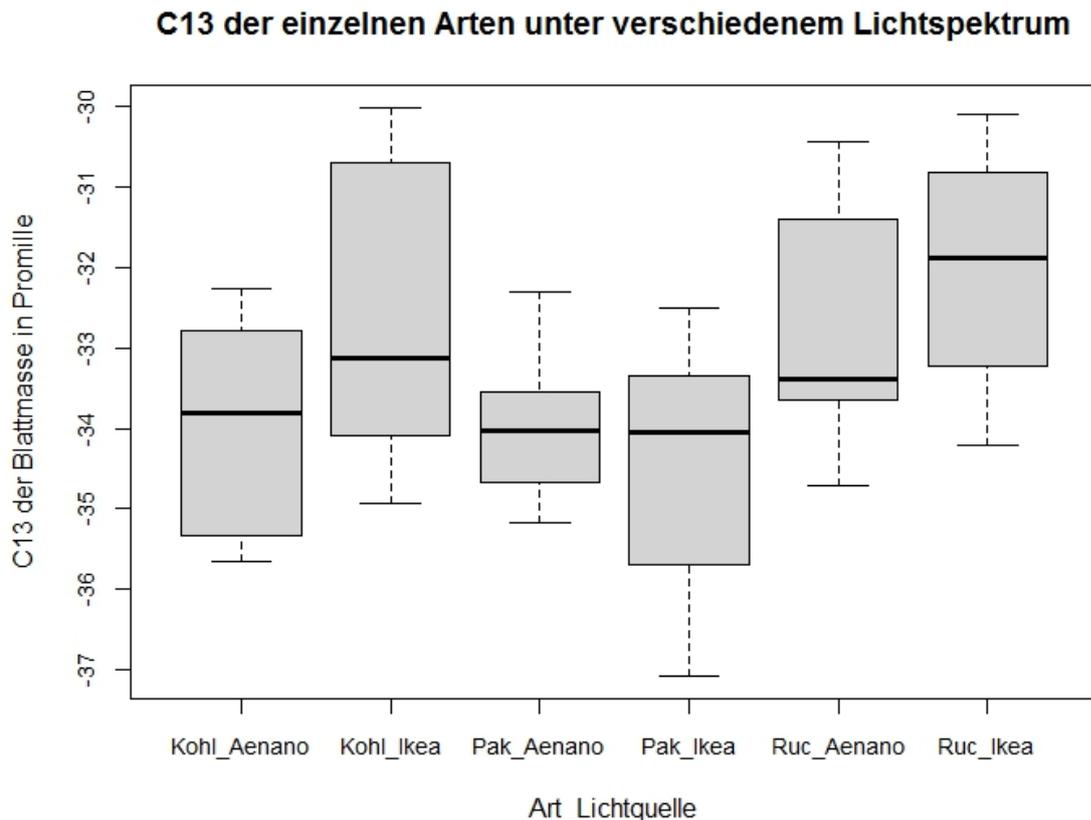


Abbildung 36: Boxplot-Diagramme des C13 Gehaltes in der Blattmasse der einzelnen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.).

Mittelwert	Aenano	Ikea	P. unadj
Gesamt	-33.617 ‰	-33.300 ‰	0.710
Rucola	-32.812 ‰	-32.037 ‰	0.827
Kohl	-34.050 ‰	-32.59 ‰	0.320
Pak Choi	-33.988 ‰	-34.407 ‰	0.985

Tabelle 23: Ergebnisse des Tukey HSD hoc Test der einzelnen Arten verglichen untereinander (P. unadj.) und die Mittelwerte des C13 Gehaltes in Promille.

5.2 Urbane Nutzpflanzenproduktion - Grenzwerte des Nitratgehaltes

In diesem Kapitel werden die Ergebnisse, welche für die Beantwortung der Forschungsfrage 2 notwendig sind, dargestellt. Dazu wurden die Daten von Versuchsansatz 2 herangezogen. Der Stichprobenumfang pro Lampe umfasste 30 Individuen. Zusätzlich zum Nitratgehalt wurden auch die Werte der Chlorophyllmessung mittels SPAD statistisch ausgewertet. Dies diente zur zusätzlichen Kontrolle der Vitalität der Pflanzen.

- **F2:** Können die von der EU festgelegten Grenzwerte für den Nitratgehalt von ausgewählten Gemüsepflanzen, welche auf Hydrokultur unter künstlicher Belichtung kultiviert worden sind, eingehalten werden?
- **H2:** Die Gemüsepflanzen Rucola, Kohl und Pak Choi, welche unter künstlicher Belichtung auf Hydrokultur kultiviert wurden, befinden sich innerhalb der von der EU festgelegten Grenzwerte für den Nitratgehalt.

5.2.1 Nitratgehalt

Das Ergebnis des Shapiro – Wilk Test für den Nitratgehalt ergibt einen P-Wert von 0.050 (siehe Tabelle 24). Somit kann davon ausgegangen werden, dass den Daten eine Normalverteilung zugrunde liegt, die Diagramme zur optischen Kontrolle befinden sich im Anhang.

	<i>W</i>	<i>P - value</i>
<i>Shapiro – Wilk</i>	0.9607	0.050

Tabelle 24: Ergebnis des Shapiro – Wilk Normalitätstest für den Nitratgehalt in der Blattmasse.

Das Quantil – Quantil Diagramm für die Daten des Nitratgehaltes gleichen sich an die theoretische Gerade an, wodurch das Ergebnis des Shapiro – Wilk Test optisch bestätigt werden kann. Die x-Achse des Histogramms beschreibt den Merkmalswert der Variable, in diesem Fall Nitratgehalt in mg pro 1000g, die y-Achse zeigt die Häufigkeitsdichte, wie oft gewisse Werte in ihren Klassen vorkommen. Es ist deutlich eine glockenförmige Kurve erkennbar, welche ein Maximum hat und links und rechts davon symmetrisch ist. Das Maximum liegt in der Mitte der Kurve, diese Parameter sprechen ebenfalls für eine Normalverteilung (vgl. KRONTHALER, 2014, S.109).

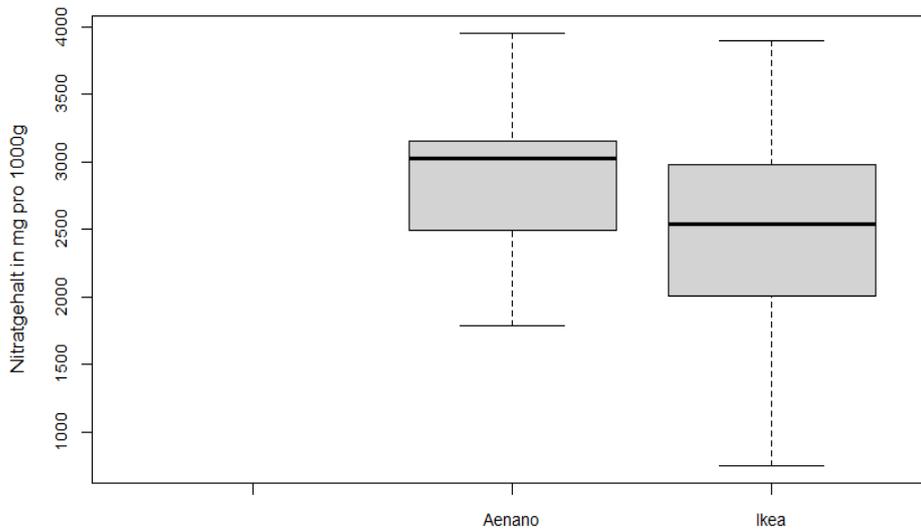


Abbildung 37: Boxplot-Diagramme des Nitratgehaltes der Pflanzen zusammengefasst unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.).

In Abbildung 36 sind die Boxplot Diagramme der Aenano Lampe und der Ikea Lampe zu sehen. Unter der Aenano LED hatten die Pflanzen einen durchschnittlichen Nitratgehalt von 2963,17 mg pro 1000g und unter der LED von IKEA 2500,34 (siehe Tabelle 25). Folgend wurde eine Varianzanalyse durchgeführt um zu überprüfen, ob es Unterschiede zwischen den beiden Lampen gibt.

	<i>Aenano</i>	<i>Ikea</i>
<i>Mittelwert</i>	2963.17 mg	2500.34 mg

Tabelle 25: Mittelwerte der Nitratgehalte in mg pro 1000g.

	<i>Df</i>	<i>Sum Sq</i>	<i>Mean Sq</i>	<i>F value</i>	<i>Pr(>F)</i>
<i>Data Licht</i>	1	3213107	3213107	6.454	0.013 *
<i>Residuals</i>	58	28876707	497874		
<i>Signif. codes</i>	0 '***'	0.001 '**'	0.01 '*'	0.05 '.'	0.1 ' '

Tabelle 26: Ergebnisse der Varianzanalyse von Nitratgehalt zu den Lichtquellen.

Vergleicht man den P-Wert mit dem festgelegten Signifikanzniveau $\alpha=5\%$ erkennen wir, dass es zwischen den Mittelwerten der beiden Lampen einen signifikanten Unterschied gibt (siehe Tabelle 26). Um herauszufinden, zwischen welchen Arten Unterschiede vorhanden sind, wurden der Nitratgehalt der einzelnen Arten in Boxplot – Diagrammen (siehe Abb. 36) dargestellt und ein Tukey - HSD – Post hoc Signifikanztest (siehe Tabelle 27) durchgeführt.

Art zu Lichtquelle

	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Kohl_Ikea Kohl_Aenano</i>	-210. 590	-1101. 128	679. 948	0. 981
<i>Pak_Ikea Pak_Aenano</i>	-234. 016	-1124. 554	656. 522	0. 970
<i>Ruc_Ikea Ruc_Aenano</i>	-943. 868	-1834. 407	-53. 330	0. 0317

Tabelle 27: Ergebnisse des Tukey - HSD - Test innerhalb der Pflanzen- und zwischen den Lampenarten für den Nitratgehalt.

Wie in Abbildung 37 ersichtlich ist, besteht zwischen dem Rucola unter der Aenano Lampe und der Lampe von Ikea ein Unterschied. Das Ergebnis des TukeyHSD Test in Tabelle 27 zeigt, dass es einen signifikanten Unterschied des Nitratgehaltes innerhalb der Arten unter den verschiedenen Lampen gibt. Der P – Wert der Art Rucola ist mit 0.031 deutlich geringer als das Signifikanzniveau $\alpha=5\%$ und gilt somit als signifikant. Das Ergebnis zeigt auch, dass der Nitratgehalt von Kohl und Pak choi unter den verschiedenen Lampen gleich ist und der Unterschied nur durch eine Art, dem Rucola entsteht.

Nitratgehalt der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen

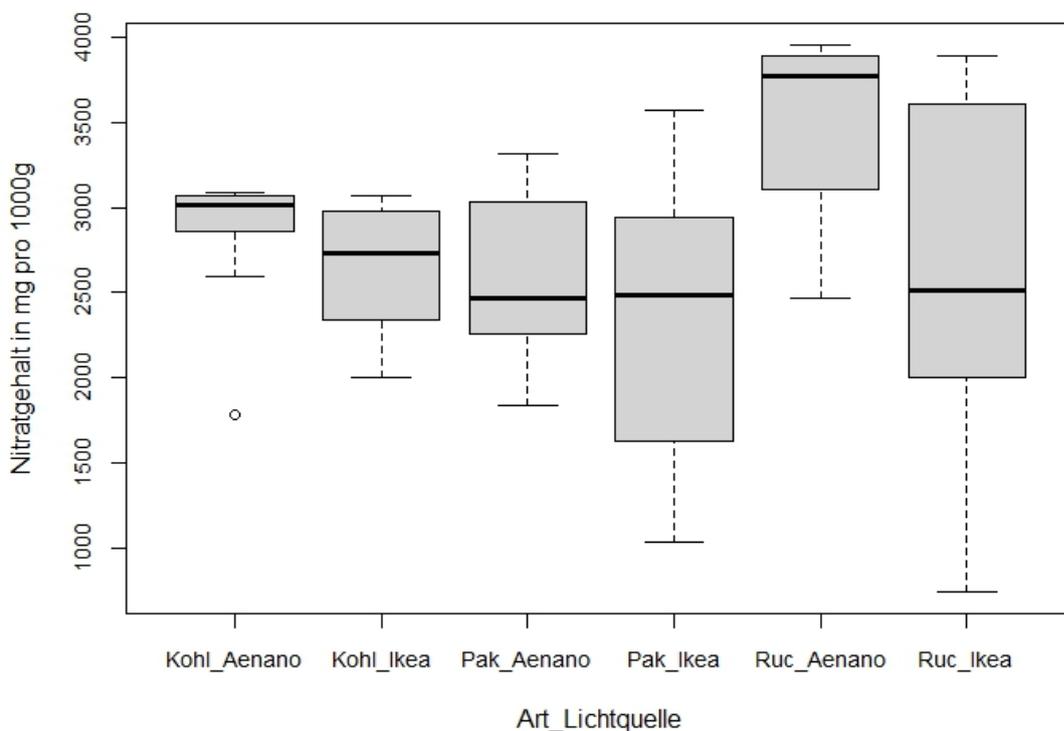


Abbildung 38: Boxplot-Diagramme des Nitratgehaltes der unterschiedlichen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.).

In Tabelle 28 sind Mittelwert, Maximum, Minimum und die Standardabweichung des Nitratgehaltes der Blattmasse in mg pro 1000 g abgebildet. Der von der EU festgelegte Grenzwert für den Nitratgehalt von Rucola, in der Verordnung Nr. 1258/2011 beträgt 6000 mg pro 1000 g, mit einem Maximalwert von 3949 befinden sich die ausgewerteten Proben deutlich darunter. Für die Arten Kohl und Pak choi gibt es keine gesetzlich festgelegten Höchstwerte, als Vergleichswert wird jener von Salat (*Lactuca sativa*) herangezogen.

<i>Art zu Licht</i>	<i>Mittelwert</i>	<i>Max</i>	<i>Min</i>	<i>Median</i>	<i>Standardab.</i>	<i>Grenzwert</i>
<i>Kohl_Ikea</i>	2644	3071	2001	2730	385	4000
<i>Kohl_Aenano</i>	2855	3084	1782	3014	405	4000
<i>Pak_Ikea</i>	2350	3566	1038	2483	807	4000
<i>Pak_Aenano</i>	2584	3316	2471	2470	501	4000
<i>Ruc_Ikea</i>	2505	3891	751	2513	1086	6000
<i>Ruc_Aenano</i>	3449	3949	2471	3765	572	6000

Tabelle 28: Reichweite des Nitratgehaltes in der Blattmasse in mg pro 1000 g der verschiedenen Arten, dargestellt durch den Mittelwert, Median, Maximum, Minimum und Standardabweichung sowie die gesetzlichen Grenzwerte.

Dieser beträgt 4000 mg pro 1000 g bei einer Ernte von 1. April bis 30 September unter Glas/Folie angebaut, wird er in der Zeit außerhalb dieser geerntet beträgt dieser 5000 mg pro 1000 g. Auch hier wird kein Grenzwert überschritten, den höchsten Wert erreicht der Pak choi unter der LED von Ikea mit einem Maximalwert von 3566 mg. Werden jedoch die Mittelwerte betrachtet, erkennt man, dass diese deutlich darunter liegen. Die Spannweiten der einzelnen Arten sind in Abbildung 43 anhand der einzelnen Boxplot – Diagramme zu erkennen.

5.2.2 SPAD – Wert

Das Ergebnis des Shapiro – Wilk Test für den SPAD ergibt einen P-Wert von 0.5926 (siehe Tabelle 29). Somit kann davon ausgegangen werden, dass den Daten eine Normalverteilung zugrunde liegt.

	<i>W</i>	<i>P - value</i>
<i>Shapiro – Wilk</i>	0.9835	0.592

Tabelle 29: Ergebnis des Shapiro – Wilk Normalitätstest für den SPAD - Wert.

Die durchgeführte Varianzanalyse in Tabelle 30 zeigt, dass es zwischen den beiden Lampen mit einem P – Wert von 0.205 keinen Unterschied im SPAD gibt. Wie in Abbildung 38 ersichtlich ist, befinden sich die Mediane aller Arten ungefähr auf derselben Höhe, ausgenommen jener vom Rucola.

	<i>Df</i>	<i>Sum Sq</i>	<i>Mean Sq</i>	<i>F value</i>	<i>Pr(>F)</i>
<i>Data\$Licht</i>	1	163	162.69	1.643	0.205
<i>Residuals</i>	58	5743	99.02		
<i>Signif. codes</i>	0 '****'	0.001 '***'	0.01 '**'	0.05 '.'	0.1 ' '

Tabelle 30: Ergebnisse der Varianzanalyse des SPAD Gehaltes der Pflanzen zu den beiden Lichtquellen.

Das Ergebnis des Tukey Test ergibt einen P – Wert für den Rucola von 0.009, wodurch ersichtlich wird, dass ein signifikanter Unterschied vorhanden ist (siehe Tabelle 31). Bei den Arten Kohl und Pak choi konnte kein Unterschied nachgewiesen werden, was auch die optische Interpretation von Abbildung 38 bestätigt.

Licht zu Art

	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Kohl_Ikea Kohl_Aenano</i>	3.90	-5.030	12.830	0.789
<i>Pak_Ikea Pak_Aenano</i>	-2.96	-11.890	5.970	0.922
<i>Ruc_Ikea Ruc_Aenano</i>	-10.82	-19.750	-1.889	0.009

Tabelle 31: Ergebnisse des TukeyHSD – Test innerhalb der Arten für den SPAD Wert.

SPAD - Wert der einzelnen Arten unter verschiedenen Lichtquellen

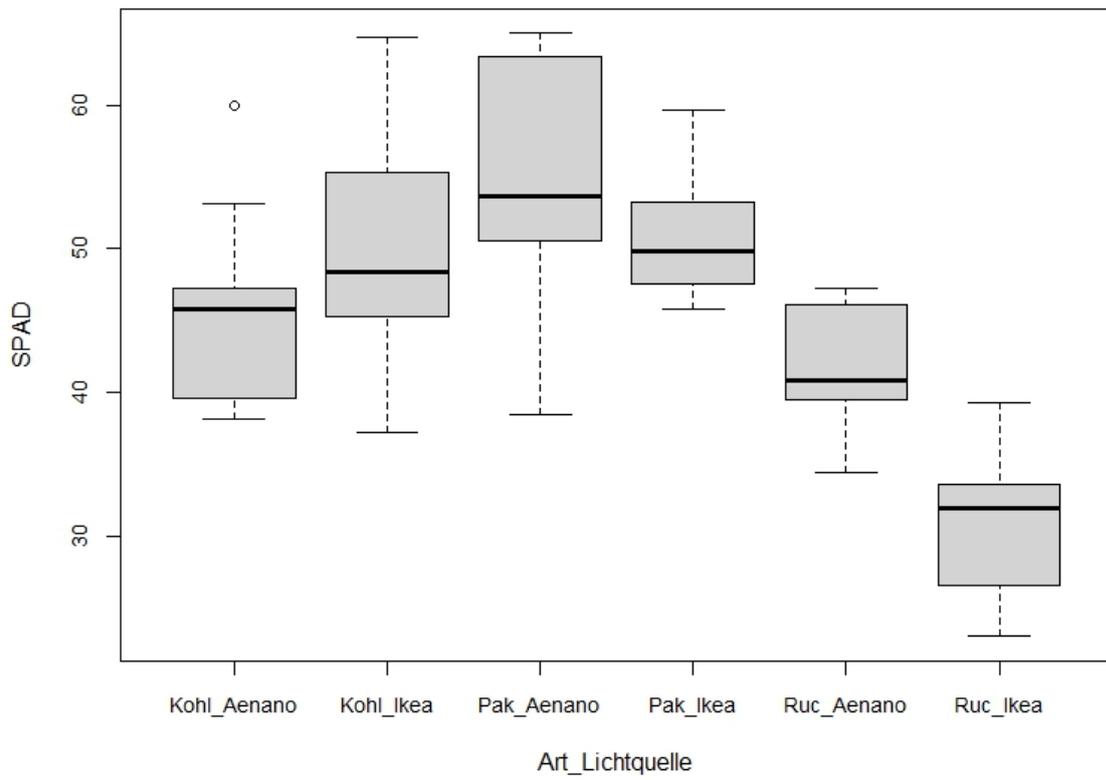


Abbildung 39: SPAD- Wert der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen dargestellt in Boxplot – Diagrammen (E. D.).

5.3 LED – Belichtung in der Gewebekultur - Experiment 1

In diesem Kapitel werden die Ergebnisse, welche für die Beantwortung der Forschungsfrage 3 notwendig sind, dargestellt. Der Stichprobenumfang pro Lampe umfasste 412 Individuen.

- **F3:** Gibt es einen Unterschied zwischen konventionellen Leuchtstoffröhren und LED Lichtquellen auf die Vermehrungsrate und Qualität von in-vitro kultivierten Pflanzen?
- **H3:** In-vitro kultivierte Pflanzen (*S. tuberosum*, *D. austriacum* und *N. oleander*) unter LED Beleuchtung zeigen keine Unterschiede bezüglich der Vermehrungsrate und Qualität, im Gegensatz zu konventionellen Leuchtstoffröhren.

Die Pflanzen unter der Aenano – LED und der Philips MASTERLED hatten innerhalb der ersten zwei Wochen ein höheres Längenwachstum und wirkten generell vitaler als die Pflanzen unter der Osram BIOLUX. Doch ab der zweiten Woche kippte die Entwicklung und die Blätter der Pflanzen bildeten braune und gelbe Stellen, sowie Nekrosen. Am Ende des Versuches nach vier Wochen waren die Explantate unter den LED Lampen zum größten Teil nicht mehr vermehrungsfähig, da die Pflanzen kurz vor dem Absterben waren (siehe Abb. 39 – 44). Im Gegensatz dazu entwickelten sich die Pflänzchen unter der Osram BIOLUX gut und zeigten eine gute Vermehrungsrate. Dies war der Grund, warum das Experiment mit veränderten Lichtparametern wiederholt wurde und die Lichtintensität der beiden LED Lampen an jene der Osram angepasst wurden. Die statistische Auswertung der aufgenommenen Werte wurde für diesen Versuch nicht durchgeführt, da Aussagen über die Sprosslänge, Nodienanzahl etc. von diesen Explantaten nicht zielführend waren. Des Weiteren wurde der Zuckergehalt des Mediums von *S. tuberosum* von 3 % auf 2 % reduziert, um bessere Ergebnisse zu erzielen.



Abbildung 40: *Dracocephalum austriacum* nach vier Wochen unter der Philips MASTERLED (E. A.).



Abbildung 41: *Dracocephalum austriacum* nach vier Wochen unter der Aenano - LED (E. A.).



Abbildung 42: *Dracocephalum austriacum* nach vier Wochen unter der Osram BIOLUX (E. A.).



Abbildung 43: *Solanum tuberosum* nach vier Wochen unter der Philips MASTERLED (E. A.).



Abbildung 45: *Solanum tuberosum* nach vier Wochen unter der Aenano - LED (E. A.).



Abbildung 44: *Solanum tuberosum* nach vier Wochen unter der Osram BIOLUX (E. A.).

5.4 LED – Belichtung in der Gewebekultur - Experiment 2

Die Wiederholung des ersten Versuches in der Gewebekultur mit veränderten Lichtparametern führte zu wesentlich besseren Ergebnissen. Die Reduzierung der PPFd auf 70 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ wirkte sich positiv auf das Wachstum und die Entwicklung der Pflänzchen aus, ebenso die Reduzierung des Zuckergehaltes im Medium von *S. tuberosum*.

5.4.1 Anzahl der Sprosse

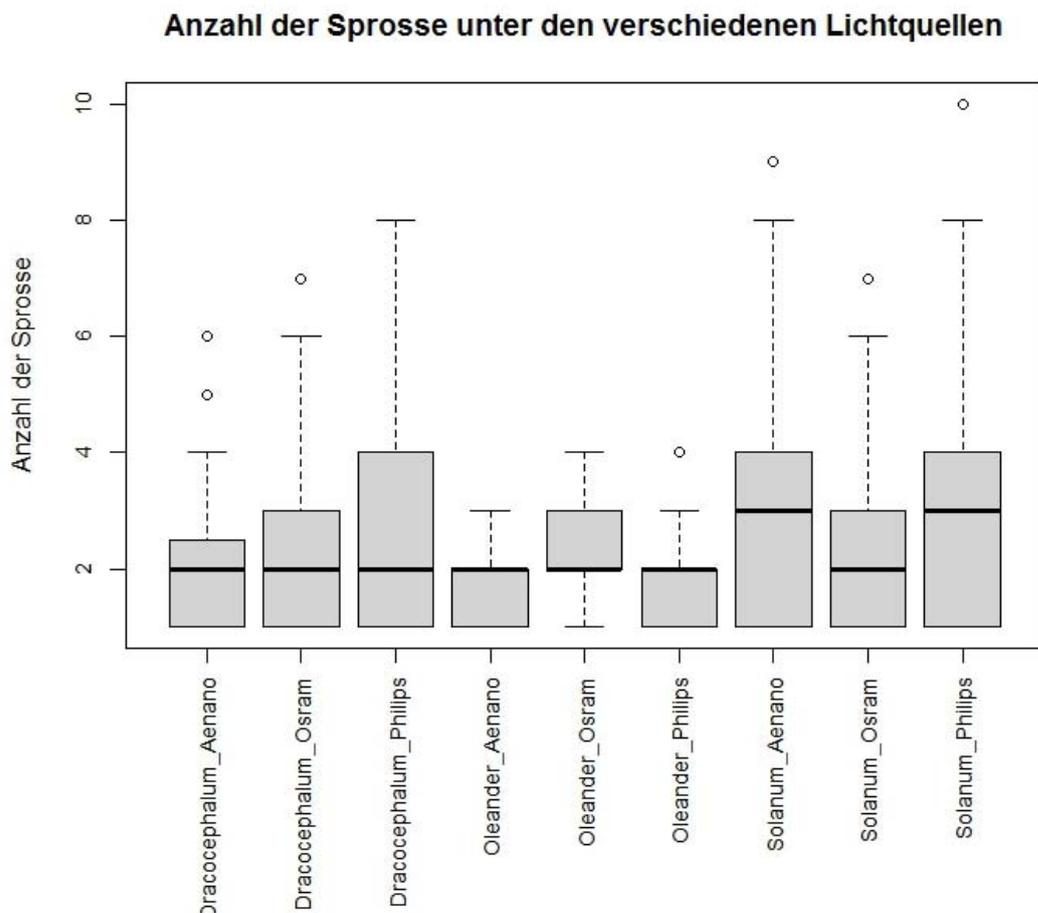


Abbildung 46: Boxplot – Diagramme der Anzahl der Sprosse der unterschiedlichen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen (E. D.).

	<i>Df</i>	<i>Sum Sq</i>	<i>Mean Sq</i>	<i>F value</i>	<i>Pr(>F)</i>
<i>Data\$Licht</i>	2	2.8	1.377	0.53	0.589
<i>Residuals</i>	408	1059.7	2.597		
<i>Signif. codes</i>	0 '***'	0.001 '**'	0.01 '*'	0.05 '.'	0.1 ' '

Tabelle 32: Ergebnisse der Varianzanalyse der Sprossanzahl der einzelnen Arten unter den Lichtquellen.

Wie in Abbildung 45 erkennbar ist, sind die Mediane der Sprossanzahl der einzelnen Arten sehr ähnlich verteilt. Visuell erkennbar ist nur ein Unterschied zwischen dem *Solanum* unter der Osram BIOLUX, im Vergleich zu den LED Lampen. Das Ergebnis der Varianzanalyse in Tabelle 32 mit einem Signifikanzwert von 0.589 besagt, dass es zwischen den Lampen jedoch keinen signifikanten Unterschied auf die Sprossanzahl gibt.

Sprossanzahl zu Licht

	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Osram – Aenano</i>	-0.0797	-0.532	0.372	0.909
<i>Philips - Aenano</i>	0.122	-0.335	0.580	0.803
<i>Philips - Osram</i>	0.202	-0.262	0.667	0.562

Tabelle 33: Ergebnisse des TukeyHSD – Test innerhalb der Lampen.

Dies wird auch sichtbar durch den Tukey Post – hoc Test, welcher die einzelnen Lampen untereinander vergleicht (Tabelle 33). Zusätzlich wurde ein Tukey Test durchgeführt, um festzustellen, ob innerhalb der Art *S. tuberosum* ein Unterschied vorhanden ist.

Sprossanzahl zu Licht - Art

	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Solanum_Osram – Solanum_Aenano</i>	-7.879	-36.986	21.228	0.995
<i>Solanum_Philips – Solanum_Aenano</i>	10.760	-17.734	39.254	0.960
<i>Solanum_Philips – Solanum_Osram</i>	18.639	-10.468	47.746	0.546

Tabelle 34: Ergebnisse des TukeyHSD – Test für den Vergleich der Sprossanzahl von *S. tuberosum* unter den verschiedenen Lichtquellen.

In Tabelle 34 ist ersichtlich, dass der Unterschied, welcher in Abbildung 45 bei *S. tuberosum* unter den verschiedenen Lampen sichtbar ist, nicht signifikant ist. Somit verhalten sich alle drei getesteten Arten, unterhalb der verschiedenen Lichtquellen, bezogen auf die Bildung von Sprossen gleich.

5.4.2 Anzahl der Nodien

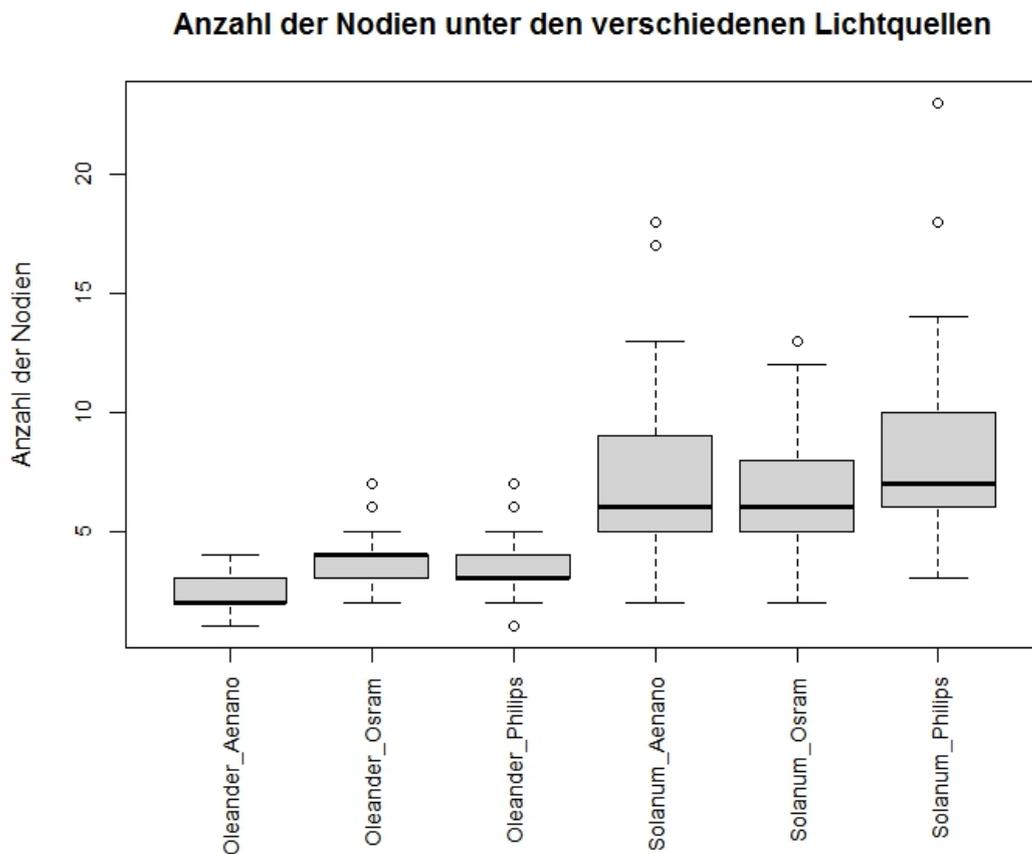


Abbildung 47: Boxplot – Diagramme der Anzahl der Nodien der unterschiedlichen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen (E. D.).

	<i>Df</i>	<i>Sum Sq</i>	<i>Mean Sq</i>	<i>F value</i>	<i>Pr(>F)</i>
<i>Data Licht</i>	2	39. 1	19. 56	1. 871	0. 156
<i>Residuals</i>	290	3030. 9	10. 45		
<i>Signif. codes</i>	0 '***'	0. 001 '**'	0. 01 '*'	0. 05 '.'	0. 1 ' '

Tabelle 35: Ergebnisse der Varianzanalyse der Nodienanzahl der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen.

Das Ergebnis der Varianzanalyse in Tabelle 35 mit einem Signifikanzwert von 0.156 besagt, dass es keinen Unterschied in der Anzahl der Nodienentwicklung unter den verschiedenen Lampen gibt. Dies wird durch den Tukey Test, dargestellt in Tabelle 36, nochmal bestätigt. Um herauszufinden, ob es innerhalb der einzelnen Arten unter den Lichtquellen Differenzen gibt wurde ein weiterer Test durchgeführt (siehe Tabelle 37).

<i>Nodien zu Licht</i>				
	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Osram – Aenano</i>	0.078	-1.018	1.175	0.984
<i>Philips - Aenano</i>	0.808	-0.288	1.905	0.193
<i>Philips - Osram</i>	0.730	-0.347	1.807	0.248

Tabelle 36: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der Nodienanzahl innerhalb der Lampen.

<i>Nodien zu Licht_Art</i>				
	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Oleander_Osram - Oleander_Aenano</i>	1.280	-0.212	2.773	0.139
<i>Oleander_Philips – Oleander_Aenano</i>	0.978	-0.540	2.497	0.436
<i>Oleander_Philips – Oleander_Osram</i>	-0.302	-1.735	1.131	0.990
<i>Solanum_Osram – Solanum_Aenano</i>	-0.566	-2.059	0.925	0.885
<i>Solanum_Philips – Solanum_Aenano</i>	0.980	-0.480	2.440	0.389
<i>Solanum_Philips – Solanum_Osram</i>	1.546	0.054	3.039	0.037

Tabelle 37: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der Nodienanzahl, innerhalb der Arten, unter den verschiedenen Lampen.

Was in Abbildung 46 im Boxplot ganz rechts zu sehen ist, wird durch den Post – hoc Test in Tabelle 37 verifiziert. In Summe gibt es keine Unterschiede innerhalb der Lampen, betrachtet man die Arten jedoch einzeln untereinander, gibt es Differenzen. Zwischen der Art *S. tuberosum* unter der Philips LED und der Osram BIOLUX, ausgedrückt durch den Signifikanzwert p von 0.037, welcher niedriger ist als das festgelegte Signifikanzniveau von 0.05. Die Signifikanz des Unterschiedes ergibt sich vermutlich aus den beiden statistischen Ausreißern, dargestellt als weiße Kreise im Boxplot der Art *S. tuberosum* unter der Philips LED.

5.4.3 Sprosslänge

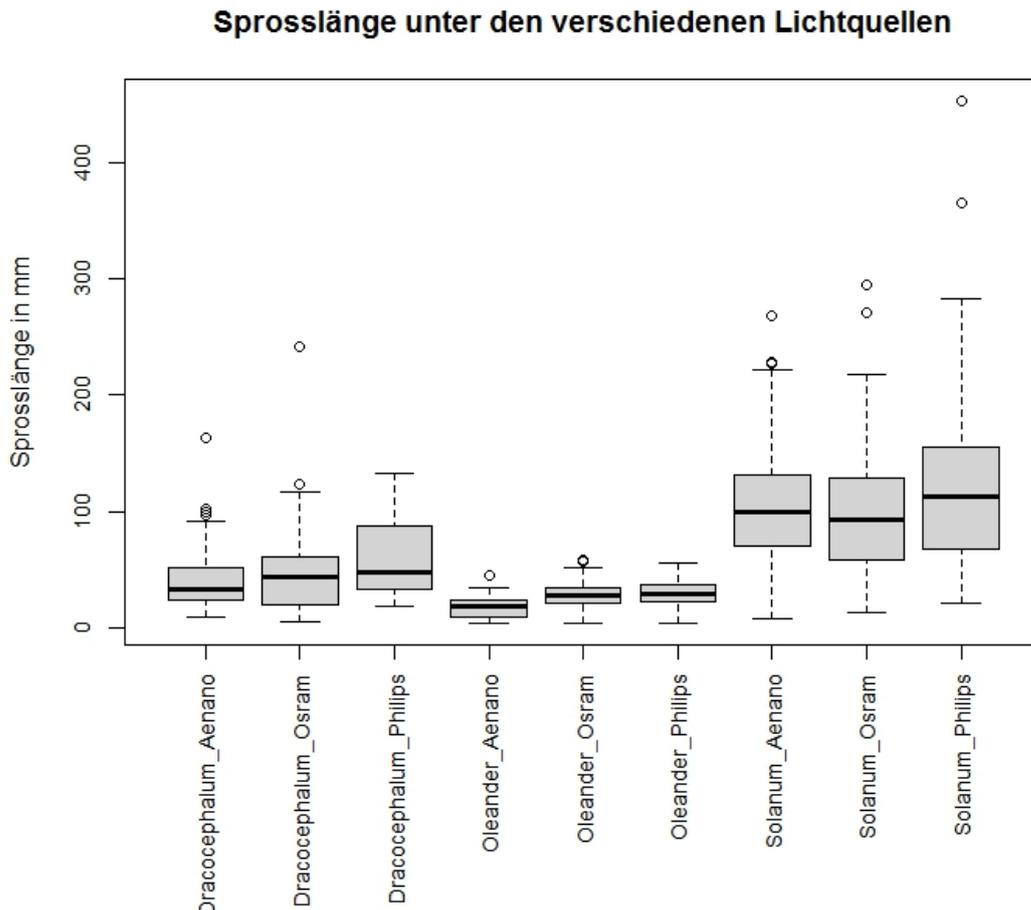


Abbildung 48: Boxplot – Diagramme der Sprosslänge der unterschiedlichen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen (E. D.).

	<i>Df</i>	<i>Sum Sq</i>	<i>Mean Sq</i>	<i>F value</i>	<i>Pr(>F)</i>
<i>Data Licht</i>	2	13272	6636	1.906	0.15
<i>Residuals</i>	408	1420496	3482		
<i>Signif. codes</i>	0 '***'	0.001 '**'	0.01 '*'	0.05 '.'	0.1 ' '

Tabelle 38: Ergebnisse der Varianzanalyse der Sprosslänge der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen.

Die Boxplot – Diagramme in Abbildung 47 zeigen, dass die Werte der Mediane unter allen Arten ähnlich sind. Somit bestehen zwischen den Arten und Lichtquellen vermutlich keine großen Unterschiede in Bezug auf die Sprosslänge. Diese Annahme wird durch das Ergebnis der Varianzanalyse in Tabelle 38 und durch den Tukey – Test in Tabelle 39

bestätigt. Auch innerhalb der Arten unter den verschiedenen Lichtquellen gibt es keine signifikanten Unterschiede, wie in Tabelle 40 an den Signifikanzwerten ersichtlich ist.

Sprosslänge zu Licht

	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Osram – Aenano</i>	1. 007302	-15. 561153	17. 57576	0. 9887882
<i>Philips - Aenano</i>	12. 674271	-4. 090322	29. 43886	0. 1781423
<i>Philips - Osram</i>	11. 666968	-5. 357831	28. 69177	0. 2416834

Tabelle 39: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der Sprosslänge innerhalb der Lampen.

Sprosslänge zu Licht - Art

	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Oleander_Osram - Oleander_Aenano</i>	11. 1701120	-17. 94939	40. 2896144	0. 9570146
<i>Oleander_Philips – Oleander_Aenano</i>	10. 8441860	-18. 78716	40. 4755358	0. 9674969
<i>Oleander_Philips – Oleander_Osram</i>	-0. 3259259	-28. 28765	27. 6358002	1. 0000000
<i>Solanum_Osram – Solanum_Aenano</i>	-7. 8791304	-36. 98636	21. 2281003	0. 9954049
<i>Solanum_Philips – Solanum_Aenano</i>	10. 7600000	-17. 73438	39. 2543783	0. 9608090
<i>Solanum_Philips – Solanum_Osram</i>	18. 6391304	-10. 46810	47. 7463612	0. 5462666
<i>Dracocephalum_Osram – Dracocephalum_Aenano</i>	8. 1623932	-22. 72759	39. 0523716	0. 9961095
<i>Dracocephalum_Philips – Dracocephalum_Aenano</i>	16. 5346154	-16. 12972	49. 1989501	0. 8160081
<i>Dracocephalum_Philips – Dracocephalum_Osram</i>	8. 3722222	-26. 84777	43. 5922165	0. 9981501

Tabelle 40: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der Sprosslänge, innerhalb der Arten, unter den verschiedenen Lampen.

5.4.4 Durchschnittliche Sprosslänge

Durchschnittliche Sprosslänge unter den verschiedenen Lichtquellen

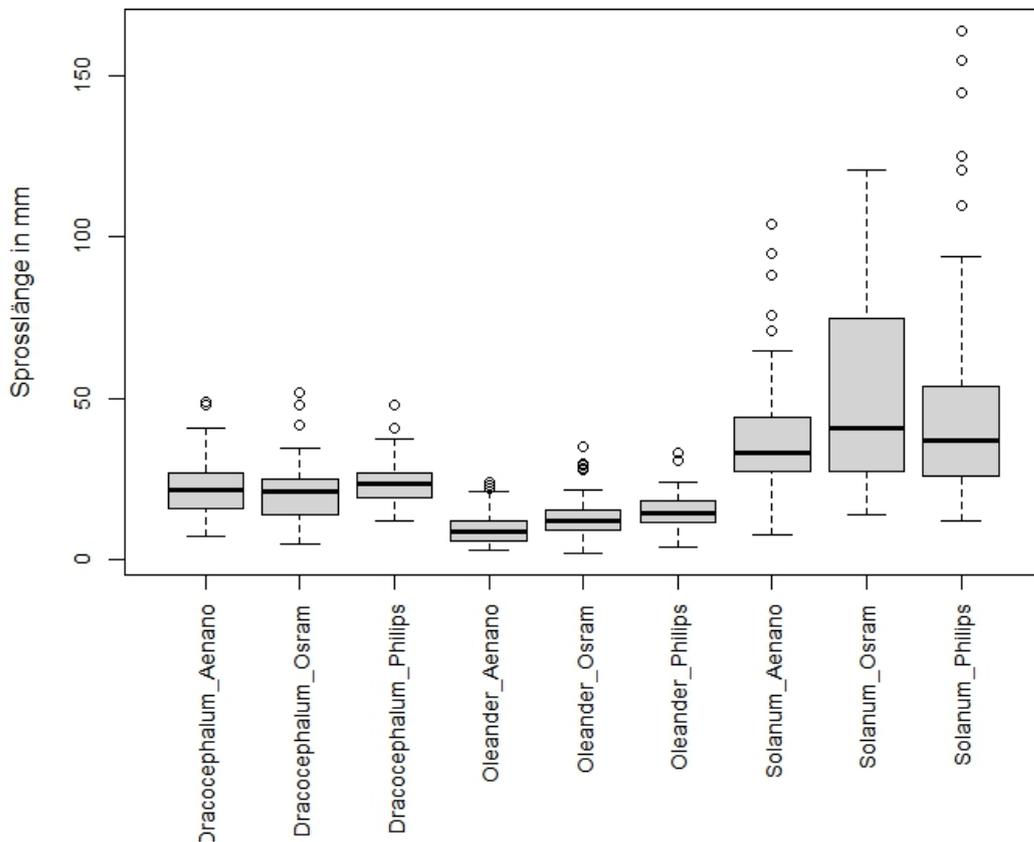


Abbildung 49: Boxplot – Diagramme der durchschnittlichen Sprosslänge der unterschiedlichen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen (E. D.).

	<i>Df</i>	<i>Sum Sq</i>	<i>Mean Sq</i>	<i>F value</i>	<i>Pr(>F)</i>
<i>Data\$Licht</i>	2	3206	1603.1	2.666	0.070
<i>Residuals</i>	408	245297	601.2		
<i>Signif. codes</i>	0 '***'	0.001 '**'	0.01 '*'	0.05 '.'	0.1 ' '

Tabelle 41: Ergebnisse der Varianzanalyse der durchschnittlichen Sprosslänge der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen.

Das Ergebnis der Varianzanalyse in Tabelle 41 besagt, dass es keinen signifikanten Unterschied zwischen den Lampen gibt. Jedoch liegt der Signifikanzwert von P mit 0.07 sehr knapp an unserem festgelegten Signifikanzniveau mit 0.05. Optisch ist dies in Abbildung 48 kaum zu erkennen, da sich die Mediane mehr oder weniger auf einer Ebene befinden. Der

Post hoc Test bestätigt diese Annahme und weist einen sehr knappen Grenzwert zwischen der Philips LED mit der Aenano LED auf (siehe Tabelle 42).

Sprosslänge zu Licht

	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Osram – Aenano</i>	3.790	-3.094	10.675	0.398
<i>Philips - Aenano</i>	6.807	-0.159	13.773	0.057
<i>Philips - Osram</i>	3.016	-4.058	10.091	0.575

Tabelle 42: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der durchschnittlichen Sprosslänge innerhalb der Lampen.

Durchschnittliche Sprosslänge zu Licht - Art

	<i>Diff</i>	<i>Lwr</i>	<i>Upr</i>	<i>P adj</i>
<i>Oleander_Osram - Oleander_Aenano</i>	3.324	-9.135	15.783	0.995
<i>Oleander_Philips – Oleander_Aenano</i>	4.993	-7.685	17.671	0.949
<i>Oleander_Philips – Oleander_Osram</i>	1.669	-10.295	13.633	0.999
<i>Solanum_Osram – Solanum_Aenano</i>	11.719	-0.734	24.193	0.083
<i>Solanum_Philips – Solanum_Aenano</i>	12.640	0.448	24.832	0.035
<i>Solanum_Philips – Solanum_Osram</i>	0.920	-11.533	13.375	0.999
<i>Dracocephalum_Osram – Dracocephalum_Aenano</i>	-0.540	-13.757	12.677	1.000
<i>Dracocephalum_Philips – Dracocephalum_Aenano</i>	1.987	-12.019	15.933	0.999
<i>Dracocephalum_Philips – Dracocephalum_Osram</i>	2.497	-12.572	17.567	0.999

Tabelle 43: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der durchschnittlichen Sprosslänge innerhalb der Arten, unter den verschiedenen Lampen.

In Tabelle 43, dem Tukey Test zwischen den Arten unter den verschiedenen Lampen wird sichtbar, dass sich der Unterschied auf die Art *Solanum* unter den beiden Lampen Philips und Aenano beschränkt. Etwas genauer veranschaulicht ist dies in Tabelle 44 mit den Mittelwertvergleichen der Arten unter den verschiedenen Lampen. Dieser Unterschied ergibt sich vermutlich durch die Anzahl der Ausreißer unter der Philips Lampe.

Mittelwert [mm]	Osram	Aenano	Philips
<i>D. austriacum.</i>	21.9	22.4	24.4
<i>S. tuberosum</i>	50.8	39.0	51.7
<i>N. oleander</i>	13.4	10.1	15.1

Tabelle 44: Mittelwerte der durchschnittlichen Sprosslänge der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen in mm.

5.4.5 Überlebensrate

Überlebensrate in %	Osram	Aenano	Philips
<i>D. austriacum</i>	78.12%	94.54%	76.66%
<i>S. tuberosum</i>	90.19%	96.36%	90.19%
<i>N. oleander</i>	96.36%	96.36%	89.09%

Tabelle 45: Überlebensrate der Explantate unter den verschiedenen Lichtquellen, bei einem Stichprobenumfang pro Art von 50.

Die Überlebensrate der Pflanzen ist unter der Aenano LED am konstantesten und am höchsten mit 94.54 – 96.36 %. Die Überlebensrate der Arten unter den verschiedenen Lampen beträgt 90 %, bis auf *D. austriacum.*, welcher unter der Osram BIOLUX und der Philips LED mit knapp über 75% eine höhere Mortalität aufweist (siehe Tabelle 45).

6 Diskussion

6.1 Blattmasse und Vitalität der Pflanzen

Zur Bearbeitung der ersten Forschungsfrage, welche die Auswirkungen unterschiedlicher LED Systeme auf die Primärproduktion und Vitalität von selektierten Gemüsepflanzen haben, wurden zwei LED Lampen mit unterschiedlichen Lichtintensitäten und -spektren getestet. Als Einheit für die Primärproduktion wurde die Menge an frischer Blattmasse in Gramm herangezogen. Der Zustand und die Vitalität der Pflanzen wurden optisch eingeschätzt und über den C13 Wert in der Blattmasse festgestellt. Zwischen den Versuchsaufbauten mit Seramis und Bimsstein, gab es, bezogen auf beide Parameter, keinen signifikanten Unterschied. Deshalb wurden sie für die weiteren Berechnungen zusammengefasst.

Die Auswertung der Daten brachte zum Ergebnis, dass eine höhere Lichtintensität oder das veränderte Lichtspektrum keine Unterschiede auf die Blattmasse ergaben. Wichtig hierbei ist jedoch zu erwähnen, dass die Laufzeit des Versuches sechs Wochen betrug. Aus der visuellen Beobachtung, welche in einem Labortagebuch festgehalten wurde, waren die Pflanzen unter der Aenano LED in den ersten fünf Wochen deutlich größer, als jene unter der Ikea LED. Erst ab dem Übergang von Woche 5 auf Woche 6 glichen sich die Pflanzen der Ikea Lampe an jene der Aenano Lampe an (siehe Abb. 49). Somit ist die Laufzeit ein entscheidender Faktor in Abhängigkeit der Lichtstärke. Für Gemüsepflanzen auf Hydrokultursystemen könnte mit weiteren Experimenten eine ideale Kombination von Laufzeit und Lichtstärke eruiert werden. Dadurch könnten die Wachstumsphasen und Erntezeiten der Pflanzen optimal ausgenutzt werden.

Frischgewicht [Gramm]

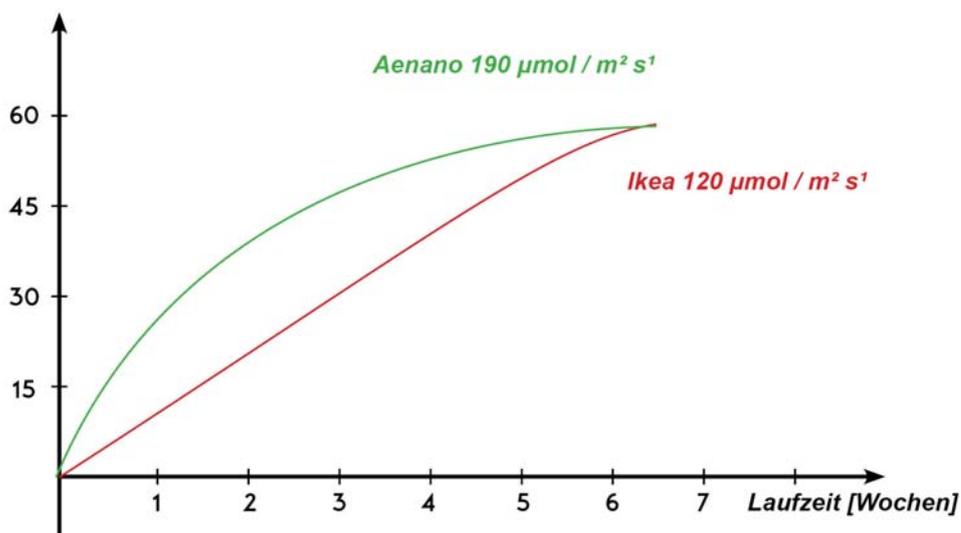


Abbildung 50: Schematisch dargestellte Entwicklung der Blattmasse (Ordinate) mit der Laufzeit des Versuches (Abszisse) (E. D.).

Bei geringen Bestrahlungsstärken ist die Photosyntheseleistung zum Photonenfluss proportional, solange nicht andere Faktoren, wie z. B. Nährstoffe, begrenzend wirken. Dies ist bei höheren Lichtintensitäten zunehmend der Fall, bis schließlich die Photosyntheseleistung nicht mehr durch eine weitere Erhöhung der Lichtintensität gesteigert werden kann. Es kommt zu einer Lichtsättigung. In der Regel ist in dieser Situation der CO₂-Nachschub limitierend geworden (vgl. KADERREIT, 2014, S.396). Vermutlich war eine Einflussgröße, welche für die Photosynthese notwendig ist, nach der fünften Woche unter der Aenano LED limitiert, was zum Wachstumsstopp der Pflanzen führte.

Die Pflanzen unter der Aenano LED hatten nach fünf Wochen ihr mögliches Wachstumsmaximum innerhalb dieses Systems erreicht. Im Laufe der letzten Woche zeigten sie kaum noch Wachstum, obwohl sie fortlaufend mit Licht versorgt wurden. Der C13 Gehalt der getesteten Pflanzen wurde einmalig nach der sechsten Woche gemessen. Die ausgewerteten Daten zeigen, dass alle Pflanzen mit Ausnahme von Rucola, unter der Aenano LED niedrigere C13 Werte aufweisen, als jene unter der Ikea - LED. Dies ist darauf zurückzuführen, dass die Pflanzen innerhalb der letzten Woche erhöhtem, physiologischem Stress ausgesetzt waren. Nun lautet die Annahme, da sie durch die Hydrokultur ständig mit Wasser versorgt waren, dass dieser Stress durch zu hohe Lichtintensität verursacht wurde.

Gegenstand zukünftiger Untersuchungen könnte sein, das Experiment zu wiederholen und bereits nach fünf Wochen eine Isotopenuntersuchung zur Feststellung des C13 Gehaltes durchzuführen. Wäre dann kein Unterschied zwischen den Lampen vorhanden, könnte die Vermutung der zu hohen Lichtintensität bestätigt werden.

Im Experiment 2 mit gleicher Lichtintensität beider Lampen konnten keine Unterschiede zwischen den Lampen auf die Primärproduktion, sowie auf den C13 Gehalt festgestellt werden. Beide Lampen hatten eine durchschnittliche photosynthetische Photonenflussdichte von 120 – 130 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, wie die Ikea LED im Experiment 1. Dieses Ergebnis bestätigt die Annahme, dass die Pflanzen aufgrund der höheren Lichtintensität der Aenano LED gestresst waren. Die Blattmasse pro Pflanze, welche unter 120 – 130 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ kultiviert wurden, hatten ein durchschnittliches Gewicht von 15,4 g (Ikea Experiment 1), 12,9 g (Ikea Experiment 2) und 18,7 g (Aenano Experiment 2). Unter der Aenano LED mit 190 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, betrug die Blattmasse 28,5 g. Der Unterschied, welcher mit dem Kruskal Wallis Test untersucht wurde, war jedoch nicht groß genug, um als signifikant zu gelten. Deshalb sollten weitere Untersuchungen mit größeren Individuenzahlen und unterschiedlichen Arten durchgeführt werden, um mehr Aufschluss über den Lichtbedarf von Gemüsepflanzen, welche auf Hydrokultur kultiviert werden, zu erhalten.

6.2 Grenzwerte des Nitratgehaltes

Im Zuge der Ausarbeitung der zweiten Fragestellung konnte festgestellt werden, dass die auf Hydrokultur unter künstlicher Belichtung kultivierten Pflanzen, die europaweit festgelegten Grenzwerte des Nitratgehaltes von selektierten Gemüsepflanzen einhalten. Für die Arten Pak choi und Kohl gibt es laut EU Verordnung (Nr. 1258/2011) keine dezidierten Grenzwerte. Deshalb wurde hierfür der Grenzwert von Salat herangezogen, da dieser im Gegensatz zum Rucola niedriger und deshalb etwas strengeren Grenzwerten unterlegen ist (EU – KOMMISSION, 2011, S.320/15). Darüber hinaus konnte festgestellt werden, dass die Pflanzenart Rucola auf die unterschiedlichen Wellenlängenbereiche der beiden Lampen mit einer Änderung des Nitratgehaltes reagiert. Grundsätzlich wird dem grünen Wellenlängenbereich von 500 bis 540 nm keine Auswirkung auf das Pflanzenwachstum zugesprochen. Studien von JOHKAN (2012) und KIM (2004), welche mit den spezifischen Bereichen von 510, 520, 530 und 535 nm gearbeitet haben, zeigten, dass unterschiedliche Salatarten mit einem reduzierten Nitratgehalt in der Blattmasse auf ebendiesen reagiert haben. Unter der Aenano LED wies Rucola einen erhöhten Nitratgehalt auf, Kohl und Pak choi zeigten jedoch keine Reaktion. Der Anteil an grünem Licht in der Ikea LED, könnte der Auslöser für den reduzierten Nitratgehalt im Rucola sein. In Zukunft wäre es interessant, mit weiteren Arten und verschiedenen Spektralbereichen zu experimentieren. Vor allem adaptive LED Lampen mit variabel adjustierbaren Lichtspektren bieten die Möglichkeit, relativ einfach neue Versuchsaufbauten durchzuführen. Dies könnte vor allem in der urbanen Nutzpflanzenproduktion, wie z. B. bei Grünwandsystemen auf Hydrokultur mit künstlicher Belichtung, von Interesse sein. Optimale Spektralbereiche für verschiedene Arten könnten gezielt eingesetzt werden, um den Ertrag bzw. lichtabhängige Inhaltsstoffe zu optimieren.

Der Rucola, welcher von der Aenano LED belichtet wurde, wies sowohl in Bezug auf den Nitratwert, als auch auf den SPAD (Single-Photon Avalanche Diode) - Wert, einen Unterschied zu den Werten der Individuen unter der Ikea LED auf.

Ein höherer SPAD Wert steht für eine höhere relative Photosyntheseleistung. Das Lichtspektrum der Aenano LED könnte zu einer höheren Aufnahme von Nitrat geführt haben, was sich wiederum in einer besseren Versorgung durch Stickstoff widerspiegelt. Die Pflanzen reagierten daraufhin mit einer höheren relativen Photosyntheseleistung. Die Ergebnisse der Varianzanalysen und die grafische Darstellung in den Boxplot – Diagrammen zeigen höhere SPAD Werte bei Rucola, welche einen höheren Nitratgehalt in der Blattmasse hatten.

6.3 LED – Belichtung in der Gewebekultur

Zur Beantwortung der dritten Forschungsfrage wurde, nachdem im ersten Versuch die Lichtintensität der LED Lampen zu stark gewählt war, ein zweiter durchgeführt. Laut Kozai et al. (1995, S. 343) hat eine erhöhte photosynthetisch aktive Strahlung einen positiven Effekt auf die Kulturen, jedoch nur solange der CO₂ Gehalt in den Kulturgefäßen höher ist als der CO₂ Kompensationspunkt.

Dies war vermutlich auch der Grund, warum sich die Pflanzen des ersten Versuches unter den LED Lampen in den ersten zwei Wochen sehr gut entwickelten, jedoch ab der dritten Woche abstarben. Zu Beginn waren die Explantate klein, und es war möglicherweise noch genügend CO₂ in den Kulturgefäßen vorhanden, um Photosynthese betreiben zu können. Da die Gefäße jedoch nur einen geringen Gasaustausch zulassen, konnte kein neues CO₂ eintreten. Somit war die CO₂ Konzentration in den Kulturgefäßen unterhalb des Kompensationspunktes, und die Pflanzen konnten keine Photosynthese mehr durchführen.

Im zweiten Versuch mit reduzierter PPF (Photosynthetically Active Photon Flux Density) war das Wachstum der Pflanzen über die gesamte Versuchsdauer stabil. Im Wesentlichen konnte belegt werden, dass es keine Unterschiede auf die Entwicklung der Sprossanzahl, der Sprosslänge, der durchschnittlichen Sprosslänge und der Nodienanzahl zwischen den Lampen gibt. Einzig bei der Nodienanzahl gab es einen Unterschied zwischen der Philips LED und der Osram BIOLUX, dieser ergibt sich jedoch durch zwei statistische Ausreißer der Philips Lampe.

Die Überlebensraten der Explantate unter der Osram BIOLUX sind vergleichbar mit jenen unter der Philips MASTERLED, die Aenano LED hingegen erzielte hier die besten Ergebnisse. Dies spricht für die Verwendung von LED Lampen in der pflanzlichen Gewebekultur, da sie unter geringerem Energieverbrauch, die gleichen Ergebnisse liefern und wesentlich langlebiger sind als Leuchtstoffröhren.

Vor allem ist das Umrüsten relativ einfach, da die Philips LED in die elektronischen Vorschaltgeräte der Gewebekulturkammern passen. Die Aenano LED der Firma WABE ist ebenso unkompliziert in der Handhabung, da sie über den normalen Netzstrom mit 230 Volt ohne Vorschaltgerät funktioniert. Ein Faktor, der gegen sie spricht, ist jedoch ihr violettes Licht, unter welchem die Pflanzen schwarz erscheinen, da sie kein grünes Licht reflektieren. Die Qualitätskontrolle der Pflanzen wird damit erschwert, und ein längerer Aufenthalt unter dem Licht der Lampe fühlt sich nach eigener Erfahrung -unangenehm für die Augen an.

Außerdem wurde die Aenano LED relativ hoch (61 cm) im Regal montiert, um die passende Lichtintensität zu erhalten. Normalerweise sind pro Regal vier bis fünf Stellagen verbaut, mit einem Abstand von 61 cm hätten jedoch nur drei Reihen Platz. Ein anderes Labordesign wäre effizienter, mit breiteren Regalen könnte der weite Abstrahlwinkel von 150° der Aenano LED besser ausgenutzt werden. Eine weitere Option wäre es, die Aenano LED in einer länglichen Bauform auszuführen, ähnlich der Philips MASTERLED.

6.4 Praktische Relevanz im Bereich des Urban Farmings

Viele Studien beschäftigten sich mit der idealen Zusammensetzung des Lichtspektrums für den Gemüseanbau unter künstlichem Licht. Wie jene von POULET (2014, S. 43-53), welche unter 95% roten Licht (λ 630 nm) und 5% blauen Licht (λ 455 nm), die besten Wachstumsergebnisse unter dem geringsten Energieeinsatz erzielten. Die Versuche in der vorliegenden Masterarbeit haben jedoch gezeigt, dass Lampen mit Vollspektrum einige erhebliche Vorteile haben. Einerseits die Reduzierung des Nitratgehaltes in Blattgemüse durch den grünen Wellenlängenbereich (λ 510 - 535 nm), andererseits ist das Licht erheblich angenehmer und somit auch in Wohnbereichen, in welchen sich potenziell Personen aufhalten, einsetzbar. Zudem lassen sich die Pflanzen unter LED mit Vollspektrum besser optisch auf Krankheiten, Mängel und Schädlinge kontrollieren.

Ein Weiterer wichtiger Faktor ist die photosynthetische Photonenstromdichte: Bei den ersten beiden Versuchen wurden 120 und 190 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ gewählt, hierbei waren die Pflanzen acht Wochen nach der Keimung erntereif. Bei der Planung von Indoor-Anlagen mit künstlichem Licht ist darauf zu achten, dass die Bestrahlungsstärke oder Lichtintensität mit dem Abstand zum Quadrat abnimmt. Dies ist durch das physikalische Abstandsgesetz definiert. Insbesondere bei Grünwänden, welche von der Decke beleuchtet werden, sollte darauf geachtet werden, dass alle Pflanzen mit ausreichend viel Licht bestrahlt und versorgt werden. Am besten lässt sich dies mit einem tragbaren Quantum-Meter bestimmen. Dies bezieht sich jedoch nicht nur auf Gemüsepflanzen, sondern auch auf Zierpflanzen, welche für ästhetische Zwecke an Grünwänden kultiviert werden. Hierbei ist darauf zu achten, dass der Lichtbedarf von Pflanzen sehr stark variiert. Angepasste Schattenpflanzen benötigen ca. 100 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, Pflanzen, die an sonnige Standorte angepasst sind (insbesondere C4 Pflanzen) haben hingegen einen Lichtbedarf von 500 – 1500 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ (vgl. KADERREIT, 2014, S.396). Diese Varianz innerhalb der Arten kann gezielt eingesetzt werden, um durch die Auswahl und Positionierung der Pflanzen ihren optimalen Standort in einem System zu ermitteln. Die Randbereiche sind meist schwächer belichtet als jene im Zentrum. Somit können die Pflanzen je nach Lichtbedarf im System angeordnet werden. Ein entscheidender Faktor für die Entwicklung und vor allem für den Verkauf von LED ist die einheitliche Angabe der einzelnen Parameter für die jeweilige Lichtquelle. So ist es relativ schwierig, Lampen mit unterschiedlichen Angaben der verschiedenen Hersteller zu vergleichen. Entscheidend sind die Leistung (in Watt), die Spannung, mit der die jeweilige Lichtquelle betrieben wird (in Volt), der Spektralbereich (in nm) und die photosynthetische Photonenstromdichte (in $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$), welche von der Lichtquelle auf einen gewissen Abstand emittiert wird.

7 Literaturverzeichnis

- AGES, LÜCKL, J., SCHIRGI, E., ALDRIAN, U., STADLMÜLLER, L., 2016: Nitrat in Spinat und Salat, Ergebnisse österreichischer Schwerpunktaktionen 2006-2014.
- ALMSTEDT, R. 2010: Entwicklungsphysiologische Besonderheiten des Frühjahrsgeophyten *Allium ursinum* L. und die daraus resultierenden Konsequenzen bei der Überführung in den nachhaltigen, feldmäßigen Anbau. Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität zu Bonn. *Clinical nursing* 299-304.
- BANSPACH L., 2012: Nitrat-Gehalt in Gemüse Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit (LGL), unter: <https://www.lgl.bayern.de/lebensmittel/chemie/kontaminanten/nitrat/>, aufgerufen am 21.04.2017.
- BOHN, K., RITZMANN, K., (2015): Spiel/Feld Urbane Landwirtschaft, Ökologische Bildung und praxisorientiertes Entwerfen. Universitätsverlag der TU Berlin.
- COMMISSION INTERNATIONALE DE L'ECLAIRAGE 1993: Division 6 Photobiology and Phytochemistry: CIE 106
- DARKO, E., HEYDARIZADEH, P., SCHOEFS, B., SABZALIAN, M. R., 2014: Photosynthesis under artificial light: the shift in primary and secondary metabolism.
- DESPOMMIER D., 2010: Das Gewächshaus im Wolkenkratzer, unter: <http://www.spektrum.de/magazin/das-gewaechshaus-im-wolkenkratzer/1023392>, aufgerufen am 23.11.2017)
- DHLICHT 2012: Professional Lighting, Licht der neuen Generation.
- DUNN, O.J., 1961: Multiple comparisons among means. *JASA*, 56: 54-64.
- ELSAYED-ALI, D., 2010: Mikrovermehrung von Dioscorea-Arten über Nodienkultur und Mikroknollen.
- EU – KOMMISSION, 2011: VERORDNUNG (EU) Nr. 1258/2011 DER KOMMISSION vom 2. Dezember 2011 zur Änderung der Verordnung (EG) Nr. 1881/2006 bezüglich der Höchstgehalte für Nitrate in Lebensmitteln
- FARQUHAR, G. D., EHLERINGER, J. R., HUBICK, K. T., 1989: Carbon Isotope Discrimination and Photosynthesis. Department of Biology, University of Utah.
- FEDERER, C. A., TANNER, C. B., 1966: Sensors for measuring light available for photosynthesis. *Ecology* 47, 654-657.

- FISTRIC, S., 2004: Die Bestimmung der photosynthetisch aktiven Strahlung (PAR) für heterogene atmosphärische Bedingungen. Technische Universität München-
- FRANK, B., SCHUMACHER, F., ENGLISCH T., 2015: Artensteckbrief Österreichischer Drachenkopf – *Dracocephalum austriacum* L. Hrsg.: Amt der NÖ Landesregierung, Abt. Naturschutz St. Pölten
- GATES, D.M., 1980: Biophysical ecology. Springer-Verlag, New York, 611 S.
- GWATA, E.T., Wofford, D.S., Pfahler, P.L., & Boote, K.J. 2004: Genetics of promiscuous nodulation in soybean: nodule dry weight and leaf color score. *Journal of Heredity* 95, 154-157.
- JOHKAN, M., SHOJI, K., GOTO, F., HAHIDA, S., YOSHIHARA, T., 2012: Effect of green light wavelength and intensity on photomorphogenesis and photosynthesis in *Lactuca sativa*. *Environmental and Experimental Botany* 75: 128 – 133.
- KADERREIT, W.J., KÖRNER, C., KOST, B., SONNEWALD, U., 2014: Lehrbuch der Pflanzenwissenschaften, 37. Auflage. Springer Verlag, Berlin Heidelberg
- KIESEL, A. 2011: 10. Die Normalverteilungsannahme. Institut für Angewandte Mathematik, Universität Bonn.
- KIM, H. H., GOINS, G. D., WHEELER, R. M. SAGER, J. C., 2004: Green-light supplementation for enhanced lettuce growth under red- and blue-light-emitting diodes. *HortScience* 39 1617 – 1622.
- KOZAI, T., AITKEN-CHRISTIE, J., ANN LILA SMITH, M., 1995: Automation and Environmental Control in Plant Tissue Culture. Springer Science + Business Media Dordrecht.
- KRATKY, B., A., 2009: Three non-circulating hydroponic methods for growing lettuce. *Proceedings of the International Symposium on Soilless Culture and Hydroponics. Acta. Hort.* 843:65-72.
- KRONTAHLER, F., 2014: Statistik angewandt, Datenanalyse ist (k)eine Kunst. Springer-Verlag Berlin Heidelberg 2014
- MCCREE, K. J., 1972: The action spectrum, absorptance and quantum yield of photosynthesis in crop plants. *Agric. Meteorol* 9.
- MITCHELL, C., A., 2012: Plant lighting in controlled environments for space and earth applications. *Acta Horticulture* 956.

- MOLECULARPROBES., 2003: Griess Reagent Kit for Nitrite Determination (G-7921)
- MURASHIGE, T., SKOOG, F., 1962: A revised medium for rapid growth and bio assays with tobacco tissue cultures. *Physiologia plantarum*, Vol. 15. 1962.
- NOBEL, P. S., 1991: *Physicochemical and Environmental Plant Physiology*, 4th edition. University of California.
- OLLEVEANT, N., A., 1999: Tukey Multiple Comparison test. Blackwell science Ltd, *journal of*
- POULET, L., MASSA, G., D., MORROW, R., C., BOURGET, C., M., WHEELER R., M., MITCHELL, C., A., 2014: Significant reduction in energy for plant-growth lighting in space using targeted LED lighting and spectral manipulation. *Life Science in Space Research*.
- RASCH, B., FRIESE M., HOFMANN, W. J., NEUMANN, E. 2006: *Quantitative Methoden 2. Einführung in die Statistik für Psychologen und Sozialwissenschaftler*.
- SCHUMACHER, J., 2007: *Analysis of Variance (ANOVA) in R*.
- UDDLING, J., Gelang-Alfredsson, J., Piikki, K., & Pleijel, H. (2007): Evaluating the relationship between leaf chlorophyll concentrations and SPAD-502 chlorophyll meter readings. *Photosynthesis Research* 91, 37-46.
- UNITED NATIONS, (2017): *World Population Prospects The 2017 Revision Key Findings and Advance Tables*. New York.
- WALTER, H., 2009: *Die Stickstoffversorgung bei nodulierenden und nicht-nodulierenden Sojabohnen, eine Phänotypisierung des Chlorophyll- und Proteingehalts*.

8 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V1 im Experiment 1 (E. D.).	19
Tabelle 2: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V2 im Experiment 1 (E. D.).	19
Tabelle 3: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V3 im Experiment 1 (E. D.).	19
Tabelle 4: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V4 im Experiment 1 (E. D.).	20
Tabelle 5: Gradueller Verlauf des PPFD für die Tabelle 1-4 und 6-7 (E. D.).	20
Tabelle 6: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V3 im Experiment 2 (E. D.).	22
Tabelle 7: Photosynthetischer Photonenfluss (PPFD) der ausgewählten Pflanzbehälter für das Versuchsgefäß V4 im Experiment 2 (E. D.).	22
Tabelle 8: PPFD der Osram Leuchtstoffröhre an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters.	30
Tabelle 9: PPFD der Philips „MASTER LEDtube“ an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters.	30
Tabelle 10: Gradueller Verlauf des PPFD für die Tabelle 8-10 (E. D.).	30
Tabelle 11: PPFD der „Aenano LED“ an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters (E. D.).	30
Tabelle 12: PPFD der Osram Leuchtstoffröhre an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters (E. D.).	34
Tabelle 13: PPFD der Philips „MASTER LEDtube“ an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters (E. D.).	34
Tabelle 14: PPFD der „Aenano LED“ an den Eckpunkten des abgeklebten Rasters (E. D.).	35
Tabelle 15: Gradueller Verlauf des PPFD für die Tabelle 12-14 (E. D.).	35
Tabelle 16: Ergebnis des Shapiro – Wilk Normalitätstest für die Blattmasse frisch.	40
Tabelle 17: Ergebnis des Kruskal – Wallis Test für das Frischgewicht der Blattmasse unter verschiedenen Lichtintensitäten.	41
Tabelle 18: Ergebnisse des Dunn´sPost – hoc Test der einzelnen Arten verglichen untereinander (P. unadj.) und die Mittelwerte der frischen Blattmasse in Gramm.	42

Tabelle 19: Ergebnis des Shapiro – Wilk Normalitätstest für den C13 Gehalt in der Blattmasse.	43
Tabelle 20: Ergebnis des Kruskal – Wallis Test für den C13 Gehalt in der Blattmasse unter den verschiedenen Lichtquellen.....	44
Tabelle 21: Ergebnisse des Dunn´sPost hoc Test der einzelnen Arten verglichen untereinander (P. unadj.) und die Mittelwerte des C13 Gehaltes in Promille.....	44
Tabelle 22: Ergebnisse des Dunn´sPost – hoc Test der einzelnen Arten verglichen untereinander (P. unadj.) und die Mittelwerte der frischen Blattmasse in Gramm.....	45
Tabelle 23: Ergebnisse des Tukey HSD hoc Test der einzelnen Arten verglichen untereinander (P. unadj.) und die Mittelwerte des C13 Gehaltes in Promille.....	46
Tabelle 24: Ergebnis des Shapiro – Wilk Normalitätstest für den Nitratgehalt in der Blattmasse.	47
Tabelle 25: Mittelwerte der Nitratgehalte in mg pro 1000g.....	48
Tabelle 26: Ergebnisse der Varianzanalyse von Nitratgehalt zu den Lichtquellen.....	48
Tabelle 27: Ergebnisse des Tukey - HSD - Test innerhalb der Pflanzen- und zwischen den Lampenarten für den Nitratgehalt.	49
Tabelle 28: Reichweite des Nitratgehaltes in der Blattmasse in mg pro 1000 g der verschiedenen Arten, dargestellt durch den Mittelwert, Median, Maximum, Minimum und Standardabweichung sowie die gesetzlichen Grenzwerte.....	50
Tabelle 29: Ergebnis des Shapiro – Wilk Normalitätstest für den SPAD - Wert.....	51
Tabelle 30: Ergebnisse der Varianzanalyse des SPAD Gehaltes der Pflanzen zu den beiden Lichtquellen.....	51
Tabelle 31: Ergebnisse des TukeyHSD – Test innerhalb der Arten für den SPAD Wert.	51
Tabelle 32: Ergebnisse der Varianzanalyse der Sprossanzahl der einzelnen Arten unter den Lichtquellen.....	56
Tabelle 33: Ergebnisse des TukeyHSD – Test innerhalb der Lampen.	57
Tabelle 34: Ergebnisse des TukeyHSD – Test für den Vergleich der Sprossanzahl von S. tuberosum unter den verschiedenen Lichtquellen.	57
Tabelle 35: Ergebnisse der Varianzanalyse der Nodienanzahl der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen.....	58
Tabelle 36: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der Nodienanzahl innerhalb der Lampen.	59

Tabelle 37: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der Nodienanzahl, innerhalb der Arten, unter den verschiedenen Lampen.	59
Tabelle 38: Ergebnisse der Varianzanalyse der Sprosslänge der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen.....	60
Tabelle 39: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der Sprosslänge innerhalb der Lampen.	61
Tabelle 40: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der Sprosslänge, innerhalb der Arten, unter den verschiedenen Lampen.	61
Tabelle 41: Ergebnisse der Varianzanalyse der durchschnittlichen Sprosslänge der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen.....	62
Tabelle 42: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der durchschnittlichen Sprosslänge innerhalb der Lampen.	63
Tabelle 43: Ergebnisse des Tukey – Test zum Erkennen von Unterschieden der durchschnittlichen Sprosslänge innerhalb der Arten, unter den verschiedenen Lampen.	63
Tabelle 44: Mittelwerte der durchschnittlichen Sprosslänge der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen in mm.....	64
Tabelle 45: Überlebensrate der Explantate unter den verschiedenen Lichtquellen, bei einem Stichprobenumfang pro Art von 50.	64

9 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Samen in Wurzelkissen aus Steinwolle (E. A.)	16
Abbildung 2: Pflanzenschale mit transparentem Deckel (E. A.).....	16
Abbildung 3: Pikierte Pflanzen im Hydrokultursystem Växer von Ikea unter der Beleuchtung der Aenano – LED (E. A.)	17
Abbildung 4: Pikierte Pflanzen im Ikea Hydrokultursystem – Växer mit Seramis befüllt (E. A.)	17
Abbildung 5: Versuchsaufbau von Experiment 1 mit einer Individuenzahl von sechs Stück pro Art unter jeder Lichtquelle (n=60). Rot dargestellt sind die Arten auf Seramis und schwarz auf Bimsstein (E. D.)	18
Abbildung 6: Spektralverteilung der Aenano – LED und der Ikea LED übereinander projiziert, gemessen mit einem Spektroradiometer ILT 550 der Firma International Light Technologies (E. D.)	21
Abbildung 7: Spitzkohl vollständig befreit vom mineralischen Pflanzsubstrat (E. A.).....	23
Abbildung 8: Pak Choi in einem Hydrokulturtopf mit herausragender Wurzelmasse (E. A.)..	23
Abbildung 10: Sartorius M-Power Waage (E. A.).....	24
Abbildung 9: Chlorophyll-Messgerät SPAD-502 (E. A.)	24
Abbildung 11: Mikroplatte cellstar mit den Assays zur Messung des Nitratgehaltes (E. A.) ..	25
Abbildung 12: Schwingmühle MM 301 der Firma Retsch zur Homogenisierung von Lösungen (E. A.).....	25
Abbildung 13: Standardreihe mit 10 ppm NO ₃ - Lösung verdünnt bis 0,15625 ppm NO ₃ - und in der letzten Probe A1 ist destilliertes Wasser (E. A.).....	26
Abbildung 15: Datenausgabe des „EnSpire 2300 Multilabel Reader“ für die jeweilige Messung (E. A.)	26
Abbildung 14: Microplate cellstar eingelegt in den „EnSpire 2300 Multilabel Reader für die Messung des Nitratgehaltes (E. A.)	26
Abbildung 16: Absorptionslinie der Nitratstandardlinie von 0.15625 bis 10 ppm (E. A.)	27
Abbildung 17: Bestückungsscheibe auf das Massenspektrometer „Delta V Advantage Ratio MS“ aufgesetzt (E. A.).....	28
Abbildung 18: Einlegen der Proben in die Bestückungsscheibe für die Isotopenverhältnis-Massenspektrometrie (IRMS) (E. A.)	28

Abbildung 19: Kulturregal mit abgeklebtem Raster zum Vermessen der Lampen und Positionierung der Kulturgefäße (E. A.).	29
Abbildung 20: Spektralverteilung der Osram BIOLUX L 58W/965 Leuchtstoffröhre (E. D.)	31
Abbildung 21: Spektralverteilung der Philips "MASTER LEDtube HF 1500 mm 24W865 T8" (E. D.)	31
Abbildung 22: Spektralverteilung der Aenano LED (E. D.)	32
Abbildung 24: Explantate von <i>Solanum tuberosum</i> mit einem Nodium (E. A.)	33
Abbildung 23: Explantate von <i>Dracocephalum austriacum</i> mit einem Nodienpaar und einer Sprossspitze (E. A.)	33
Abbildung 25: Jeweils fünf Explantate von <i>Dracocephalum austriacum</i> in einem Kulturgefäß zu Beginn des Experimentes (E. A.)	33
Abbildung 27: Pflanzregal mit den Kulturgefäßen unter der Osram BIOLUX, platziert innerhalb des abgeklebten Rasters (E. A.)	35
Abbildung 26: Explantate von <i>Nerium oleander</i> mit einem Nodienpaar (E. A.)	35
Abbildung 28: Pflanzen nach 6 Wochen im IKEA – Växer auf Seramis unter der IKEA LED kurz vor der Auswertung des Versuches (E. A.)	39
Abbildung 29: Pflanzen nach 6 Wochen im IKEA – Växer auf Bimsstein unter der IKEA LED kurz vor der Auswertung des Versuches (E. A.)	39
Abbildung 30: Pflanzen nach 6 Wochen im IKEA – Växer auf Seramis unter der Aenano LED kurz vor der Auswertung des Versuches (E. A.)	39
Abbildung 31: Pflanzen nach 6 Wochen im IKEA – Växer auf Bimsstein unter der Aenano LED kurz vor der Auswertung des Versuches (E. A.)	39
Abbildung 32: Boxplot-Diagramme der frischen Blattmasse der Pflanzen zusammengefasst unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.)	40
Abbildung 33: Boxplot-Diagramme der frischen Blattmasse der einzelnen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.)	41
Abbildung 34: Boxplot-Diagramme des C13 Gehaltes in der Blattmasse der einzelnen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.)	43
Abbildung 35: Boxplot-Diagramme der frischen Blattmasse der einzelnen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.)	45
Abbildung 36: Boxplot-Diagramme des C13 Gehaltes in der Blattmasse der einzelnen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.)	46

Abbildung 37: Boxplot-Diagramme des Nitratgehaltes der Pflanzen zusammengefasst unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.).....	48
Abbildung 38: Boxplot-Diagramme des Nitratgehaltes der unterschiedlichen Arten unter Ikea- und Aenanolampe (E. D.).....	49
Abbildung 39: SPAD- Wert der einzelnen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen dargestellt in Boxplot – Diagrammen (E. D.).....	52
Abbildung 40: <i>Dracocephalum austriacum</i> nach vier Wochen unter der Philips MASTERLED (E. A.).....	54
Abbildung 41: <i>Dracocephalum austriacum</i> nach vier Wochen unter der Aenano – LED (E. A.).....	54
Abbildung 42: <i>Dracocephalum austriacum</i> nach vier Wochen unter der Osram BIOLUX (E. A.).....	54
Abbildung 43: <i>Solanum tuberosum</i> nach vier Wochen unter der Philips MASTERLED (E. A.).....	55
Abbildung 45: <i>Solanum tuberosum</i> nach vier Wochen unter der Osram BIOLUX (E. A.).....	55
Abbildung 44: <i>Solanum tuberosum</i> nach vier Wochen unter der Aenano – LED (E. A.).....	55
Abbildung 46: Boxplot – Diagramme der Anzahl der Sprosse der unterschiedlichen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen (E. D.).....	56
Abbildung 47: Boxplot – Diagramme der Anzahl der Nodien der unterschiedlichen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen (E. D.).....	58
Abbildung 48: Boxplot – Diagramme der Sprosslänge der unterschiedlichen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen (E. D.).....	60
Abbildung 49: Boxplot – Diagramme der durchschnittlichen Sprosslänge der unterschiedlichen Arten unter den verschiedenen Lichtquellen (E. D.).....	62
Abbildung 50: Schematisch dargestellte Entwicklung der Blattmasse (Ordinate) mit der Laufzeit des Versuches (Abszisse) (E. D.).....	65

10 Anhang

10.1 Programmcode Rstudio Forschungsfrage 1

```
data<- data.frame(read.csv2)      #Die Daten wurden eingelese n aus dem csv.
data<-data[1:54,]                #Wähl t den Bereich des Datensatzes aus der
bearbeitet werden soll.
data<-data[order(data$Art),]      #Daten sortieren
shapiro.test(data$Bl attmaée. fri sch. g.) #Zum Testen ob die Daten
normalverteilt sind.
Shapiro-Wilk normality test
data:  data$Bl attmaée. fri sch. g.
W = 0.7087, p-value = 4.796e-09
tapply(data$Bl attmaée. fri sch. g., data$Licht_Art, mean) #Berechnet den
Mittelwert der Zielgröße in der Gruppierungsvariable
qqnorm(data$Bl attmaée. fri sch. g., mai n="Normal QQPlotofBl attmasse");qqline(dat
a$Bl attmaée. fri sch. g.)      #Erstellt QQ-Plot
hist(data$Bl attmaée. fri sch. g., freq=FALSE)class_m<seq(mi n(data$Bl attmaée. fri
sch. g.)max(data$Bl attmaée. fri sch. g.),0.5)
lines(class_m,dnorm(class_m,mean(data$Bl attmaée. fri sch. g.),sd(data$Bl attmaá
e. fri sch. g.))) #Erstellt ein Histogramm, unterteilt Klassen und legt eine
Kurve darüber.
boxplot(data$Bl attmaée. fri sch. g.~data$Licht, col="lightgray", xlab="Art_Licht
quelle", mai n = "Frischgewicht der Blattmasse unter verschiedener
Lichtintensität", ylab="Ni tratgehalt in mg pro 1000g", cex.axis=0.9)
#Erstellt Boxplot
boxplot(data$Bl attmaée. fri sch. g.~data$Licht, col="lightgray", xlab="Art_Licht
quelle", mai n = "Frischgewicht der Blattmasse unter verschiedener
Lichtintensität", ylab="Ni tratgehalt in mg pro 1000g", cex.axis=0.9)
#Erstellt Boxplot
kruskal.test(data$Bl attmaée. fri sch. g. ~ data$Licht_)
Kruskal-Wallis rank sum test
data:  data$Bl attmaée. fri sch. g. by data$Licht
Kruskal-Wallis chi-squared = 0.3264, df = 1, p-value = 0.5678
dunnTest(data$Bl attmaée. fri sch. g., data$Licht_Art, method="bonferroni" )
Comparison      Z      P.unadj      P.adj
1 Basil_Aenano - Basil_Ikea -0.79063786 0.4291553473 1.00000000
Endi vi ensalat_Aenano - Endi vi ensalat_Ikea -0.22019275 0.8257210404
1.00000000
Kohl_Aenano - Kohl_Ikea 1.31565880 0.1882885900 1.00000000
Pak_Aenano - Pak_Ikea 1.54134927 0.1232318033 1.00000000
Radi cci o_Aenano - Radi cci o_Ikea -0.62387947 0.5327067460 1.00000000

> shapiro.test(data$X13C) #Zum Testen ob die Daten normalverteilt sind.
      Shapiro-Wilk normality test
data:  data$X13C
W = 0.9171, p-value = 0.001159
```

10.2 Programmcode Rstudio Forschungsfrage 2

```
data<- data.frame(read.csv2)      #Die Daten wurden eingeladen aus dem csv.
data<-data[1:60,]                #Wählt den Bereich des Datensatzes aus der
bearbeitet werden soll.
data<-data[order(data$Art),]     #Daten sortieren
shapiro.test(data$Nitrat.mg.1000g.) #Zum Testen ob die Daten
normalverteilt sind.
Shapiro-Wilk normality test
data: data$Nitrat.mg.1000g.
W = 0.9607, p-value = 0.05081
qqnorm(data$Nitrat.mg.1000g., mai n="Normal QQPlotNitrat");qqline(data$Nitrat
.mg.1000g.) #Erstellt QQ-Plot
hist(data$Nitrat.mg.1000g., freq=FALSE, mai n="HistogramNitratgehalt", xlab="N
itratgehalt in mg pro 1000g")
class_m<-seq(min(data$Nitrat.mg.1000g.), max(data$Nitrat.mg.1000g.), 0.5)
lines(class_m, dnorm(class_m, mean(data$Nitrat.mg.1000g.), sd(data$Nitrat.mg
.1000g.))) #Erstellt ein Histogramm, unterteilt Klassen und legt eine
Kurve darüber.
boxplot(data$Nitrat.mg.1000g.~data$Licht, col="lightgray", xlab="Art_Lichtqu
elle", main = "Nitratgehalt der einzelnen Arten unter verschiedenem
Lichtspektrum", ylab="Nitratgehalt in mg pro 1000g", cex.axis=0.9)
#Erstellt Boxplot
tapply(Nitrat.mg.1000g., Licht, mean) #Berechnet den Mittelwert der
Zielgröße in der Gruppierungsvariable
nitratLicht.aov<-aov(data$Nitrat.mg.1000g. ~ data$Licht) #Anova für
einen Faktor in diesem Fall Nitrat zu Licht
summary(nitratLicht.aov) #Gibt die Werte der Anova aus!
Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
data$Licht 1 3213107 3213107 6.454 0.0138 *
Residuals 58 28876707 497874
---
Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
boxplot(data$Nitrat.mg.1000g.~data$Licht_Art, col="lightgray", xlab="Art_Li c
htquelle", main = "Nitratgehalt der einzelnen Arten unter verschiedenem
Lichtspektrum", ylab="Nitratgehalt in mg pro 1000g", cex.axis=0.9)
nitratLicht.aov<-aov(data$Nitrat.mg.1000g. ~ data$Licht_Art)
summary(nitratLicht.aov)
Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
data$Licht_Art 5 7559268 1511854 3.328 0.0108 *
Residuals 54 24530546 454269
---
Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
TukeyHSD(nitratLicht.aov) #Prüfung der Unterschiede
Tukey multiple comparisons of means
95% family-wise confidence level
Fit: aov(formula = data$Nitrat.mg.1000g. ~ data$Licht_Art)
```

```
$`data$Licht_Art`
              diff      lwr      upr      p adj
Kohl_1kea-Kohl_Aenano -210.59040 -1101.12897 679.94817 0.9813210
Pak_1kea-Pak_Aenano -234.01639 -1124.55496 656.52217 0.9703683
Ruc_1kea-Ruc_Aenano -943.86874 -1834.40731 -53.33018 0.0317717
```

10.3 Programmcode Rstudio Forschungsfrage 3

```
data<-read.csv2("C:/Users/Michi/Dropbox/Masterarbeit/Versuch_2_2_in_vitro/Auswertung/Gesamtdaten_Versuch2_2_statistik.csv")
names(data) #zeigt die Daten in der Tabelle an
data<-data[1:412,] #Wählt den Bereich des Datensatzes aus der bearbeitet werden soll
data<-data[order(data$Art),] #Daten sortieren
data$Licht_Art <- paste(data$Art, data$Licht, sep="_") #mit data$name kann eine neue Spalte angelegt werden #paste kopiert verschiedene Texte zusammen sep gibt das Trennzeichen an
boxplot(data$Anzahl.der.Sprosse ~ data$Licht_Art, col="lightgray", main = "Anzahl der Sprosse unter den verschiedenen Lichtquellen", ylab="Anzahl der Sprosse", cex.axis=0.9) #erstellt Boxplot'
DurchSpross.aov<-aov(data$Anzahl.der.Sprosse ~ data$Licht) #führt Anova aus
summary(DurchSpross.aov) #Gibt die Werte der Anova aus!
Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
data$Licht 2 2.8 1.377 0.53 0.589
Residuals 408 1059.7 2.597
1 observation deleted due to missingness
TukeyHSD(DurchSpross.aov) #Prüfung der Unterschiede
Tukey multiple comparisons of means
95% family-wise confidence level
Fitt: aov(formula = data$Anzahl.der.Sprosse ~ data$Licht)
$`data$Licht`
              diff      lwr      upr      p adj
Osram-Aenano -0.07971602 -0.5322584 0.3728263 0.9097331
Philips-Aenano 0.12254642 -0.3353531 0.5804459 0.8039623
Philips-Osram 0.20226244 -0.2627443 0.6672691 0.5626481
> TukeyHSD(DurchSpross.aov) #Prüfung der Unterschiede
Tukey multiple comparisons of means
95% family-wise confidence level
Sol anum_Osram-Sol anum_Aenano -7.8791304 -36.98636
21.2281003 0.9954049
Sol anum_Philips-Sol anum_Aenano 10.7600000 -17.73438
39.2543783 0.9608090
Sol anum_Philips-Sol anum_Osram 18.6391304 -10.46810
47.7463612 0.5462666
boxplot(data$Nodien ~ data$Licht_Art, col="lightgray", main = "Anzahl der Nodien unter den verschiedenen Lichtquellen", ylab="Anzahl der Nodien", cex.axis=0.9) #erstellt Boxplot'
DurchSpross.aov<-aov(data$Nodien ~ data$Licht) #Anova für einen Faktor in diesem Fall Nitrat zu Licht
```

```
summary(DurchSpross.aov) #Gibt die Werte der Anova aus! Pr - Wert gibt die
Wahrscheinlichkeit an mit der es kein Zufall ist
```

```
Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
data$Licht      2    39.1    19.56    1.871    0.156
Residuals     290 3030.9    10.45
```

```
119 observations deleted due to missingness
```

```
Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
data$Licht      2    39.1    19.56    1.871    0.156
Residuals     290 3030.9    10.45
```

```
119 observations deleted due to missingness
```

```
> TukeyHSD(DurchSpross.aov) #Prüfung der Unterschiede
```

```
  Tukey multiple comparisons of means
```

```
    95% family-wise confidence level
```

```
Fit: aov(formula = data$Nodi en ~ data$Licht)
```

```
$`data$Licht`
```

	diff	lwr	upr	p adj
Osram-Aenano	0.07827957	-1.0188719	1.175431	0.9845464
Philips-Aenano	0.80827957	-0.2888719	1.905431	0.1937438
Philips-Osram	0.73000000	-0.3470712	1.807071	0.2486893

```
> TukeyHSD(DurchSpross.aov) #Prüfung der Unterschiede
```

```
  Tukey multiple comparisons of means
```

```
    95% family-wise confidence level
```

```
Fit: aov(formula = data$Nodi en ~ data$Licht_Art)
```

```
$`data$Licht_Art`
```

	diff	lwr	upr	p adj
Oleander_Osram-Oleander_Aenano	1.2803618	-0.21234386	2.773067	0.1394177
Oleander_Philips-Oleander_Aenano	0.9781395	-0.54080408	2.497083	0.4369466
Oleander_Philips-Oleander_Osram	-0.3022222	-1.73557864	1.131134	0.9906283
Solanum_Osram-Solanum_Aenano	-0.5669565	-2.05903308	0.925120	0.8850605
Solanum_Philips-Solanum_Aenano	0.9800000	-0.48066090	2.440661	0.3890274
Solanum_Philips-Solanum_Osram	1.5469565	0.05487996	3.039033	0.0371529

```
boxplot(data$Sprossl.nge.mm ~ data$Licht, col="lightgray", main =
"Sprosslänge unter den verschiedenen Lichtquellen", ylab="Sprosslänge in
mm", cex.axis=0.9) #erstellt Boxplot'
```

```
Sprosslänge.aov<-aov(data$Sprossl.nge.mm ~ data$Licht)
```

```
summary(Sprosslänge.aov)
```

```
Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
data$Licht      2   13272    6636    1.906    0.15
Residuals     408 1420496    3482
```

```
1 observation deleted due to missingness
```

```
TukeyHSD(Sprosslänge.aov)
```

```
  Tukey multiple comparisons of means
```

```
    95% family-wise confidence level
```

```
Fit: aov(formula = data$Sprossl.nge.mm ~ data$Licht)
```

```
$`data$Licht`
```

	diff	lwr	upr	p adj
Osram-Aenano	1.007302	-15.561153	17.57576	0.9887882
Philips-Aenano	12.674271	-4.090322	29.43886	0.1781423
Philips-Osram	11.666968	-5.357831	28.69177	0.2416834

Tukey multiple comparisons of means

95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = data\$Sprossl.nge.mm ~ data\$Licht_Art)

\$`data\$Licht_Art`	diff	lwr	upr	p adj
Dracocephalum_Osram-Dracocephalum_Aenano	39.0523716	0.9961095	8.1623932	-22.72759
Dracocephalum_Philips-Dracocephalum_Aenano	49.1989501	0.8160081	16.5346154	-16.12972
Dracocephalum_Philips-Dracocephalum_Osram	43.5922165	0.9981501	8.3722222	-26.84777
Oleander_Osram-Oleander_Aenano	40.2896144	0.9570146	11.1701120	-17.94939
Oleander_Philips-Oleander_Aenano	40.4755358	0.9674969	10.8441860	-18.78716
Oleander_Philips-Oleander_Osram	27.6358002	1.0000000	-0.3259259	-28.28765
Solanum_Osram-Solanum_Aenano	21.2281003	0.9954049	-7.8791304	-36.98636
Solanum_Philips-Solanum_Aenano	39.2543783	0.9608090	10.7600000	-17.73438
Solanum_Philips-Solanum_Osram	47.7463612	0.5462666	18.6391304	-10.46810

```
boxplot(data$Durchschnittliche.Sprossl.nge ~ data$Licht, col="lightgray",
main = "Durchschnittliche Sprosslänge unter den verschiedenen
Lichtquellen", ylab="Sprosslänge in mm", cex.axis=0.9) #erstellt Boxplot'
```

```
> DurchSpross.aov<-aov(data$Durchschnittliche.Sprossl.nge ~ data$Licht) #Anova für einen Faktor
in diesem Fall Nitrat zu Licht
```

```
> summary(DurchSpross.aov) #Gibt die Werte der Anova aus! Pr - Wert gibt die Wahrscheinlichkeit
an mit der es kein Zufall ist
```

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
data\$Licht	2	3206	1603.1	2.666	0.0707
Residuals	408	245297	601.2		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

1 observation deleted due to missingness

```
> TukeyHSD(DurchSpross.aov) #Prüfung der Unterschiede
```

Tukey multiple comparisons of means

95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = data\$Durchschnittliche.Sprossl.nge ~ data\$Licht)

\$`data\$Licht`	diff	lwr	upr	p adj
Osram-Aenano	3.790632	-3.0944385	10.67570	0.3987511
Philips-Aenano	6.807232	-0.1593441	13.77381	0.0571268
Philips-Osram	3.016600	-4.0581064	10.09131	0.5753784

```

> TukeyHSD(DurchSpross.aov) #Prüfung der Unterschiede
  Tukey multiple comparisons of means
    95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = data$Durchschnittliche.Sprossl.nge ~ data$Licht_Art)
`data$Licht_Art`

diff          lwr          upr          p adj
Dracocephalum_Osram-Dracocephalum_Aenano -0.5400387 -13.7571989
12.6771216 1.0000000
Dracocephalum_Philips-Dracocephalum_Aenano 1.9573291 -12.0190403
15.9336984 0.9999641
Dracocephalum_Philips-Dracocephalum_Osram 2.4973677 -12.5725136
17.5672490 0.9998704
Oleander_Osram-Oleander_Aenano 3.3241817 -9.1354298
15.7837933 0.9958418
Oleander_Philips-Oleander_Aenano 4.9932558 -7.6853642
17.6718758 0.9499157
Oleander_Philips-Oleander_Osram 1.6690741 -10.2951498
13.6332979 0.9999652
Sol anum_Osram-Sol anum_Aenano 11.7194803 -0.7348804
24.1738411 0.0836627
Sol anum_Philips-Sol anum_Aenano 12.6401905 0.4480562
24.8323248 0.0355034
Sol anum_Philips-Sol anum_Osram 0.9207101 -11.5336506
13.3750709 0.9999998

```

```

tapply(data$Durchschnittliche.Sprossl.nge, data$Licht_Art, mean) #tapply(Zielgröße,
Gruppierungsvariable, anzuwendende Funktion) mean ist mittelwert sd =Standardabweichung

```

```

          Dracocephalum_Aenano  Dracocephalum_Osram
Dracocephalum_Philips
24.44611          NA          22.48878          21.94874
          Oleander_Aenano
          10.14341
          Oleander_Osram  Oleander_Philips  Sol anum_Aenano
Sol anum_Osram          Sol anum_Philips
50.81196          13.46759          15.13667          39.09248
          51.73267

```

10.4 Histogramme und Quantil – Diagramme der Datensätze

