

Ökophysiologie von *Dieffenbachia compacta* im Versuchsaufbau Pflanzenmöbel

1. Betreuer: Prof. Dr. Johann Glauninger
2. Betreuer: Dr. Johannes Balas
Betreuer an der HUB: Prof. Dr. Uwe Schmidt

Masterarbeit zur Erlangung des Titels Dipl. Ing.ⁱⁿ an der Universität für
Bodenkultur Wien

Department für angewandte Pflanzenwissenschaften und
Pflanzenbiotechnologie,
in Zusammenarbeit mit der Humboldt Universität zu Berlin, Landwirtschaftlich-
Gärtnerische Fakultät

Eingereicht von
Kirchmayer Andrea

Wien, März 2010



“Die Freude an der Pflanze ist ein immerwährender Besitz des menschlichen Herzens. Sie ist unser Erbteil aus Urzeiten, da Grünen und Blühen den Sieg des Lebens über winterliche Not und Düsternis bedeutet. Niemals im Auf und Ab des Weltgeschehens ist dieses Erlebnis völlig vergessen worden”

H. Kronberger-Frentzen (aus Glück mit Blumen, 1941)

Ich erkläre hiermit, dass ich die vorliegende Arbeit selbst verfasst und außer den im Literaturverzeichnis angegebenen Werken keine anderen Hilfsmittel verwendet habe.

Inhaltsverzeichnis

ABKÜRZUNGEN	I
DANKSAGUNG	II
1. EINLEITUNG	1
1.1 Forschungsfrage/Ziel der Arbeit.....	2
1.2 Hintergrund.....	2
1.3 Ablauf/Rahmenbedingungen	3
1.4 Definition Innenraumbegrünung.....	4
1.5 ON-Regel.....	4
2. SYSTEM PFLANZE-MÖBEL - THEORETISCHE GRUNDLAGEN	6
2.1 Anforderungen von Zimmerpflanzen an ihre Umwelt	6
2.1.1 Licht	6
2.1.1.1 Lichtbedürfnis	6
2.1.1.2 Lichtanwendung – Bedarf und Dauer.....	7
2.1.2 Luftfeuchtigkeit	7
2.1.3 Temperaturen	7
2.1.4 Substrat.....	8
2.1.5 Stress/Akklimation.....	9
2.2 Bautechnische Anforderungen an ein Pflanzenmöbel	10
2.2.1 Leuchtkörper	10
2.2.2 Pflanzgefäß.....	11
2.2.3 Holz.....	11
3. MATERIAL UND METHODEN	12
3.1 Versuchsanordnung Zimmerpflanze-Möbelstück.....	12
3.1.1 Aufbau des Moduls	12
3.1.2 Standorte und Varianten.....	13
3.1.2.1 Standort Gewächshaus	13
3.1.2.2 Standort dunkler Abstellraum.....	13
3.1.2.3 Standort Manipulationsraum	13

3.2 Die Versuchspflanzenart	14
3.2.1 <i>Dieffenbachia compacta</i> - allgemeine Beschreibung	14
3.2.2 Pflegeprogramm	14
3.3 Beleuchtungsmittel.....	15
3.3.1 LED	15
3.3.2 Leuchtstoffröhre	15
3.3.3 Steuerung/Beleuchtungsdauer	16
3.4 Messungen im Möbelstück	16
3.4.1 Lichtmessung	16
3.4.2 Temperaturentwicklung der Lampen.....	16
3.5 Photosynthesemessungen.....	16
3.5.1 Aufnahme der Chlorophyllfluoreszenz	16
3.5.2 Messung des CO ₂ - und H ₂ O-Gaswechsels	18
3.6 Wachstumsparameter und Bonitur	19
3.6.1 Blattschattenflächenmessung	19
3.6.2 Morphologischer Vergleich anhand einfacher Bildanalyse.....	19
3.6.3 Bestimmung der oberirdischen Phytomasse	20
3.7 Statistik	20
4. EXPERIMENTELLER TEIL	21
4.1 Untersuchungen zu äquivalenten Lichtbedingungen LED/Leuchtstoffröhre.....	21
4.1.1 Ergebnis der Messung	21
4.1.2 Mögliche Fehlerquellen.....	22
4.1.3 Diskussion	23
4.2 Untersuchungen zur Temperaturentwicklung	23
4.2.1 Ergebnis der Messung	23
4.2.2 Diskussion	23
4.3 Untersuchungen der Chlorophyllfluoreszenz	23
4.3.1 Ergebnisse der PAM I-Messung	23
4.3.2 Mögliche Fehlerquellen der PAM I-Messung	24
4.3.3 Diskussion PAM I-Messung	24
4.3.4 Ergebnisse der PAM II-Messung	26
4.3.5 Mögliche Fehlerquellen der PAM II-Messung.....	26
4.3.6 Diskussion der PAM II-Messung	27

4.4 Untersuchungen zum CO₂-Gaswechsel	27
4.4.1 Veränderungen des CO ₂ -Gaswechsels	27
4.4.2 Probleme während der Messung	31
4.4.3 Diskussion	31
4.5 Blattschattenfläche.....	34
4.5.1 Ergebnisse	34
4.5.2 Relevante Fehlerquellen	34
4.5.3 Diskussion	35
4.6 Morphologischer Vergleich anhand einfacher Bildanalyse.....	36
4.6.1 Ergebnisse	36
4.6.2 Fehlerquellen	37
4.6.3 Diskussion	38
4.7 Bonitur	38
4.7.1 Bestimmung der oberirdischen Phytomasse.....	38
4.7.2 Diskussion der oberirdischen Phytomasse	40
4.7.3 Verhältnis TM zu FM.....	41
4.7.4 Diskussion TM/FM	42
4.7.5 Spezifische Blattoberfläche	43
4.7.6 Diskussion der spezifische Blattoberfläche.....	43
4.7.7 Blattflächenindex (LAI)	44
4.7.8 Diskussion des Blattflächenindex.....	44
4.7.9 Schädlingsbefall	45
4.7.10 Diskussion des Schädlingsbefalls.....	45
4.7.11 Allgemeine Fehlerquellen	45
5. WEITERFÜHRENDE DISKUSSION	46
5.1 Lichtspektrum der Leuchtmittel.....	46
5.2 Akklimatisation	46
5.3 Diskussion der verschiedenen Varianten und Standorte.....	47
5.3.1 Kontrollpflanzen.....	47
Variante Gewächshaus (GH).....	47
Variante dunkel (D).....	47
Variante hell (H).....	47
5.3.2 LED-Varianten/LS-Varianten im Vergleich	48
5.3.3 Pflanzenmöbel am Standort Abstellraum/Manipulationsraum.....	48

5.4 Bemerkungen für eine Folgearbeit	49
5.5 Zukunftsvision	50
6. ZUSAMMENFASSUNG	51
7. VERZEICHNISSE.....	52
7.1 Literaturverzeichnis.....	52
7.2 Verzeichnis der Abbildungen, Tabellen, Grafiken und Fotos.....	55
8. ANHANG	56
8.1 Privater Vorversuch	56
8.2 H₂O-Test der Firma Hobby.....	58
8.3 Seramis Vitalnahrung für Grünpflanzen.....	59
8.4 Photosynthesemonitor Model PTM-48M.....	59
8.5 Verworfen/im Text nicht behandelte Messreihen.....	60
8.6 Bildanalyse.....	62

Abkürzungen

Allgemein

FM	Frischmasse
PAM	Puls-Amplituden-Modulation auch: Bezeichnung des Messgerätes für die Chlorophyllfluoreszenz
PAR	Photosynthetisch aktive Strahlung (Photosynthetic active radiation) Gemessen zwischen 400 und 700nm [$\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$]
PSI	Photosystem I
PSII	Photosystem II
TM	Trockenmasse
Δw	Differenz der Wasserdampfmolesbrüche zwischen Blatt und Umgebungsluft

Projektspezifisch

D	Kontroll-Variante im dunklen Raum
GH	Kontroll-Variante im Gewächshaus
H	Kontroll-Variante im hellen Raum
LEDd	LED-Variante im dunklen Raum
LEDh	LED-Variante im hellen Raum
LSd	Leuchtstoff-Variante im dunklen Raum
LSh	Leuchtstoff-Variante im hellen Raum
LSt	Leuchtstoff-Variante im hellen Raum ohne Seramisbett
PAM I	Chlorophyllfluoreszenzmessung der dunkel adaptierten Pflanzen
PAM II	Chlorophyllfluoreszenzmessung der Pflanzen in den Varianten vor Ort

Danksagung

Im Folgenden möchte ich mich bei all jenen bedanken, ohne deren Mithilfe das Projekt in diesem Ausmaß nicht zustande gekommen wäre. Allen voran meinem Zweitbetreuer Dr. Johannes Balas, der mich von Anfang an in meinem Vorhaben bestärkte und den Kontakt mit der Humboldt Universität zu Berlin ermöglichte. Sowohl durch sein Engagement als auch der finanziellen Zuwendung aus Institutsmitteln konnte das Projekt in die Tat umgesetzt werden. Vielen Dank richte ich hiermit an Prof. Dr. Glauninger, der mich als Erstbetreuer sowohl organisatorisch als auch finanziell unterstützte. Weiters bedanke ich mich bei der BOKU für die Gewährung des Förderungsstipendiums nach kompetitiver Bewerbung. Das Stipendium hat mir den Aufenthalt in Berlin ermöglicht.

Ich möchte mich bei allen Mitarbeitern der Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät, die mich freundlich aufgenommen und mir mit Rat und Tat zur Seite gestanden sind, bedanken. Allen voran bei Prof. Dr. Uwe Schmidt, der mir die Durchführung der Masterarbeit an der Humboldt Universität zu Berlin und die Finanzierung der Pflanzenmöbel ermöglichte. Mein besonderer Dank gilt DI Wolfgang Pfeifer und Herrn Jörg Niemann. Trotz meiner praktischen Ausbildung als Tischlergeselle wäre das Möbelstück nicht so professionell gebaut worden wie von Herrn Niemann, der viel Zeit und Geduld in die Herstellung meines Versuchsaufbaus steckte. Herr DI Wolfgang Pfeifer stand mir von Anfang bis zum Ende der Versuchsreihe tatkräftig zur Seite und führte die notwendigen Messungen während meiner Abwesenheit durch. Weiters bedanken möchte ich mich bei Frau Tanja Mucha-Pelzer für die Bereitstellung und Einweisung des Mini PAM-Messgerätes, bei Herrn Dr. Thorsten Roksch für die Beschaffung der Versuchspflanzen, Herrn Benke für die Pflege der Pflanzen während meiner Abwesenheit, Herrn Dr. Heiner Grüneberg für seine Ratschläge und Informationen zum Thema Innenraumbegrünung und bei Linda Lamolla und Marcus Scheel für ihre arbeitsame Mithilfe bei der Endbonitur. Allen vielen Dank für die lehrreiche, eindrucksvolle und charakterbildende Zeit in Berlin.

1. Einleitung

Die Integration von Pflanzen ist ein wichtiger Baustein moderner Wohnkultur. Dies bezieht sich nicht nur auf ästhetische Gesichtspunkte, denn Pflanzen sind eine Form von Lebensnahrung. In unserer von Stress geplagten Kultur ist Innenraumbegrünung mehr als nur Dekoration. Zimmerpflanzen tragen, abgesehen von ihren physiologischen Funktionen der Lufterneuerung, wesentlich dazu bei, einen Wohnraum „lebendig“ und wohnlich zu gestalten.

In den 90er Jahren wurde nach zehnjährigen Forschungen bestätigt, dass schon ein relativ kurzer visueller Kontakt am Arbeitsplatz, im häuslichen Umfeld oder in anderen Gebäuden einen wichtigen Beitrag zur Regeneration der Kräfte von stressgeplagten Menschen leisten kann. Die Erzeugung von positiven Gefühlen ebenso wie die Minderung von Angst und Niedergeschlagenheit sind vermutlich die Ursache für die verbesserte Gesundheit, die bei Krankenhauspatienten sowie Gefängnisinsassen, die längeren visuellen Kontakt mit Grünpflanzen hatten, festgestellt wurde (VOLM, 2002).

Die positiven Auswirkungen von Pflanzen auf den Menschen sind großteils bereits wissenschaftlich mit Zahlen und Fakten belegt. Die Lust am Leben mit Grün ist jedoch nur durch direkten Kontakt erfahrbar.

Möchte man Pflanzen ins wohnliche Umfeld integrieren, so stellt sich die Frage nach dem Raum für die Pflanze. Hier wird die Kluft zwischen Ideal und Wirklichkeit des Wohnens mit Pflanzen deutlich. Aufgrund der natürlichen Lichtverteilung finden viele Zimmerpflanzen einen Platz auf der Fensterbank. Im Bestreben, Zimmerpflanzen IM Raum zu inszenieren, wurden in den 70er Jahren Wand- und Deckenampeln verwendet. Weiters wurden zahllose neuartige Formen von Kleinmöbeln, Ständern, Trägern und Haltern entwickelt sowie ungewohnte Möglichkeiten der Anbringung von Pflanzgefäßen (SCHUBERT, 1974). Jedoch wurden so viele Pflanzenstandorte in Wohnräumen zum Synonym für „Vegetierungsorte“. Daher wurden auch voll klimatisierte, dennoch frei im Raum bewegliche Zimmervitrinen angeboten.

Wie sich jedoch zeigt, konnten diese Neuerungen keinen Einzug in den modernen Wohnraum halten. Die einfach konstruierten Kleinmöbel bieten Platz für die Pflanzen, jedoch sind sie an natürliche Lichtquellen gebunden. Die Pflanzenvitrine wiederum ist ein abgeschlossener Raum, zwar mit Beleuchtung, jedoch ohne direkten Bezug zum Wohnraum. Mit einem sogenannten Pflanzenmöbel möchte ich die Vorzüge beider Varianten vereinen, um das Wohnen mit bzw. für Pflanzen möglich zu machen.

1.1 Forschungsfrage/Ziel der Arbeit

Um die Bedürfnisse von Pflanzen zu erfüllen, müssen viele Faktoren beachtet werden. Diese können in einem Innenraum unter Berücksichtigung von Bauphysik und dem menschlichen Wohlbefinden für die Pflanze hergestellt werden. Da ich Pflanzen in Möbelstücke integrieren möchte, müssen diese Faktoren auf kleinem Raum beschränkt die Bedingungen für eine dauerhafte Begrünung erfüllen.

Die Hauptfrage, die es zu beantworten gilt, lautet: Können Zimmerpflanzen dauerhaft in ein Möbelstück integriert werden?

Weiters ergeben sich folgende Subfragen: Wie muss dieses Möbelstück beschaffen sein? Welche Lichtquelle ist geeignet? Wie reagiert die Pflanze im System Pflanze-Möbel?

Mittels ökophysiologischer Messmethoden soll untersucht werden, inwiefern es möglich ist, den Anforderungen von Zimmerpflanzen im System Möbel genüge zu tun. Insbesondere müssen das einzubauende Beleuchtungsmittel sowie das Problem der möglicherweise geringen Luftfeuchte untersucht werden.

Ziel der Arbeit ist ein nachhaltig begrüntes Möbelstück, das mittels vitaler Pflanzen einen Beitrag zur modernen Wohnkultur leistet. Das Qualitätsmerkmal Zierwert soll erhalten und gefördert werden.

Die verschiedenen Standorte als eng begrenzter Bereich, in dessen Zentrum die Pflanze steht, sollen nun untersucht werden. Das System Möbel bietet im weitesten Sinn ein Ökosystem, welches nach WILLERT 1995 als „offenes, aber zur Selbstregulierung befähigtes Wirkungsgefüge“ beschrieben wird.

1.2 Hintergrund

Aufgrund meiner Vorbildung an der Höheren Technischen Lehranstalt in Mödling, Kolleg für Innenraumgestaltung und Möbelbau und meiner weiteren Ausbildung an der BOKU Wien in den Bereichen Landschaftsplanung und Landschaftsarchitektur sowie angewandte Pflanzenwissenschaften beschäftige ich mich schon seit mehreren Jahren mit der Thematik Innenraum – Möbel - Pflanze. Im Zuge der Herstellung von Holzmöbeln an der HTL hatte ich die Idee, Pflanzen nachhaltig in Möbelstücke zu integrieren.

Ich startete einen privaten Vorversuch und begründete zwei Sperrholzboxen mit jeweils zwei Pflanzenarten und stattete die Möbelstücke mit unterschiedlichen Leuchtmitteln (eine Leuchtstoffröhre sowie eine Halogenfadenlampe) und einer Zeitschaltuhr aus. Die Pflanzen in den beiden Boxen sowie eine Vergleichspflanze wurden knapp ein Jahr lang den verschiedenen Lichtbedingungen ausgesetzt.

Mit diesem Langzeitversuch hatte sich meine Annahme, dass die Leuchtstoffröhre im Vergleich zur Halogenlampe genügend pflanzenverfügbares Licht liefert, um die Versuchspflanze vital zu erhalten, bestätigt. Diese Ergebnisse bringe ich nun in meine Masters-Thesis ein und bearbeite sie mit wissenschaftlicher Methodik. Der gesamte Ablauf des Vorversuchs ist im Anhang 8.1 zu finden.

1.3 Ablauf/Rahmenbedingungen

Der Versuchsaufbau sowie die Messungen wurden an der Humboldt Universität zu Berlin im Gewächshaustrakt der Landwirtschaftliche Fakultät (Institut für Gartenbauwissenschaften Standort Berlin-Dahlem Lentzeallee 55/57) durchgeführt. Die Pflanzen wurden vom 29.04.2009 bis zur Zerstörungsmessung am 27.07.2009 dokumentiert und untersucht. Es wurden sowohl Messungen im Möbelstück als auch direkt an den Versuchspflanzen vorgenommen. Bevor die Versuchspflanzen ins Möbel integriert wurden, fanden Messungen zur optimalen Lichtverteilung bzw. –menge sowie Temperaturentwicklung in der Nähe der Leuchtmittel im Möbelstück statt.

Der Standort einer Pflanze besitzt als wichtigste Merkmale eine räumliche und zeitliche Ausdehnung sowie eine stoffliche Komponente. Für die durchzuführende messende Beschreibung genügt daher keine Momentaufnahme. Da die Pflanzen dynamischen Prozessen unterliegen geben Untersuchungen über einen längeren Zeitraum Aufschluss über den Standort bzw. darüber, wie sich die Pflanze unter den gegebenen Einflussfaktoren verhält. Anzahl und Verteilung von Beobachtungszeiträumen im Versuchsverlauf entscheiden darüber, wie umfassend das Wissen über die Pflanze am jeweiligen Standort ist (WILLERT, 1995). Beschrieben wird ein Beobachtungszeitraum, der quasi-stationäre Zustände liefert, die aber trotzdem für ein streng umrissenes Zeitraster gültige Aussagen erlauben.

An den Versuchspflanzen wurden Messungen zum CO₂-Gaswechsel sowie Untersuchungen zur Photosyntheserate mittels Chlorophyllfluoreszenz durchgeführt. Das optische Erscheinungsbild der Kultur im Versuchsverlauf wurde dokumentiert und fotografiert. Abschließend wurde eine Zerstörungsmessung durchgeführt.

Um eine optimale Beleuchtung zu erzielen, wurden zwei verschiedene Leuchtmittel getestet. LEDs sowie eine ursprünglich zur Aquarienbeleuchtung entwickelte Leuchtstoffröhre dienten als Lichtquelle für die Pflanzen im Möbelstück. Um die Effizienz der Leuchtmittel zu testen, wurden acht verschiedene Varianten (fünf in Pflanzenmöbel sowie drei als Kontrollinstanzen) an drei Standorten miteinander verglichen. Anhand des Vergleichs soll die bestmögliche Version gefunden werden.

1.4 Definition Innenraumbegrünung

Da das Pflanzenmöbel für eine längere Nutzungsdauer konzipiert wird, ist es im Gegensatz zu dekorativen Pflanzelementen unter dem Begriff Innenraumbegrünung anzuführen.

Unter Innenraumbegrünung (international: Interior Landscaping und Interior Plantscaping) versteht man im Allgemeinen das Begrünen von Räumen. Die Forschungsgesellschaft Landschaftsentwicklung, Landschaftsbau e. V. (FLL) definiert Innenraumbegrünung als dauerhafte Begrünung von Innenräumen mit Pflanzen in mobilen oder ortsfesten Gefäßen bzw. Flächen mit oder ohne Bodenanschluss. Die Räume sind in der Regel geschlossen und klimatisiert. Im Gegensatz zur temporären, der Dekoration dienenden Begrünung ist diese laut Definition für eine Dauer von etwa zehn Jahren zu planen.

1.5 ON-Regel

Das Pflanzenmöbel wurde mit Hinsicht auf Markteignung entwickelt. Da diese mit bestimmten Normen und Regeln einhergeht, folgt ein Auszug der ONR 121132 Qualitätsmanagement im Grünraum – Begrünung im Innenraum des Austrian Standards Institutes (www.as-institute.at), um den normativen Rahmen für das Pflanzenmöbel abzustecken.

Laut ONR 121132 Qualitätsmanagement im Grünraum – Begrünung im Innenraum sind folgende Begrünungsziele zu erreichen:

- Dauerhafte Begrünung möglich (10 Jahre und mehr)
- Pflanzen sollen ihrem natürlichen Habitus entsprechen
- Bereitstellung günstiger Standortfaktoren
- Bereitstellung ausreichender Wachstumsfaktoren (Licht, Temperatur, Sauerstoff, Kohlendioxid, Wasser, Nährstoffe, durchwurzelbarer Raum)

Die ONR gilt für Planung, Ausführung und Pflege dauerhafter Begrünungen von Innenräumen. Es werden vier Raum-Typen unterschieden:

- Typ I: Vegetationsbestimmte Räume
Die Pflanzen bestimmen die Klimatisierung, Gestaltung und Ausstattung des Raumes.
- Typ II: Räume, in Teilbereichen vegetationsbestimmt
Die Pflanzen bestimmen die Klimatisierung, Gestaltung und Ausstattung von Teilbereichen des Raumes.
- Typ III: Räume mit ortsfesten Pflanzelementen als Einrichtungs- und Gestaltungselement
Die Pflanzenauswahl richtet sich nach den Raumverhältnissen. Punktuelle Standortverbesserungen durch Beleuchtung und Bewässerung sind möglich.
- Typ IV: Räume mit mobilen Pflanzelementen
Die Pflanzenauswahl richtet sich nach den Raumverhältnissen und der Gefäßgröße. Am jeweiligen Standort müssen ausreichende Wachstumsbedingungen vorhanden sein oder geschaffen werden.

Für alle Raumtypen gelten folgende bautechnische Anforderungen:

- Vegetationsgerechte Licht- und Klimaverhältnisse
- Ausreichende Belastbarkeit der zu begrünenden Flächen unter Berücksichtigung der möglichen Höchstbelastung, bei mobilen Pflanzenelementen auch die zu erwartende Nutz- und Verkehrslast auf den Zuwegen
- Durchwurzelungssichere und wasserdichte Pflanzgefäße, Pflanzbecken oder Pflanzbeete, ausgenommen solche mit Erdanschluss
- Kontrollierbarer Wasserstand und kontrollierbare Be- und Entwässerung
- Ausreichend dimensionierte Zugänge zum Einbringen bzw. Austauschen von Solitärpflanzen und technischen Einrichtungen
- Zugänglichkeit für Pflegepersonal

Folgend aus einem Fachgespräch mit Dipl.-Ing. Josef Winkler (Deputy Director of Development, Teamleader Team Umwelttechnik, Managementsysteme und Dienstleistungen am Austrian Standards Institute) vom 04.03.2009 ist ein Pflanzenmöbel dem Raumtyp IV zuzuordnen. Es sollte für zehn Jahre Nutzungsdauer ausgelegt sein. Dies beinhaltet jedoch die ordnungsgemäße Pflege von Seite des Konsumenten. Die Dichtheit sowie die Durchwurzelungssicherheit des Pflanzgefäßes müssen gewährleistet sein. Weiters muss der Wasserstand kontrollierbar sein und die technischen Installationen laut Norm angebracht werden. Die verwendeten Pflanzen müssen für den Raum konzipiert werden. Weiters muss eine ausreichende Lichtzufuhr gewährleistet sein. Um das Pflanzenmöbel auf weitere Normen zu überprüfen (z.B. technische Einrichtungen) müssten weitere Gespräche mit Fachleuten des Austrian Standards Institute geführt werden.

2. System Pflanze-Möbel - theoretische Grundlagen

2.1 Anforderungen von Zimmerpflanzen an ihre Umwelt

2.1.1 Licht

An vielen für Zimmerpflanzen gewünschten Standorten befindet sich der Wachstumsfaktor „Licht“ im Minimum. Nach JANSEN (1998) benötigt jede Pflanze während des gesamten Jahres eine angepasste Lichtmenge, um ihren natürlichen Habitus und ihre Lebensfunktionen aufrecht zu erhalten. Erhält die Pflanze diese nicht, reagiert sie häufig mit erhöhter Krankheitsanfälligkeit, zu schnellem Trieb- und Blattwachstum, Aufhellung der Triebe oder auch Totalausfall. Besonders ungünstig wirkt sich Lichtmangel in Verbindung mit zu hohen Temperaturen auf die Innenraumbegrünung aus.

2.1.1.1 Lichtbedürfnis

Das Lichtbedürfnis einer Zimmerpflanze hängt von der Pflanzenart, dem natürlichen Herkunftsgebiet, der Lichtintensität während der Kultivierung sowie vom Grad der Akklimatisation ab. Tropische Pflanzen des Regenwaldes haben in der Regel geringere Lichtansprüche als Pflanzen der offenen Savanne. Pflanzen mit bunten oder panaschierten Blättern bedürfen einer höheren Lichtintensität als ihre grün belaubte ursprüngliche Form. Ferner benötigen Blühpflanzen mehr Licht als Grünpflanzen (MANAKER, 1997).

Das Lichtbedürfnis der verschiedenen Pflanzenarten kann in verschiedene Niveau-Bereiche eingeteilt werden. Laut FLL-Richtlinie für Innenraumbegrünung werden folgende Bereiche abgegrenzt:

L1:	sehr hoch	über 4300	Lux
L2:	hoch	2700 bis 4300	Lux
L3:	mittel	1000 bis 2700	Lux
L4:	gering	500 bis 1000	Lux

Die Angaben orientieren sich an dem natürlichen Herkunftsgebiet der Pflanze.

Die Angabe der Lichtbedürfnisse von Zimmerpflanzen wird in den meisten Lehrbüchern in Lux ($lx = lm/m^2$) angegeben. Diese können mittels Luxmeter gemessen werden. Da dieses Messgerät eine stärkere Empfindlichkeit im gelb-grünen Spektrum aufweist und so lediglich der Empfindlichkeit des menschlichen Auges entspricht, ist es zur Bestimmung des pflanzenverfügbaren Lichtes eher ungeeignet.

Das Aktionsspektrum des Lichtes für die Photosynthese entspricht dem Absorptionsspektrum des Chlorophylls a. Entsprechend werden vom sichtbaren Licht nur bestimmte Spektralbereiche für die Photosynthese genutzt. Für die Messung des pflanzenwirksamen Lichtes ist der Bereich zwischen 400 und 700 nm als photosynthetisch aktive Strahlung (PAR, Photosynthetic Active Radiation) von besonderer Bedeutung (HORN, 1996). Um Lichtquellen für Innenraumbegrünungen sinnvoll zu messen empfiehlt sich daher ein PAR-Messgerät.

2.1.1.2 Lichtenwendung – Bedarf und Dauer

Aus dem Lichtbedarf der Zimmerpflanze resultiert die benötigte Lichtstärke (Lux) auf der Pflanzenoberfläche und Lichtmenge/Zeiteinheit (Lux/Stunde oder Tag). Die Lichtstärke wird vom Umgebungslicht (natürliches Licht) und/oder durch die Lampenart (künstliche Beleuchtung) und deren Aufhängungshöhe entscheidend beeinflusst. Die Lichtmenge wird durch die Zeitdauer der Belichtung bestimmt. Der durchschnittliche Mindestbedarf von Pflanzen liegt bei 12000 lx/Tag. Versuchsergebnisse zeigten, dass bei hoher Beleuchtungsstärke die Dauer der Belichtung verkürzt werden kann und bei mittlerer bis niedriger Intensität länger belichtet werden muss. Für die Pflanze ist es unerheblich, wann innerhalb von 24 Stunden das Zusatzlicht eingesetzt wird (JANSEN in VETH, 1998).

Da die Innenraumbegrünung für den Konsument konzipiert ist, kann dieser das Zeitfenster nach seinen Bedürfnissen wählen.

2.1.2 Luftfeuchtigkeit

Der Wasserdampfgehalt der Luft beeinflusst die Transpiration, somit den Nährstofftransport und in weiterer Folge das Wachstum der Pflanze (HORN, 1996).

Sowohl eine zu geringe, als auch eine zu hohe Luftfeuchtigkeit kann sich negativ auf das Pflanzenwachstum auswirken. Ist die Luftfeuchte zu hoch wird Wasser sehr viel langsamer abgegeben, die Transpirationsrate wird gering (RAVEN, 1987). Verbunden mit einer geringen Luftaustauschrate kann zu hohe Luftfeuchte zu Krankheitsbefall an der Pflanze führen. Ist die Luftfeuchte jedoch zu gering wird die Pflanze anfällig für Schädlinge (z.B. weiße Fliege).

Die relative Luftfeuchte sollte in Innenräumen laut Arbeitsstättenrichtlinie ASR 5 zwischen 45 und 65 % bei Temperaturen von 19 bis 22° C betragen. Dieser Bereich ist sowohl für das menschliche Wohlbefinden als auch für die meisten Zimmerpflanzen optimal (RÜCKER, 1998).

Laut FLL-Richtlinie werden die verschiedenen Arten von Zimmerpflanzen drei Luftfeuchtigkeitsbereichen zugeordnet:

Lu1: über 60% relative Luftfeuchte

Lu2: 45 – 60% relative Luftfeuchte

Lu3: 30 – 45% relative Luftfeuchte

2.1.3 Temperaturen

Werden Pflanzen für Innenraumbegrünungen ausgewählt, so ist die vorherrschenden Minimal- bzw. Maximaltemperatur des Raumes ein entscheidender Faktor. Räume, die ganzjährig ein Temperaturniveau von 18 bis 24° C aufweisen sind für tropische Pflanzen geeignet. Kurzfristige Schwankungen werden von den meisten Pflanzen vertragen, wenn der Luftfeuchtegehalt der Raumluft diesem Zustand angepasst wird. Räume, deren Temperaturen stark schwanken sollten mit mediterranen Pflanzen oder Pflanzen aus überwiegend ariden oder subtropischen Klimazonen begrünt werden. Die Kältegrenze dieser Pflanzen liegt in der Regel bei 0° C.

Da höhere Temperaturen mehr pflanzenverfügbares Licht erfordern als niedrige Raumtemperaturen sollte die Temperatur während der Dunkelphase verringert werden (JANSEN,1998).

Laut FLL-Richtlinie Innenraumbegrünung (2002) werden folgende Temperaturen klassifiziert:

T1: tropisch	Die Jahresdurchschnittstemperatur beträgt ca. 20 bis 25° C. Es gibt keine ausgeprägten Jahreszeiten und Ruhezeiten für die Pflanzen.
T2: subtropisch	Pflanzen vertragen ausgeprägtes Tageszeitenklima mit heißen Tagen und kühlen Nächten. Die Nacht-/Wintertemperatur sollte nicht langfristig unterschritten werden. Die Mindesttemperatur beträgt 8 bis 10° C.
T3: mediterran	Pflanzen vertragen hohe Tages- und kühle, jedoch frostfreie Nachttemperaturen. 0 bis 5° C sollten langfristig nicht unterschritten werden. Jahres- und Tageszeitenklima erwünscht. Fröste werden – abhängig von der individuellen Frosthärte und momentanen Abhärtung – ertragen.
T4: gemäßigt	Hohe Tagestemperaturen werden in Verbindung mit hoher Luftfeuchtigkeit vertragen. Bei ausreichender Bodenfeuchtigkeit werden im Winter Temperaturen um 0° C vertragen. Deutliches Jahreszeitenklima erforderlich. Fröste werden – abhängig von der individuellen Frosthärte und momentanen Abhärtung – ertragen.
T5: arid und semiarid	Pflanzen, die bei extremen Höchst- bzw. Tiefsttemperaturen längere Dürrezeiten überleben können. Fröste werden – abhängig von der individuellen Frosthärte und momentanen Abhärtung – ertragen.

2.1.4 Substrat

„Substrate sind Medien für Wurzelwachstum und Standfestigkeit aus Bodenbestandteilen, sonstigen Naturstoffen und/oder synthetischen Materialien, einzeln oder gemischt, hergestellt mit dem Ziel, bestimmte physikalische und/oder chemische Eigenschaften im Wurzelraum zu erzielen, um das Pflanzenwachstum zu fördern.“ (FLL-Richtlinie Innenraumbegrünung, 2002)

Weiters werden laut FLL-Richtlinie Innenraumbegrünung (2002) Kulturen in gepufferten Substraten (Erdkultur) sowie in ungepufferten Substraten (Hydrokultur) unterschieden. Stoffe für Erden in der Innenraumbegrünung sind beispielsweise Rindenumus, Tonmehl, Perlit, Bims und Weißtorf. Für die Hydrokultur werden Blähton, Blähschiefer sowie Lava verwendet (KERSTJENS in VETH, 1998).

Besonders im privaten Zimmerpflanzenbereich wird das Tongranulat SERAMIS® häufig verwendet. Das Substrat besteht aus kleinen, leichten, porösen Körnchen mit hoher Wasserspeicherfähigkeit. Die Pflanzen können sowohl mit Erdballen, als auch wurzelnackt in das Substrat eingebracht werden. In Kombination mit dem Substrat wird ein Bewässerungsdünger angeboten, der bei jedem Gießgang beigemischt werden sollte (<http://www.seramis.de>).

2.1.5 Stress/Akklimation

Stress ist nach LARCHER (1994) folgendermaßen definiert: es handelt sich um eine Abweichung vom Lebensoptimum, die zunächst reversible Veränderungen und Reaktionen auf allen Funktionsebenen des Organismus bewirkt, dann aber auch bleibende Folgen verursachen kann.

Das Überleben von Pflanzen unter diesen Bedingungen wird einerseits von der Flexibilität und Kapazität von Stressreaktionen, andererseits von der Fähigkeit zur genetischen Adaption bestimmt (RENNENBERG, 1996). Die Akklimation ist allgemein ein Mechanismus, durch den Produktion und Senken für Photosyntheseprodukte im Gleichgewicht gehalten werden (McCONNAUGHAY et al., 1993).

Laut LARCHER (1994) kann die Anpassung an verschiedenen Lichtsituationen sowohl modulativ als auch modifikativ erfolgen. Modulative Adaptionen erfolgen rasch und sind reversibel. Beispiele hierfür sind Blattbewegungen, die eine günstige Exposition der Blattspreite zum Lichteinfall bewirken sowie die Verlagerung der Chloroplasten (Photodinese) welche eine Reaktion auf wechselnde Lichtintensitäten darstellt. Bei schwachem Licht orientieren sich die Plastiden senkrecht zum Strahleneinfall, bei Starklicht wandern sie an die Seitenwände und nehmen eine Profilstellung ein. Anpassungen, die sich unmittelbar auf die Photosynthese auswirken verlaufen über Veränderungen in den Chloroplasten. Dies sind Umbauvorgänge in den Thylakoiden und Lichtaktivierung von Enzymsynthesen.

Die modifikative Anpassung an die durchschnittlichen Strahlungsbedingungen erfolgt hauptsächlich während der Anlage und Ausdifferenzierung der Assimilationsorgane. Die dadurch entstandenen Differenzierungen der Organe und des Gewebes sind in der Regel irreversibel. Dabei entstehen morphologische, histologische, feinstrukturelle und biochemische Merkmale. Ändern sich die Lichtverhältnisse, treiben neue Sprosse aus. Die unangepassten Blätter altern und werden abgestoßen. Schwachlichtadaptierte Pflanzen bilden längere Internodien und dünne Blätter mit großer Oberfläche um auf Standorten mit geringer Energiezufuhr zu recht zu kommen (LARCHER, 1994).

Nach MANAKER (1997) haben Schattenblätter einen höheren Stickstoffgehalt, dünnere Zellwände und normalerweise nur eine epidermale Schicht. Weiters sind die Chloroplasten horizontal angeordnet um die Lichtaufnahme zu maximieren. Hieraus resultiert eine hohe Photosyntheseeffizienz, die Stoffwechselrate von Schattenblättern ist jedoch gering. Im Gegenzug sind Sonnenblätter kleinflächiger und dicker. Sie haben dickere Zellwände und manchmal mehrere epidermale Schichten. Die Chloroplasten im Mesophyll sind vertikal angeordnet um eine aus der höheren Strahlungsintensität resultierende Erwärmung zu minimieren. Dies reduziert die Photosyntheseeffizienz. Starklicht- und Schwachlichtausprägungsformen haben daher Einfluss auf das CO₂-Gaswechselverhalten (MANAKER, 1997).

Das Ausmaß und die Geschwindigkeit der Adaptionvorgänge sind durch die erbliche Konstitution in einem bestimmten Rahmen vorgegeben (LARCHER, 1994).

Die Kapazität der Akklimation hängt außerdem von der Topfgröße und der Nährstoffversorgung ab (McCONNAUGHAY et al., 1993).

2.2 Bautechnische Anforderungen an ein Pflanzenmöbel

2.2.1 Leuchtkörper

Steht einer Zimmerpflanze unter gegebenen Umständen zu wenig Licht zur Verfügung können die Bedingungen durch Bereitstellung von künstlichem Licht verbessert werden. Die hierfür verwendeten Lampen sollen grundsätzlich eine hohe Lichtausbeute im pflanzenwirksamen Spektralbereich besitzen und langlebig sein. Im Wohnbereich kommt die, für das menschliche Auge angenehme Farbwiedergabe hinzu. Weiters zu beachten ist eine geringe Wärmeentwicklung. Laut JANSEN (1992, 1998) werden folgende Lampen als Zusatzlicht für Zimmerpflanzen genutzt:

Leuchtstofflampen sind Niederdruck-Entladungslampen. Durch Abgabe von ultra-violetter Strahlung wird eine Phosphorschicht auf der Innenfläche des Glaskolbens angeregt. Durch die Zusammensetzung des Leuchtstoffes lässt sich die Lichtfarbe von kalten bis warmen Farbtönen verändern. Leuchtstofflampen haben sowohl für die Pflanze als auch für das menschliche Auge sehr gute Farbwiedergabeeigenschaften. Sie werden in der Innenraumbegrünung sowohl als Akzent- als auch Assimilationslicht eingesetzt.

Kompakt-Leuchtstofflampen erzielen auf kleinen Flächen eine sehr hohe Leuchtdichte. Da die Leuchtstofflampen im Betrieb nur geringe Wärme entwickeln können sie bis auf 0,5 m an die Pflanzenoberfläche heran gebracht werden.

Hochdruck-Entladungslampen und Hochdruck-Quecksilberdampflampen benötigen Vorschaltgeräte und werden in Leistungsstufen von 50 bis 125 Watt im Wohnbereich eingesetzt. Sie werden für kleinere Bepflanzungsflächen als kostengünstige Lichtquelle eingesetzt. Die Strahlungsmaxima liegen im blauen, gelben und roten Bereich, wobei der blaue und gelbe Anteil überwiegen. Je nach Leistung werden die Lampen etwa 0,80 bis 1,50 m über der Pflanzenoberfläche angebracht.

Hochdruck-Metallhalogendampflampen wurden aus der vorgenannten Lampe weiter entwickelt und weisen eine erheblich gesteigerte Lichtausbeute und Farbwiedergabe auf. Aufgrund ihrer Strahlungsstärke eignen sie sich für größere Raumhöhen. Zusätzlich zum Vorschaltgerät ist ein Zündgerät notwendig. Für die Pflanzenbelichtung im Wohnbereich werden Kompaktlampen von 35 bis 150 Watt angeboten.

Hochdruck-Natriumdampflampen kommen wegen ihrer schlechten Farbwiedergabeeigenschaften nur in speziellen Ausführungen zur Pflanzenbelichtung im Objekt- und Wohnbereich zum Einsatz. Im gewerblichen Gartenbau spielen sie als Assimilationslicht eine große Rolle. Das Lichtspektrum ähnelt dem der Halogenglühlampe. Da kaum Energie im blauen Bereich vorhanden ist, kann dieser Lampentyp über längere Zeit nur in Verbindung mit Tageslicht als Assimilationslicht genutzt werden.

In den letzten Jahren werden **LEDs** (Light Emitting Diode) zur Pflanzenbelichtung insbesondere im Gartenbau entwickelt und diskutiert. Ein Vorteil von LED-Systemen ist die Kontrolle der ausgesendeten Spektralbereiche. So können optimale Spektren designt werden um die Produktion zu steigern. Weiters kann Einfluss auf die Morphologie der Pflanzen genommen werden. Werden die LED-Systeme gekühlt können sie aufgrund ihrer geringen Wärmestrahlung sehr nah an der Pflanzenoberfläche montiert werden. Weiters ist die Lebensdauer von LEDs sehr hoch (70% Lichtausbeute nach 50.000 Stunden, Phillips Lumileds). Ein weiterer Vorteil ist die sofort erreichbare maximale Lichtmenge (MORROW, 2008). Da pro Watt Leistung eine größere Lichtausbeute erzielt wird, wirkt sich die Verwendung von LEDs positiv auf den Stromverbrauch aus.

Der Spektralbereich der LEDs ist laut DI Dieter Jansen auf 400 bis 700nm begrenzt, die maximale Lichtausbeute bis 65lumen/Watt möglich.

Da ein großes Interesse besteht LEDs im Produktionsgartenbau einzusetzen wird die Entwicklung von LED-Systemen zur Assimilationsbeleuchtung im Innenraum in den nächsten Jahren voranschreiten. Für die Innenraumbegrünung werden LEDs zur Zeit für die Akzentbeleuchtungen eingesetzt.

2.2.2 Pflanzgefäß

Im Handel werden Gefäße in verschiedenen Ausführungen hinsichtlich Material, Form und Farbe angeboten. Pflanzgefäße müssen laut FLL-Richtlinie durchwurzelungssicher, wasserdicht und säurefest sein. Sie dürfen keine Schadstoffe abgeben, welche die Pflanzen oder die Umwelt belasten. Weiters muss der Wasserstand kontrollierbar sein. Pflanzgefäße werden meist aus Kunststoff, aber auch aus Glas, Porzellan, Stein oder Metall hergestellt. Werden durchsichtige Materialien (z.B. Glas oder Polymethylmethacrylat) verwendet, so hat dies den Vorteil des kontrollierbaren Wasserstands ohne zusätzliche Wasserstandanzeiger.

2.2.3 Holz

Wird Holz mit Pflanzen kombiniert, so muss es aufgrund der höheren Luftfeuchte geschützt werden. Hierzu eignen sich beschichtete Spanplatten oder mit Farbe, Lack bzw. Öl imprägniertes Holz.

3. Material und Methoden

3.1 Versuchsanordnung Zimmerpflanze-Möbelstück

3.1.1 Aufbau des Moduls

Das Möbel wurde aus beschichteten Spanplatten gefertigt. Diese sind weiß beschichtet, um das Licht im Inneren besser zu reflektieren und somit eine höhere Lichtausbeute sowie diffuseres Licht zu erhalten. Details siehe Konstruktionszeichnung:

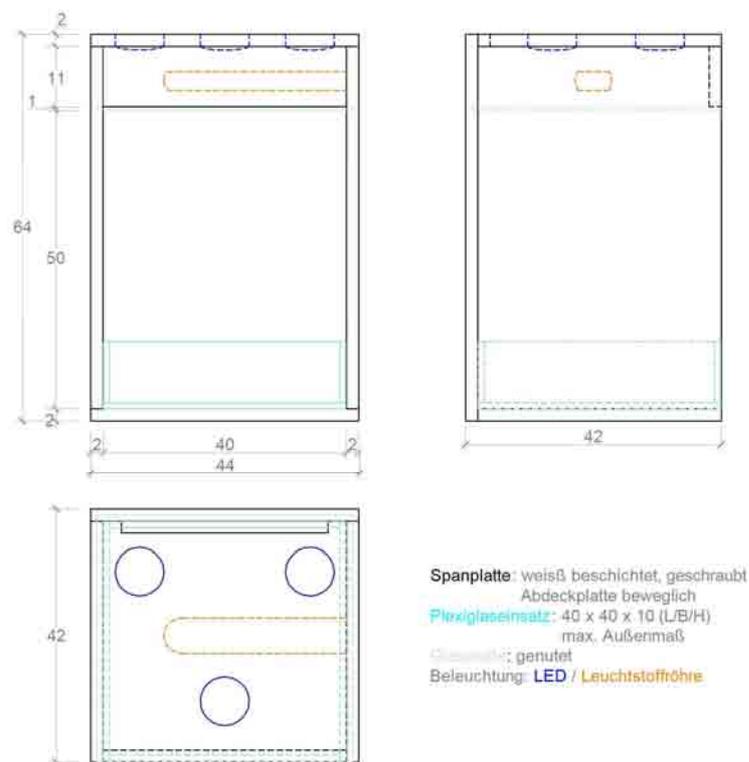


Abb. 1: Konstruktionszeichnung des Versuchsaufbaus Möbelstück. Ohne Maßstab. Angaben in cm.

Das Pflanzgefäß besteht aus 7,5 mm dicken Polymethylmethacrylat. Die einzelnen Elemente wurden wasserdicht mit Silikon verklebt. Das Pflanzgefäß wurde (außer bei Variante LSt) mit Seramis befüllt. Die eingetutete Glasscheibe (Einfachglas, Grünlas) diente der Abschirmung der, vom Leuchtmittel verursachten Abwärme und der räumlichen Trennung zur Pflanze. Um diffuseres Licht zu erhalten wurde die Glasscheibe mit Vlies (leichtes Frostvlies) beklebt. Da zwei verschiedene Leuchtmittel mit unterschiedlicher Lichtausbeute verwendet wurden, musste eine möglichst gleiche Verteilung des Lichtes gewährleistet werden.

3.1.2 Standorte und Varianten

Um die Pflanzenboxen und die verschiedenen Leuchtmittel auf ihre Eignung zu untersuchen, wurden acht Varianten für drei verschiedene Standorte erstellt:

3.1.2.1 Standort Gewächshaus

Die Pflanzen Variante GH (Gewächshaus) befand sich zusammen mit anderen tropisch/subtropischen Pflanzen in einem Gewächshausabteil der Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät. Für die Kulturart herrschten optimale Temperatur- und Luftfeuchtebedingungen. Aufgrund der temporären Sonneneinstrahlung schwankte die Temperatur mitunter. Im Gegensatz zu den anderen Varianten waren die Pflanzen einer vergleichsweise starken Lichteinstrahlung ausgesetzt. Die Pflanzen im Gewächshaus dienten als Kontrollpflanze unter bestmöglichen Bedingungen.

3.1.2.2 Standort dunkler Abstellraum

Der Abstellraum (neben dem Computerraum im Gewächshaustrakt) verfügte über keine für die Pflanzenvitalität relevante Lichtmenge (unter 50 lx). Aufgrund der im Nebenraum befindlichen Klimaanlage herrschten durchschnittlich 20 – 22° C im Raum. Hier befanden sich die Varianten LEDd (LED dunkel), LSd (Leuchtstoff dunkel) sowie D (dunkel). Die Pflanzen LEDd sowie LSd waren in das unter Punkt 3.1.1 beschriebene Möbelstück integriert. Die Variante D diente als Kontrolle und zeigte die Entwicklung der Pflanze unter starkem Lichtmangel.

3.1.2.3 Standort Manipulationsraum

Der so genannte Manipulationsraum befand sich ebenfalls im Gewächshaustrakt der Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät. Er repräsentierte „normale“ Zimmerbedingungen mit etwa 22° C sowie 500 bis 800 lx je nach Tagesverlauf und Wetterbedingungen. In diesem Raum befanden sich die Varianten LEDh (LED hell), LSh (Leuchtstoff hell) sowie LSt (Leuchtstoff trocken) jeweils in einem Möbelstück. Weiters war eine Kontrollvariante H (hell) ohne Zusatzlicht im Manipulationsraum zu finden. Diese sollte zeigen, wie sich die Pflanzen in einem „normalen“ Wohnraum entwickeln. Bei der Variante trocken befanden sich die Pflanzen in ihren Töpfen (Erde und Seramis) jedoch ohne Seramisbett (siehe Punkt 3.1.1). Die Auswirkungen verringerter Luftfeuchtigkeit auf die Pflanzen sollten mit dieser Variante überprüft werden.

3.2 Die Versuchspflanzenart

Die Versuchspflanze sollte sowohl repräsentativ für das Endprodukt, als auch für die Messungen geeignet sein. Bei der CO₂-Messung kamen Küvetten zum Einsatz, daher musste die Blattfläche mindestens 20 cm² sowie eine glatte Oberfläche aufweisen. Ein weiteres Kriterium war das rasche Wachstum der Versuchspflanze um die Unterschiede der einzelnen Varianten besser dokumentieren zu können. Da die Höhe des Pflanzgefäßes mit 10 cm vordefiniert wurde, sollten sich die vorkultivierten Pflanzen in 9er Kulturtöpfen befinden. Die Homogenität des Pflanzenmaterials musste gewährleistet sein.

Als Pflanzengattung kamen *Aglaonema*, *Dieffenbachia* sowie eine breitblättrige Form des *Chlorophytum* in die engere Wahl. Ausschlaggebend war schlussendlich die Verfügbarkeit im Großhandel.

Dieffenbachia compacta wurde als Versuchspflanze gewählt. Es wurden 40 Stück in 9er Kulturtöpfen bei Landgard Blumen & Pflanzen GmbH, Standort Berlin-Langerwisch erstanden. Alle Versuchspflanzen befanden sich während der gesamten Versuchsreihe in ihren Töpfen, die zuvor mit Seramis-Kultursubstrat aufgefüllt wurden.

3.2.1 *Dieffenbachia compacta* - allgemeine Beschreibung

Laut Dauerpflanzensortiment der FLL-Richtlinie Innenraumbegrünung ist die Pflanzenart wie folgt einzuordnen:

- Immergrün
- Lichtbedarf L3 bis L4 (500 bis 2700lx, siehe auch Punkt 2.1.1.1)
- Wasserverbrauch W2 (mittel)
- Luftfeuchtigkeit Lu1 (> 60%, siehe auch Punkt 2.1.2)
- Temperatur T1 bis T2 (tropisch bis subtropisch, siehe auch Punkt 2.1.3)
- Verträgt keine Staunässe

3.2.2 Pflegeprogramm

Die Pflanzen wurden in regelmäßigen Abständen gegossen und gedüngt. Als Gießwasser wurde Berliner Leitungswasser verwendet. Um genauere Angaben zur Qualität des Gießwassers zu erhalten wurde ein H₂O-Test der Firma Hobby mittels Tauch-Teststreifen durchgeführt (Ergebnisse siehe Anhang 8.2).

Die Varianten im Seramisbett (LEDd, LSd, LEDh, LSh) wurden alle sieben bis zehn Tage mit knapp zwei Litern versorgt, wobei ein Liter in den Töpfen, der Rest im Seramisbett verteilt wurde. Dies hatte eine höhere Luftfeuchtigkeit als in den übrigen Varianten zur Folge. Die Varianten D, H sowie LSt wurden jeweils mit einem Liter Gießwasser direkt in den Kulturtöpfen versorgt. Da die Pflanzen im Gewächshaus höheren Temperaturen ausgesetzt waren wurden diese etwa alle fünf Tage nach Bedarf gegossen.

Als Dünger wurde Seramis-Vitalnahrung für Grünpflanzen (genauere Angaben siehe Anhang 8.3) verwendet. Gedüngt wurde bei jedem Gießgang mit 5 ml Flüssigdünger auf 2 l Wasser.

Gelbe oder abgestorbene Pflanzenteile wurden nicht entfernt da dies die Bestimmung der oberirdischen Phytomasse verzerrend beeinflusst hätte.

3.3 Beleuchtungsmittel

Die Lampen zur Pflanzenbeleuchtung wurden handelsüblich im Baumarkt sowie in einem Fachgeschäft für Aquaristik erworben.

3.3.1 LED

Für die LED-Beleuchtung wurde ein Produkt der Firma Paulmann verwendet.

Profi Line LED:

3x3 Watt

Licht emittierende Diode Klasse 1M

Power Lens 5000 – 8000 Kelvin

255 cd

50.000 Brennstunden

230 Volt

Eine Einheit entspricht laut Hersteller 39 lm/W, umgerechnet 610 lx. Das Produkt ist rostfrei und daher auch für Räume mit erhöhter Luftfeuchtigkeit geeignet. Die einzelnen LEDs werden mittels Steckmontage mit einem kleinen Trafo verbunden. Pro Möbelstück wurden drei Einheiten in die Abdeckplatte (siehe Konstruktionszeichnung Abb. 1) verbaut. Das Spektrum der LEDs wurde trotz Anforderung nicht zugesandt.

3.3.2 Leuchtstoffröhre

Für die Leuchtstoffröhren-Beleuchtung wurde ein Produkt der Firma Dennerle verwendet.

Nano Light Aufsteckleuchte:

11 Watt

6000 Kelvin

900 Lumen

10.000 Brennstunden

Wuchslicht für Aquarienpflanzen

Luxverlauf laut Hersteller (im Wasser):

10cm 15.000lx

20cm 4.800lx

30cm 2.500lx

40cm 1.600lx

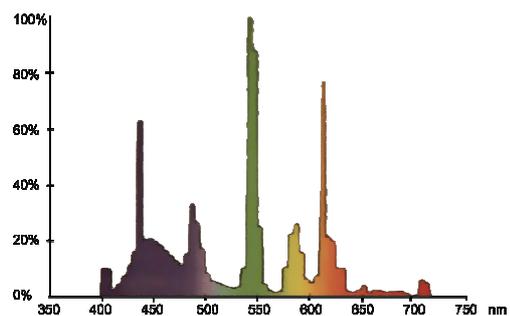


Abb. 2: Spektralbereich der Leuchtstoffröhre Nano Light

Im Lieferumfang war ein Reflektor inkludiert. Dieser wurde jedoch nicht verwendet (höhere Luxwerte durch Abstrahlung an weißer Deckenfläche). Die Leuchtstoffröhre wurde im Raum zwischen Abdeckplatte und Glasscheibe verbaut.

3.3.3 Steuerung/Beleuchtungsdauer

Um die Beleuchtung automatisch zu steuern, wurden handelsübliche analoge Zeitschaltuhren installiert. Die Beleuchtungsdauer betrug insgesamt zwölf Stunden pro Tag von 6:00 bis 12:00 sowie von 13:00 bis 19:00. Die Pause diente der Pflanze zum Abbau schädlicher Stoffwechselprodukte sowie dem vorsorglichen Abkühlen des Leuchtmittels.

3.4 Messungen im Möbelstück

3.4.1 Lichtmessung

Um möglichst gleiche Lichtbedingungen in den Varianten LED und Leuchtstoffröhre zu gewährleisten, sollten die Parameter der Lichtmenge und -verteilung gleichwertig sein. Der Innenraum des Möbelstückes (Raum für die Pflanzen) wurde bei aktivierten Lampen mittels Messgerät ALMEMO 2590-2/-35/-45 vermessen. Da die Leuchtstoffröhre eine längere Anlaufzeit zur maximalen Leuchtkraft benötigte, wurde die Messung vorsorglich 30 Minuten nach Aktivierung durchgeführt. Die eingetute Glasscheibe hat laut Tabelle der VDI-Richtlinie 6011, 2006 eine Transmission von bis 92 %. Auch das leichte Frostvlies sollte wenig bis keine Auswirkung auf die Transmission des ausgestrahlten Lichtes zeigen.

Mittels Angleichung der beiden Parameter innerhalb der Varianten sind diese besser miteinander vergleichbar. Dies ist die Basis um spezifischere Aussagen über die Auswirkungen der beiden Lampentypen auf die Versuchspflanzen treffen zu können.

3.4.2 Temperaturentwicklung der Lampen

Um die Sicherheit zu gewährleisten wurde die Temperatur bei geschlossener Abdeckung nahe der verwendeten Lampe mittels Temperaturfühler gemessen. Die eingetute Glasscheibe mit einem Wärmedämmwert von $6 \text{ W/m}^2\text{K}$ diente der Abschirmung der entstandenen Wärme und garantierte gleiche Temperaturbedingungen trotz verschiedener Leuchtmittel.

3.5 Photosynthesemessungen

3.5.1 Aufnahme der Chlorophyllfluoreszenz

Die in vivo-Aufnahmen der Chlorophyllfluoreszenz wurde mit dem Photosynthesis Yield Analyzer MINI-PAM der Firma Walz gemessen.

Die Kontrolleinheit des Gerätes berechnete automatisch die Parameter F_v , F_m' sowie das YIELD. Das YIELD errechnet sich aus F_v'/F_m' wobei $F_v' = F_m' - F_v$. Der Quotient F_v'/F_m' spiegelt die maximale relative Elektronentransportwirksamkeit von PS II wider und ist in der Theorie mit einem Wert von 0,85 begrenzt (WILLERT, 1995). Bei ungestörtem Elektronentransport unter optimalen Bedingungen sowie 77 K liegt er bei vielen verschiedenen Arten bei zirka 0,83 (KRAUSE & WEIS, 1991). Dieser Wert kann jedoch nur bei zuvor dunkel adaptierten Pflanzen erreicht werden, da erst dann alle Reaktionszentren geöffnet sind (WALZ, 1996). Stressfaktoren, welche die Effizienz des Photosystems II reduzieren, führen zu einer Verringerung des Quotienten (KRAUSE & SOMERSALO, 1989).

Analysiert man die gewonnenen Daten erlaubt dies Einblicke in die Vorgänge des photosynthetischen Elektronentransportes und eine Bewertung des momentanen Aktivitätszustandes des Photosyntheseapparates sowie

dessen Beeinflussung durch eine Vielzahl von äußeren und inneren Faktoren. Somit sind die Daten Indikatoren für eine mögliche Schädigung bzw. Behinderung des gesamten Photosyntheseapparates. (WILLERT, 1995)

Parameter, die die Fluoreszenzinduktionskinetik beschreiben:

F_0	minimale Fluoreszenz
F_m bzw. F_m'	maximale Fluoreszenz
F_v	maximale variable Fluoreszenz $F_v = F_m - F_0$
F	Fluoreszenzausbeute gemessen kurz vor dem letzten Lichtimpuls
M	maximale Fluoreszenzausbeute ($M = F_m$ oder F_m') gemessen während dem letzten Lichtimpuls
E	relative Rate des Elektronentransportes ($ETR = YIELD \times PAR \times 0,5 \times ETR \text{ Faktor}$)
Y	der relevanteste YIELD-Parameter ermittelt durch den letzten Lichtimpuls, kalkuliert aus: $YIELD = Y/100 = (M-F)/M = \Delta F/M = \Delta F/F_m'$
	Bei einer Messung des dunkeladaptierten Blattes $\Delta F/F_m' = F_v/F_m$

Details zu den einzelnen Parametern sind bei STRASSER et al. (1995) zu finden.

Für die Versuche PAM I sowie PAM II (interne Bezeichnung) wurden pro Pflanze jeweils vier Messungen durchgeführt. Der Leafclip des MINI-PAM's wurde nahe der Blattspitze im ersten Drittel der Blattspreite angebracht. Da die Versuchspflanze Panaschierungen aufwies wurde darauf geachtet, möglichst chlorophyllreiche Bereiche zu messen. Die ersten beiden Werte wurden an den obersten und somit jungen Blättern vorgenommen. Die dritte Messung an einem Blatt auf halber Höhe der Pflanze sowie die Letzte an einem der untersten Blätter. Aus den jeweils vier Messungen pro Pflanze wurden der Mittelwert und in Folge der Gesamtmittelwert aus fünf Pflanzen pro Variante gebildet. Ziel war, möglichst repräsentative Werte für die gesamte Pflanze zu erhalten.

Die PAM I-Messung beschreibt das YIELD dunkel adaptierter Pflanzen. Zunächst wurden alle Pflanzen in einem dunklen Raum (unter 50 lx) bereitgestellt und mit einer undurchsichtigen Folie abgedeckt. Die Versuchspflanzen wurden vor jedem der drei, über den gesamten Versuchsverlauf durchgeführten Messungen mindestens 30 Minuten verdunkelt. Die Messungen erfolgten unter Schwachlicht bei Raumtemperatur. Es wurde eine so genannte Dunkelmessung durchgeführt. Der Sättigungsimpuls induziert die maximale Fluoreszenzausbeute F_m und die maximale variable Fluoreszenz F_v . In Folge wird F_v/F_m ermittelt. Die PAM I-Messung wurde über den Versuchsverlauf dreimal bei Temperaturen zwischen 20 und 24° C durchgeführt.

Die PAM II-Messung wurde direkt vor Ort durchgeführt. Somit wurde das vorhandene Y , M und F an den verschiedenen Standorten und Lichtbedingungen gemessen. Das Blatt wurde wie oben beschrieben in den Leafclip eingespannt, die vorhandene Fluoreszenz gemessen, ein Lichtsättigungsimpuls kam zum Einsatz und F_m wurde ermittelt. Die Messung wurde im Versuchsverlauf zweimal durchgeführt. Die Dateninterpretation soll helfen, den aktuellen Zustand der verschiedenen Varianten aufzuzeigen.

3.5.2 Messung des CO₂- und H₂O-Gaswechsels

Unter Gaswechsel versteht man den Austausch von Gasen zwischen der Pflanze und ihrer Umgebung. Gemessen wird der Netto-CO₂-Austausch zwischen Pflanze und Umgebungsluft, nicht die Photosynthese im Sinne von CO₂-Fixierung. In den Netto-CO₂-Austausch sind CO₂-fixierende und CO₂-freisetzende Reaktionen involviert. Die Fixierung erfolgt mittels Akzeptormolekülen und wird photosynthetische CO₂-Assimilation genannt. Zu den versuchsrelevanten CO₂-freisetzenden Reaktionen zählen die mitochondriale Atmung, die auch im Licht abläuft sowie die Photorespiration welche unter O₂-Verbrauch CO₂ freisetzen kann. Der Gaswechsel ist wie folgt strahlungsabhängig: Bei Dunkelheit diffundiert CO₂ aus den Blattorganen. Mit zunehmender Einstrahlung beginnt die CO₂-Assimilation mit den CO₂-abgebenden Prozessen zu konkurrieren bis der Lichtkompensationspunkt erreicht ist. Ein- und Ausstrom von CO₂ gleicht sich gegeneinander aus. Bei weiter steigender photosynthetisch aktiver Photonenflussdichte resultiert eine CO₂-Aufnahme mit einer zunächst steilen, annähernd linearen Abhängigkeit zur Strahlung. Wird mehr CO₂ durch die Photosynthese verbraucht als durch Atmungsprozesse gleichzeitig im Inneren der Pflanze entsteht, so spricht man von Nettphotosynthese bzw. apparenter CO₂-Aufnahme. Sie gibt die Menge an organischer Substanz, die nach Abzug des Verbrauchs durch die Atmung zum Aufbau der Pflanze verfügbar ist, an. Im Dunkeln erfolgt nur eine respiratorische CO₂-Abgabe. Herrschen ungünstige Assimilationsbedingungen, kann es vorkommen, dass die Photosynthese nur noch im Stande ist das durch die gleichzeitige Atmung freigesetzten CO₂ zu verbrauchen. Solche Kompensationssituationen zeichnen sich durch einen nicht mehr erkennbaren Gaswechsel aus (LARCHER, 1994).

Das Maximum der CO₂-Aufnahmerate hängt von der Kapazität des photosynthetischen Elektronentransportes ab (WILLERT, 1995). Der Gaswechsel wird in $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ angegeben.

Die Erhebung des CO₂- sowie des H₂O-Gaswechsels wurde mittels Photosynthesemonitor Model PTM-48M durchgeführt. Dieser ist ein System für automatische Langzeitmessungen des physiologischen Zustands intakter Pflanzen. Das Monitoring-System verfügt über vier pneumatisch-selbstschließende Blattmesskammern (Küvetten). Diese sind normalerweise geöffnet und schließen sich während des Messvorgangs für 30 Sekunden um Messungen des CO₂- und Wasserdampfaustausches unter minimaler Beeinflussung der natürlichen Bedingungen am Pflanzenblatt vorzunehmen. Die LC-48 Blattküvette hat eine Messfläche von 20 cm². Die Messung des CO₂- sowie des Wasserdampfgehaltes erfolgte alle fünfzehn Minuten. Der Monitor kann in seinem internen Speicher bis zu 699 Daten speichern. Das Gerät wird über eine Schnittstelle mit einem PC verbunden um die Messdaten auszulesen. Weitere Systemdaten siehe Anhang 8.4.

Mit diesen Messungen konnten die Photosynthese und die Transpiration direkt verfolgt werden. Durch Kalkulation der Gaswechseleffizienz kann die Lichtnutzung der Pflanze für den Photosyntheseprozess bewertet werden. Die CO₂- und Wasserdampfsensoren ermitteln die CO₂-Menge, die durch die Photosynthese aktuell gebunden wird, bzw. die Gasmenge, die durch die Respiration freigesetzt wird. Durch Messung der Wasserdampfanreicherung in der Küvette wird die Blatttranspiration ermittelt.

Die Messung erfolgte direkt vor Ort an den verschiedenen Varianten unter Einfluss der gegebenen Faktoren. Pro Variante wurden jeweils zwei Küvetten an zwei Pflanzen angebracht. Folglich konnten maximal zwei Varianten zeitgleich gemessen werden. Da sich die Versuchsvarianten an verschiedenen Orten befanden, wurden folgende Pflanzen gleichzeitig untersucht:

- Gewächshaus
- Leuchtstoff dunkel und LED dunkel
- dunkel Kontrollvariante
- LED hell und hell Kontrollvariante
- Leuchtstoff hell und Leuchtstoff trocken

Die Blattspreite wurde ganzflächig unter Berücksichtigung der Panaschierung (möglichst photosynthetisch aktive Fläche) in die Küvette eingespannt. Vor der ersten sowie nach der letzten Messung wurden Leermessungen durchgeführt. Die Berechnung des Netto-CO₂-Austauschs erfolgte mittels Computerprogramm.

In der statistischen Auswertung wurden ausschließlich die CO₂-Werte betrachtet. Wasserdampfgehalt und Temperatur wurden statistisch nicht berücksichtigt. Da eine zeitgleiche Messung aller Varianten nicht möglich war, wurden Zeiträume pro Messreihe bestimmt. Diese definieren den Entwicklungszustand der einzelnen Varianten während einer gegebenen Zeit. Es wird davon ausgegangen, dass der Entwicklungszustand der Versuchspflanzen innerhalb des Zeitfensters nicht wesentlich voneinander abweicht. Im Zuge dieser Einteilung ergaben sich fünf Messreihen über den gesamten Versuchsverlauf.

3.6 Wachstumsparameter und Bonitur

3.6.1 Blattschattenflächenmessung

Um Aussagen über das Pflanzenwachstum zu erhalten, wurden die einzelnen Pflanzen im Versuchsverlauf viermal mittels Blattschattenflächenmessung dokumentiert. Ferner konnten Rückschlüsse über die Blattstellung gezogen werden.

Jeder einzelne Pflanztopf wurde zwischen den ober- und unterirdischen Pflanzenteilen mit einer Papiermanschette präpariert. Dies verhindert ein Abbilden des Topfes beziehungsweise des Substrates. Anschließend wurde jede Pflanze einzeln auf eine weiße, vordefinierte Fläche gestellt und von oben abfotografiert. Dieser Vorgang wurde mit allen Pflanzen durchgeführt. Die Fotos wurden vom Computerprogramm *Tombalett* ausgewertet. Das Resultat ist die Blattschattenfläche in cm² bzw. in Pixel. Der Versuchsaufbau samt Computerprogramm ist Teil der Forschungen der Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät und wurde unter anderem von Prof. Dr. Uwe Schmidt entwickelt.

3.6.2 Morphologischer Vergleich anhand einfacher Bildanalyse

Um die morphologische Entwicklung der einzelnen Pflanzen zu dokumentieren, wurde deren Habitus frontal fotografisch dokumentiert. Dies ermöglichte einen optischen Vergleich der Versuchspflanzen über den gesamten Versuchsverlauf. Besonders relevant ist der Vergleich der Fotos zu Beginn bzw. zum Ende des Versuchs. Die Aufnahmen wurden mit einer Canon Eos 350D und dem Normalobjektiv EFS 18-55mm 1:3,5-5,6 unter Einhaltung gleicher Aufnahmebedingungen erstellt.

3.6.3 Bestimmung der oberirdischen Phytomasse

Die Bestimmung der oberirdischen Phytomasse markierte das Ende der Versuchsreihe. Das Frischgewicht der Stängel sowie der Blätter, die Gesamthöhe, die Höhe des Vegetationspunktes, der Durchmesser, die Anzahl der Blätter und die Blattflächen wurden destruktiv erhoben. Zur Bestimmung der Blattflächen wurde ein Blattflächenmessgerät verwendet. Weiters wurde die Anzahl der grünen und gelben/abgestorbenen Blätter und der teilweise vorhandene Schädlingsbefall dokumentiert.

Abschließend wurden die Stängel und Blätter der einzelnen Pflanzen in Papiertüten zwei Stunden bei 105°C und anschließend über 12 Stunden bei 85° C getrocknet. Die Trockenmasse wurde bestimmt.

Aus der Blattfläche und dem Frischgewicht kann die spezifische Blattfläche (Blattfläche/Frischgewicht) errechnet werden. Dieser Wert ermöglicht eine schnelle Umrechnung der ermittelten Daten bezogen auf die Oberfläche. Weiters wurden das TM/FM-Verhältnis und der Blattflächenindex (LAI) errechnet.

3.7 Statistik

Die statistische Ausarbeitung wurde mit dem Statistikprogramm SPSS 15.0/18.0 für Windows durchgeführt. Sofern nicht anders beschrieben, wurden die Daten mittels einfacher Varianzanalyse und dem Duncan Post Hoc-Test auf einem 5 %igen Signifikanzniveau getestet. Die Auswertungen erfolgten für alle Versuchsvarianten gleich.

Die zugrundeliegenden Messdaten sowie deren statistische Auswertung befinden sich auf der beiliegenden CD.

4. Experimenteller Teil

4.1 Untersuchungen zu äquivalenten Lichtbedingungen LED/Leuchtstoffröhre

4.1.1 Ergebnis der Messung

Da sich die Parameter Lichtverteilung bzw. Lichtmenge zwischen LED und Leuchtstoffvariante anfangs stark unterschieden, mussten diese mittels Verwendung von Glasplatten und Vlies aufeinander angepasst werden. Folgende Lichtverteilung (PAR) wurde erreicht:

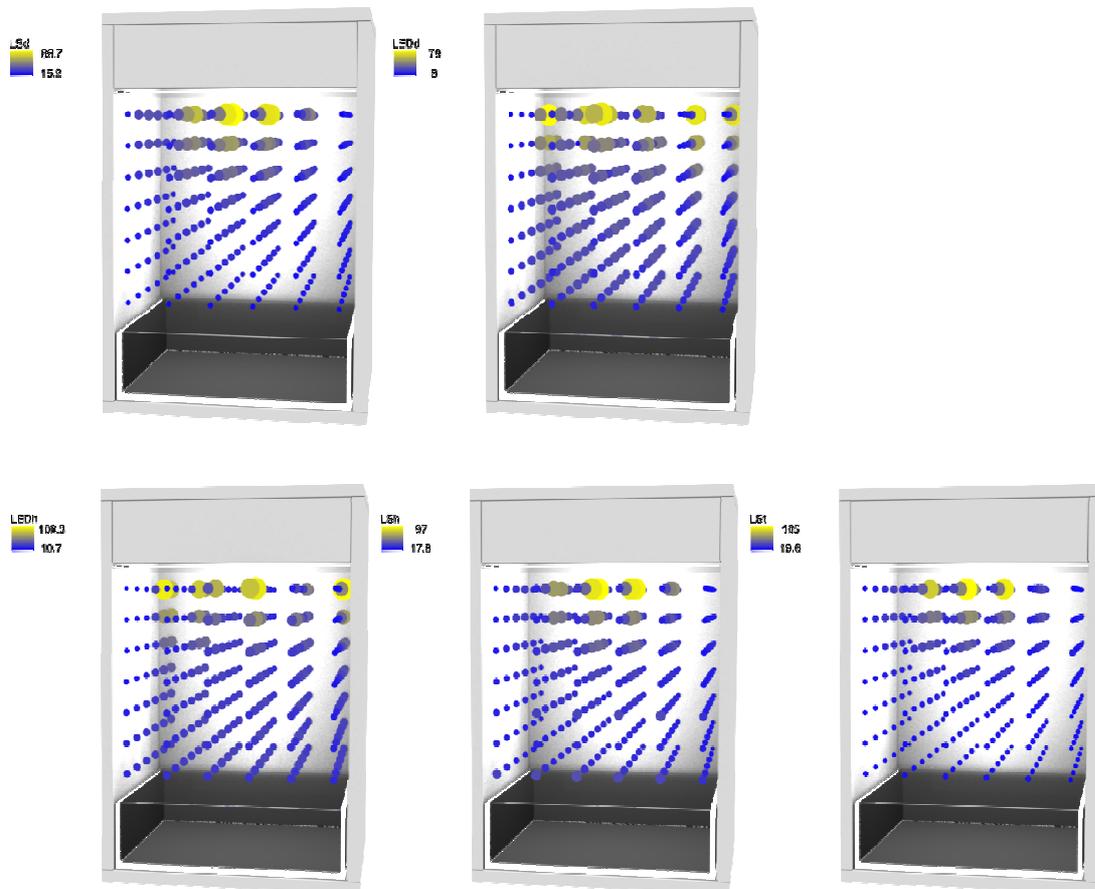


Abb. 3: Darstellung der PAR-Verteilung der verschiedenen Varianten. PAR-Intensität [$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$] ist durch den Farbverlauf blau (gering) nach gelb (hoch) sowie die Größe der Sphären illustriert. Maximum und Minimum sowie die jeweilige Variantenbeschriftung sind links neben der Grafik abgebildet.

Variante	Σ Strahlung
LEDd	7259
LSd	7268
LEDh	8204
LSh	8448
LSt	8700

Tabelle 1: Summen der gemessenen Strahlungspunkt, PAR-Strahlung [$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$].

Die Höhe der PAR-Strahlung im Möbelstück wird primär vom Leuchtmittel, aber auch vom Umgebungslicht beeinflusst. Anhand der Unterschiede zwischen den Varianten LEDd und LSd zu den Varianten LEDh, LSh und LSt wird diese Auswirkung dargestellt. Folglich bekommen die Varianten im Manipulationsraum abhängig vom Tagesverlauf sowie der Wetterbedingungen mehr pflanzenverfügbares Licht (vgl. Abb. 3 und Tabelle 1) als die Varianten im Abstellraum.

Möchte man die gemessene PAR-Strahlung in Lux umrechnen, so gilt unter Freilandbedingungen:

	klux	$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	W/m^2 PAR	W/m^2
klux	1	18	4	8
$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	0,056	1	0,22	0,43
W/m^2 PAR	0,26	4,6	1	2

Tabelle 2: Umrechnungstabelle lx, $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ W/m^2 PAR und W/m^2 nach McCree 1981 in JANSEN 2002.

Da unterschiedliche Leuchten verschiedene Lichtfarben abgeben muss die Umrechnung individuell nach dem jeweiligen Leuchtentyp erfolgen. Als Beispiel wird eine Leuchtstofflampe Warmton 69 W mit dem Umrechnungsfaktor 0,34 von $\text{W}/\text{m}^2\text{PAR}$ in klx angegeben. Diese Umrechnung ist jedoch aufgrund von Reflexion, Streuung und unterschiedlicher Leuchtentypen und Spektralbereiche nicht auf das Pflanzenmöbel anwendbar. Für die LED-Variante entspricht (in einer bestimmten Messhöhe) $1 \text{ W}/\text{m}^2$ in etwa 60 lx. Bei der Leuchtstoff-Variante entspricht $1 \text{ W}/\text{m}^2$ in etwa 50 lx. Abbildung 3 zeigt die Lichtverteilung und dient in erster Linie dem anschaulichen Vergleich der Varianten.

4.1.2 Mögliche Fehlerquellen

Da das Möbelstück nach vorne offen ist musste bei der Messung auf möglichst gleiche Umgebungsfaktoren geachtet werden. Beispielsweise kann sich die Farbe und Beschaffenheit der Kleidung des Experimentators auf die Messwerte (Reflexion) auswirken. Weiters wurden die Tageszeit sowie der Wetterverlauf (relevant für die Varianten LEDh, LSh und LSt) nicht berücksichtigt. Da nicht alle Möbelstücke am selben Tag bzw. zur selben Zeit gemessen wurden, ist dieser Faktor nicht mehr nachvollziehbar.

4.1.3 Diskussion

Vergleicht man die Varianten im Abstellraum (LEDd und LSd) mit denen im Manipulationsraum (LEDh, LSh und LSt) so wird ein Unterschied deutlich. Die Pflanzen im Manipulationsraum erhalten in Summe mehr photosynthetisch aktive Strahlung sowie das zusätzliche Lichtspektrum des Tageslichtes (dieses ist jedoch durch die gegebene Verglasung (Fenster) stark eingeschränkt). Die Varianten des Abstellraums bzw. des Manipulationsraumes zeigen untereinander keine großen Unterschiede. Da sich die Varianten LED zu Leuchtstoffröhre nur minimal unterscheiden kann dies als Grundlage für weitere Diskussionen dienen.

Es kann davon ausgegangen werden, dass der Lichtsättigungspunkt der Versuchspflanzen nicht erreicht wird. Als Beispiel für die Lichtsättigung der Photosynthese einer krautigen Pflanze wird *Hedera helix* mit $600 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ im Sonnenblatt und $250 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ im Schattenblatt angegeben (SCHULZ, 2002).

4.2 Untersuchungen zur Temperaturentwicklung

4.2.1 Ergebnis der Messung

Nach einer maximalen Beleuchtungsdauer von sechs Stunden wurden bei 21°C Raumtemperatur folgende Werte in der Nähe der Leuchte mittels Temperaturfühler ermittelt:

Leuchtstoffröhre	27,3 °C
LED	22,7 °C

4.2.2 Diskussion

Da die maximale Beleuchtungsdauer pro Intervall höchstens sechs Stunden betrug, sind die ermittelten Werte sicherheitstechnisch unbedenklich.

Kritisch zu betrachten ist die Temperaturentwicklung der LEDs. Im Möbelstück ist diese verhältnismäßig gering. Die produzierte Hitze wird viel mehr über die Rückseite der LEDs beziehungsweise die Oberseite des Möbelstücks abgegeben.

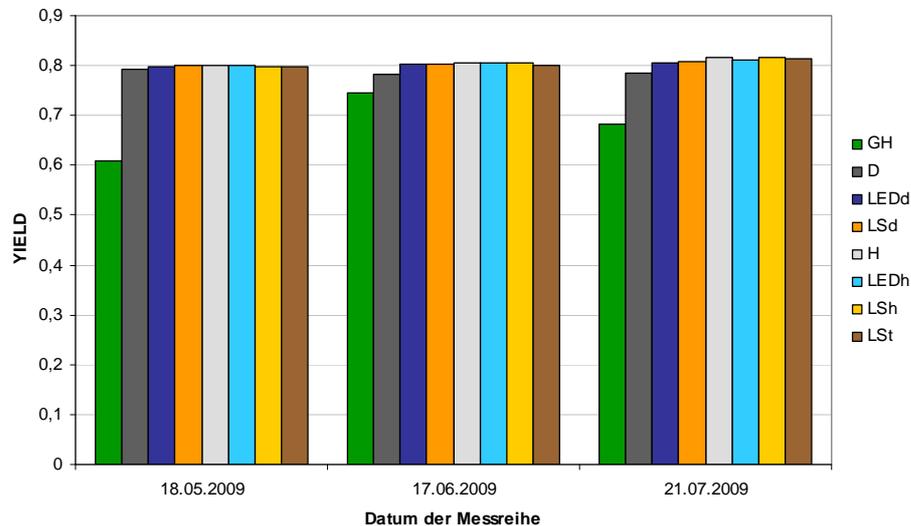
4.3 Untersuchungen der Chlorophyllfluoreszenz

Die Aufnahme der Chlorophyllfluoreszenz erfolgte ab dem 18.Mai bis zum Versuche an drei (PAM I-Messung) bzw. zwei (PAM II-Messung) Terminen. Die jeweils letzte Versuchsreihe wurde kurz vor der Zerstörungsmessung durchgeführt. Die Messungen der Chlorophyllfluoreszenz sollen Hinweise auf die relative Quantenausbeute und die photochemischen Primärreaktionen am PS II der verschiedenen Varianten geben.

4.3.1 Ergebnisse der PAM I-Messung

Die Analyse zur Effizienz der Photosynthese der dunkel adaptierten Versuchspflanzen (Grafik 1) zeigt bei den verschiedenen Varianten Werte, die zwischen 0,57 und 0,82 liegen. Die Variante GH unterscheidet sich bei allen Messreihen signifikant von den anderen durch eine deutlich minimierte Quantenausbeute. Den höchsten Wert von 0,82 weist die Variante H in der letzten Messreihe auf. Dieser ist jedoch nicht signifikant. Die Variante D unterscheidet sich in der zweiten Messreihe statistisch signifikant von den anderen Varianten. Bis auf die Varianten GH und D wurde bei

allen Varianten eine sehr gute relative Quantenausbeute mit Werten von 0,79 bis 0,82 erreicht. Die starke Änderung der Variante GH ist durch die Standortbedingungen zu begründen. Dies ist auch bei der Variante D (in der zweiten Versuchsreihe signifikant, in der dritten als Trend sichtbar) anzunehmen. Das YIELD der anderen Varianten ist durchaus konstant. Der Trend zu einer höheren relativen Quantenausbeute ist bei den Varianten H, LEDh, LSh und LSt in der letzten Messreihe ersichtlich.



Grafik 1: Darstellung der Quantenausbeute (F_v/F_m) der dunkel adaptierten Versuchspflanzen. Verlauf der drei Messreihen. Dargestellt ist der Mittelwert innerhalb der Varianten, $n=4 \times 5$.

4.3.2 Mögliche Fehlerquellen der PAM I-Messung

Um gleiche Voraussetzungen zu schaffen wurden alle Pflanzen vor Versuchsbeginn dunkel adaptiert. Da das Messgerät erst ab dem 18.05 zur Verfügung stand konnte keine Messung zu Beginn der Versuchsreihe gestartet werden. Es gibt daher keine Daten zum Zeitpunkt Null, dies erschwert die Diskussion der Entwicklung der Pflanzen. Hinzu kommt, dass die zweite Messreihe aus organisatorischen Gründen nicht von mir durchgeführt wurde. Weiters wurde die Messung von der Panaschierung der Blätter beeinflusst.

4.3.3 Diskussion PAM I-Messung

Der Photosyntheseprozess umfasst Reaktionen auf fünf funktionellen Ebenen:

- Prozesse der Pigmentebene
- Primäre Lichtreaktionen
- Thylakoid-Elektronentransport Reaktionen
- Stroma Reaktionen
- Regulatorische Rückkopplungsprozesse

Chlorophyllfluoreszenz kann als Indikator für all dies Ebenen des Photosyntheseprozesses dienen (WALZ, 1996).

Eine hohe Chlorophyllfluoreszenzrate bedingt geringen Wärmeabgabe und eine geringe Photochemie. Veränderungen der Fluoreszenzrate reflektieren Änderungen der photochemischen Effizienz und Wärmeabgabe. Die maximale Fluoreszenz erhält man, wenn keine photochemische Prozesse ablaufen, also wenn kein Akzeptor für das angeregte Elektron im PS II vorhanden ist. Das Photosystem ist dann geschlossen. Je mehr oxidiertes Akzeptor zur Verfügung steht, desto geringer ist die Fluoreszenz. Somit kann man die Rate des aktuellen Photosynthesegeschehens ablesen

(SCHULZE, 2002). Die Ausprägung der Fluoreszenzerscheinung wird durch den physiologischen Zustand der Versuchspflanze zur Zeit der Messung und die vorherrschenden physikalischen und chemischen Umgebungsbedingungen bestimmt. Auch der aktuelle physiologische Zustand der Pflanze zum Messzeitpunkt wird von den vorhergegangenen Zuständen der Pflanze bestimmt (STRASSER et al, 1985).

Laut WALZ (1996) müssen möglichst viele Parameter reduziert bzw. standardisiert werden um das Chlorophyllfluoreszenzsignal auswerten zu können. Dazu zählen die Dauer der Verdunkelung bzw. des Lichteinflusses, als auch die Lichtintensität und die Intensität der Lichtadaption. Jede Umgebungsänderung zwingt das photosynthetische System zur Anpassung durch eine Änderung seines physiologischen Zustands.

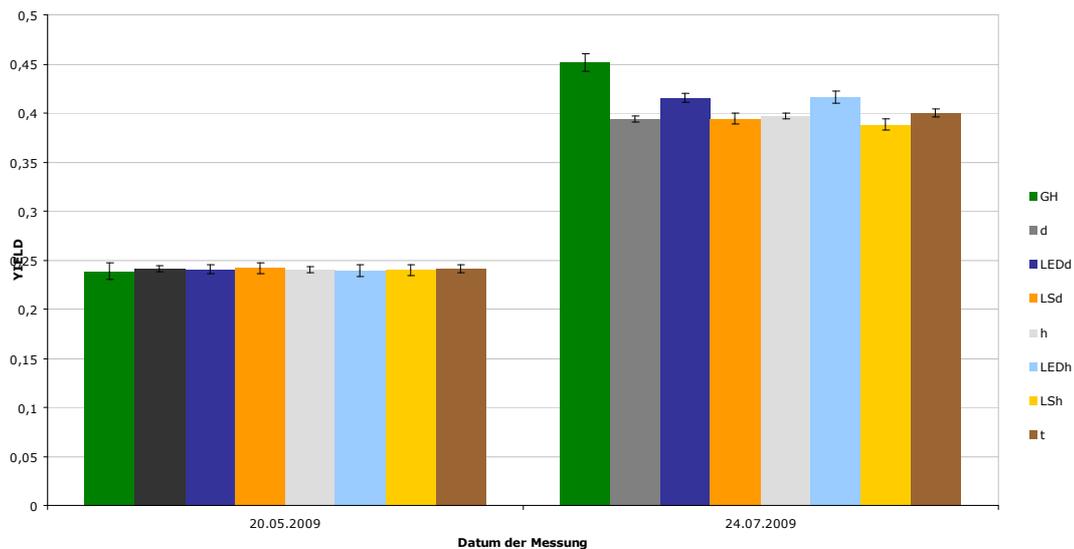
Die Quantenausbeute der Dunkelreaktion innerhalb der verschiedenen Varianten ist während der drei Messungen verhältnismäßig gleich geblieben. Die Variante GH weist jedoch konstant niedrigere Werte auf. Die Versuchspflanzen reagierten auf das erhöhte Strahlungsangebot mit der Bildung von Sonnenblättern. Die geringe Quantenausbeute zeigt, dass die Pflanzen der Variante weniger aktive Zentren besitzen. Vermutlich weisen die Versuchspflanzen eine erhöhte Umwandlung der eingestrahnten Energie in Wärme auf.

Die Pflanzen der Variante D adaptierten sich an das Schwachlicht und besitzen laut Grafik fast so viele aktive Zentren des PS II wie die übrigen Varianten.

Die Werte der übrigen Varianten liegen um 0,8 und lassen auf einen ungestörten Ablauf der Energiekonversion schließen. Die Veränderungen konnten stets durch die Anpassung anderer Parameter kompensiert werden. Daher blieb die photochemische Effizienz unbeeinflusst. Die Varianten im Versuchsaufbau Pflanzenmöbel sowie die Variante H sind photosynthetisch befähigter als die Varianten GH und D.

4.3.4 Ergebnisse der PAM II-Messung

Vergleicht man die relative Quantenausbeute der Anfangs- und Endmessung (siehe Grafik 2) der Versuchspflanzen vor Ort, so sind deutliche Unterschiede vorhanden. Die Varianten zeigen in der Anfangsmessung mit Werten von 0,239 bis 0,242 keine signifikanten Unterschiede. Die Endmessung zeigt Trends der unterschiedlichen Varianten. Die relative Quantenausbeute der Gewächshaus-Pflanzen ist mit einem Wert von 0,451 nicht signifikant höher als die übrigen Varianten. Jedoch zeigt sie zusammen mit den LED-Varianten einen eindeutigen Trend zu einer höheren Quantenausbeute als die Leuchtstoff- sowie die Kontrollvarianten D und H. Den niedrigsten Wert von 0,374 erzielte die Variante LSh.



Grafik 2: Vergleich von F_v/F_m zum Zeitpunkt der ersten und letzten Messung der einzelnen Varianten. Dargestellt sind die Mittelwerte der Varianten, $n=5$. Die vertikalen Balken geben die Standardfehler der Mittelwerte an.

4.3.5 Mögliche Fehlerquellen der PAM II-Messung

Bezogen auf die PAM II-Messung ist die Bestimmung des YIELDS an beleuchteten Versuchspflanzen in der Praxis einfacher, da der Effekt des Messlichtes vernachlässigt werden kann. Andererseits ist die Interpretation der Daten weitaus schwieriger. Der Zustand der dunkel adaptierten Pflanzen ist gut definiert. Beleuchtete Versuchspflanzen hingegen sind einer Vielzahl von Parametern wie verschiedene Lichtquellen (PAR-Strahlung), Beleuchtungszeit, und Temperatur ausgesetzt. Weiters spielt der momentane physiologische Zustand der Pflanze eine wichtige Rolle. Die Messung sollte daher unter definierten Licht- und Temperaturbedingungen erfolgen. Weiters sollte die Einwirkdauer dieser Faktoren definiert werden (WALZ, 1996). Die Empfindlichkeit der Emitter-Detektoreinheit des PAM-Messgerätes verändert sich unter wechselnden Außentemperaturen. Die Intensität der Messlicht-LED sinkt bei einer Temperaturerhöhung ab (WILLERT, 1995).

Die Versuchspflanzen befanden sich an verschiedenen Orten mit verschiedenen Umgebungsfaktoren, daher konnte dies nicht berücksichtigt werden.

Da die Messungen an verschiedenen Standorten durchgeführt wurden könnten sich bei den Varianten GH, LEDh, LSh, LSt und h aufgrund des Tagesverlaufs Schwankungen innerhalb der Messreihe ergeben haben.

Um die Messung durchzuführen musste das automatische Licht vor jeder einzelnen Messung mittels Tastenkombination deaktiviert werden. Da das Licht besonders im Gewächshaus (Helligkeit) nicht sichtbar war,

ergaben sich einige Fehlmessungen, die bei der Statistik herausgefiltert wurden. Die Messung wurde aufgrund der Panaschierung erschwert, da hellere Blattstellen über weniger Chlorophyll verfügen und so die Messreihe verfälschten. Weiters konnten die Parameter PAR, ETR und Temperatur aufgrund eines technischen Gerätedefekts nicht aufgezeichnet werden. Die PAM II-Messung wurde mit einem baugleichen Gerät wie die PAM I-Messung durchgeführt. Da es aber ebenfalls erst später (ab dem 20.Mai) einsetzbar war, konnten auch hier keine Messdaten zum Beginn der Versuchsreihe erhoben werden.

Da jeweils vier Daten pro Pflanze in unterschiedlichen Blattebenen erhoben wurden, hätte die statistische Auswertung mit einem genesterten Modell verfahren müssen. So wäre eine bessere Aussage über Gesamtpflanze möglich gewesen.

4.3.6 Diskussion der PAM II-Messung

Die Pflanzen reagieren je nach Lichteinfall, Lichtanpassung, Ernährungszustand und Trockenstress unterschiedlich (LARCHER, 1994). Der Ernährungszustand sowie die optimale Wasserversorgung waren für alle Varianten gleich. Der Lichteinfall und die Lichtanpassung variiert je nach Standort und Beleuchtung.

Um die Fluoreszenz vollständig bewerten zu können, müssen Umgebungsparameter wie Temperatur und Lichtintensität bekannt sein. Ist das YIELD von Blatt A beispielsweise geringer als von Blatt B so bedeutet dies nicht unbedingt, dass Blatt A photosynthetisch weniger befähigt ist. Die Differenz kann durch eine stärkere Bestrahlung oder einer geringeren Temperatur des Blattes A hervorgegangen sein (WALZ, 1996).

Das Gerät hat einen PAR- sowie einen Temperatursensor. Werden beide Parameter gemessen, wird der ETR-Wert (Rate of Electron Transport) automatisch errechnet. Das Mini-PAM welches zur PAM II-Messung verwendet wurde hatte einen defekten Temperaturfühler. Die ETR-Werte wären für die Interpretation von großer Wichtigkeit gewesen. Daher ist die Diskussion leider unvollständig.

Die annähernd gleichen Werte zu Versuchsbeginn sind ein Indiz für die Homogenität der Versuchspflanzen zu Versuchsbeginn. Das vergleichsweise hohe YIELD der Endmessung der Variante GH ist auf die erhöhte Umgebungstemperatur und die zum Zeitpunkt der Messung erhöhte Strahlung im Gewächshaus zurückzuführen. Vergleicht man die Daten der PAM II-Messung mit den PAM I-Daten, so sind die GH-Versuchspflanzen bezogen auf das PSII weniger aktiv. Hervorzuheben sind die LED-Varianten. Sie zeigen eine höhere Quantenausbeute als die Leuchtstoff-Varianten bei gleicher Temperatur und annähernd gleichen Strahlungsintensitäten (vergleiche Punkt 4.1)

4.4 Untersuchungen zum CO₂-Gaswechsel

4.4.1 Veränderungen des CO₂-Gaswechsels

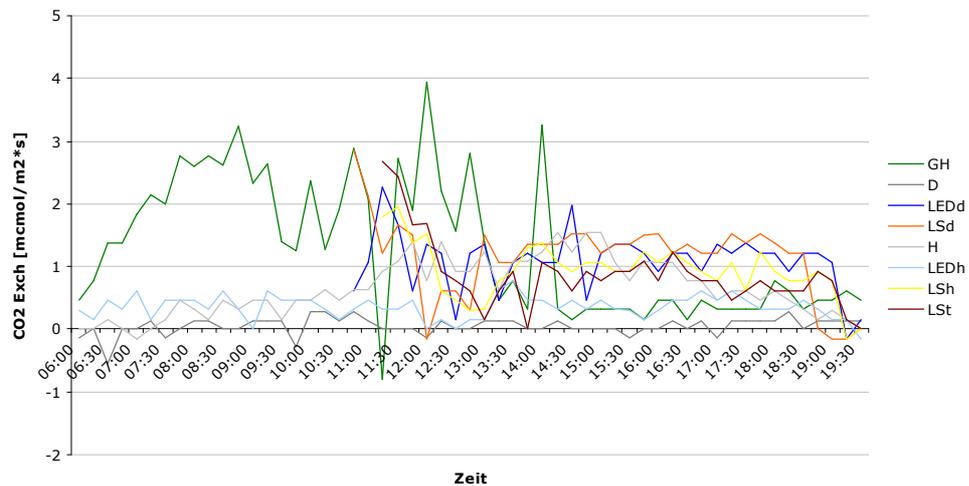
Dieser Photosyntheseparameter wurde direkt vor Ort an den einzelnen Varianten gemessen. Die Messungen erfolgten unter verschiedenen Licht- und Temperaturverhältnissen.

Vor der ersten sowie nach der letzten Messung wurden Leermessungen durchgeführt. Diese bestätigten dass die vier Küvetten keine internen Messungenauigkeiten aufweisen.

Bezüglich des Tagesverlaufs werden die erste und die letzte Messreihe beschrieben. Die Messreihen 2 bis 4 befinden sich im Anhang 8.5.

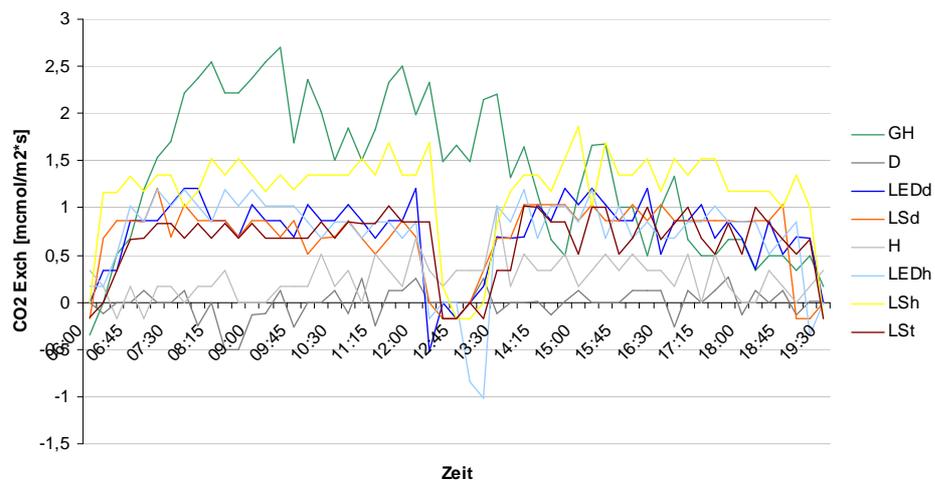
Grafik 3 zeigt den Tagesverlauf des CO₂-Gaswechsels aller Varianten zur Zeit der ersten Messreihe im Tagesverlauf. Allen Varianten gemein ist der CO₂-Austausch zu Beginn und zu Ende des Tagesverlaufes. Die Assimilation ist gering bis sehr gering. Dies wird bei den Varianten GH und H durch den Tagesverlauf, bei den Varianten im Pflanzenmöbel

auf die Deaktivierung der Leuchtmittel begründet. Variante GH zeigt bis etwa 15:00 den höchsten Gaswechsel. Der CO₂-Austausch der Variante D ist gering bis negativ. Variante H assimiliert vormittags noch wenig, steigert die Assimilationsrate jedoch im Laufe des Nachmittags. Die Pflanzenmöbelvarianten (LEDd, LSd, LEDh, LSh und LSt) weisen einen ähnlichen CO₂-Gaswechsel auf. Aufgrund der Deaktivierung der Leuchtmittel erfolgte ein Einbruch der Werte zwischen 12:00 und 13:00.



Grafik 3: Verlauf der ersten CO₂-Gaswechselformung der Varianten, Zeitraum 6.Mai bis 12.Mai. Dargestellt ist der Mittelwert aus jeweils zwei Pflanzen/Variante.

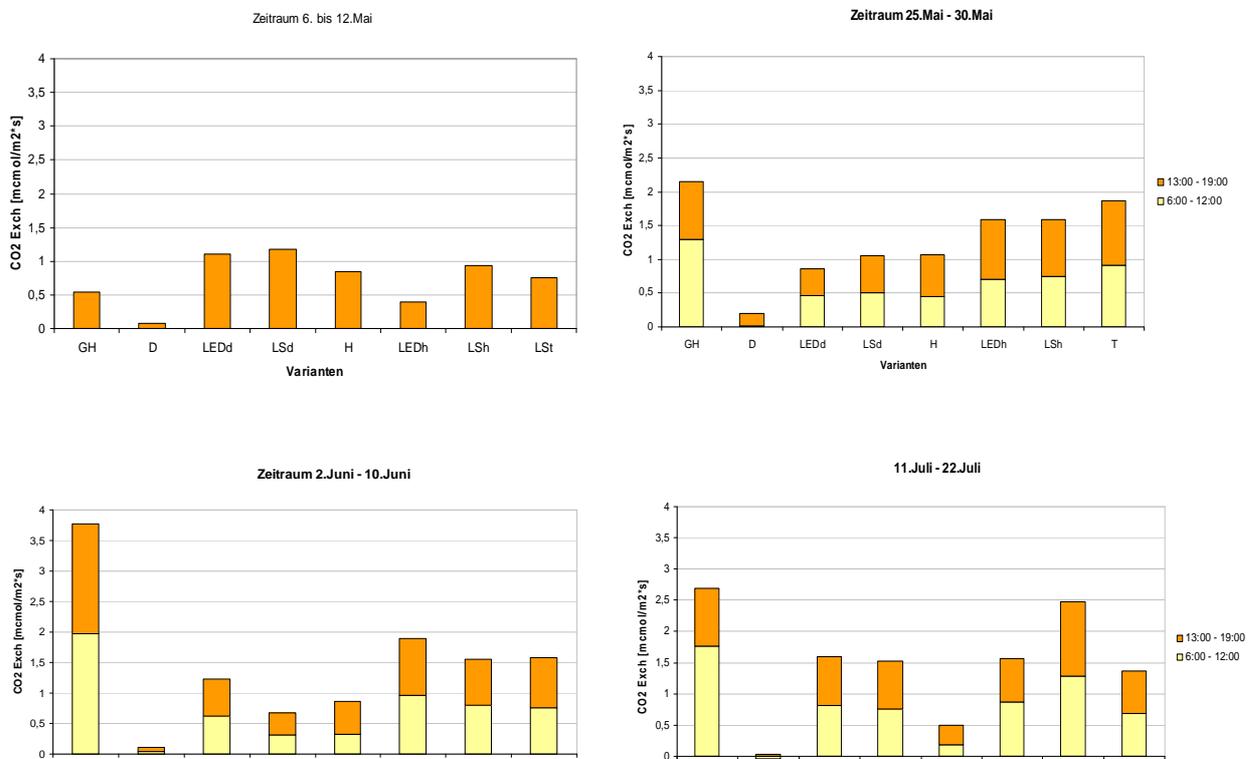
Der in Grafik 4 dargestellte Tagesverlauf zeigt die CO₂-Austauschrate der Pflanzen nach einer über zwei Monate andauernden Anpassungsphase. Eine Differenzierung ist deutlich zu erkennen. Die Werte der Variante GH sind relativ hoch. Absolut, im Vergleich zur ersten Messreihe betrachtet ist der Wert jedoch gesunken. Variante D veratmet laut Grafik mehr als sie assimiliert. Der Einbruch der Werte zwischen 12:00 und 13:00 ist hier noch deutlicher zu sehen. Hervorzuheben ist einerseits der geringe CO₂-Austausch der Variante H sowie der relativ hohe Wert der Variante LSh.



Grafik 4: Verlauf der fünften CO₂-Gaswechselformung der Varianten, Zeitraum 11.Juli bis 22.Juli. Dargestellt ist der Mittelwert aus jeweils zwei Pflanzen/Variante.

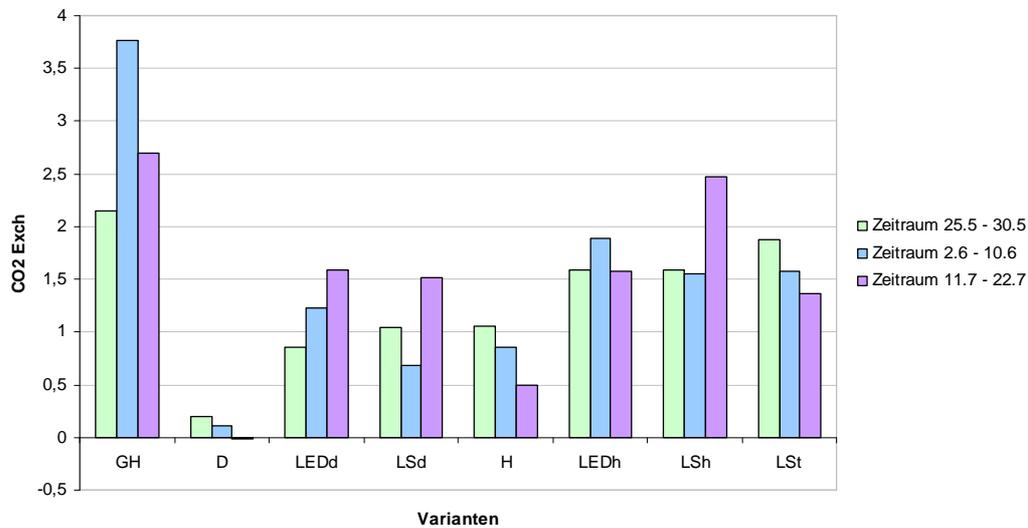
Um einen statistischen Vergleich aufzustellen, wurden die Werte des CO₂-Austausches pro Variante aufsummiert und in Form von Balkendiagrammen dargestellt. Aufgrund von fehlenden Vormittagsmesswerten im ersten Zeitraum sind in Grafik 5 die vorhandenen Nachmittagswerte dargestellt. Die vierte Messreihe wurde aufgrund von nicht nachvollziehbaren Ausreißern für die statistische Auswertung verworfen (Daten siehe Anhang 8.5). Die Grafiken 5 bis 8 zeigen den CO₂-Austausch der vier Messreihen. Bereits im ersten Messzeitraum zeigen sich signifikante Unterschiede zwischen den Varianten.

Die Variante D zeigt mit einer CO₂-Austauschrate von 0,105 eine sehr geringe Aktivität. Variante Gewächshaus zeigt (mit Ausnahme der ersten Messreihe) den höchsten CO₂-Gasaustausch. Besonders bei der Messreihe "11. Juli bis 22. Juli" wird deutlich, dass die Pflanzenmöbelvarianten eine höhere Nettophotosyntheserate als ihre Kontrollvarianten aufweisen.



Grafik 5-8: CO₂-Austausch der Varianten zum beschriebenen Zeitraum. Dargestellt sind die Mittelwerte aus vier Messungen/Variante. Die Messung "Zeitraum 6. bis 12. Mai" zeigt die Werte der Nachmittagsmessung (13:00 – 19:00).

Grafik 9 zeigt die Entwicklung des CO₂-Gaswechsels über drei gewählter Messzeiträume. Statistisch signifikant sind die Variante GH mit den höchsten, die Variante D mit den niedrigsten Werten. Die Pflanzenmöbelvarianten im Manipulationsraum zeigen einen Trend zur höheren CO₂-Assimilation.



Grafik 9: Entwicklung der Netto-CO₂-Austauschrate über drei Messzeiträume. Dargestellt sind die Mittelwerte der Varianten, n=4.

Im Zuge der CO₂-Gaswechselformung wurde die relative Luftfeuchte der Umgebungsluft ermittelt (siehe Tabelle 3).

Die Werte beziehen sich nicht auf die relative Luftfeuchtigkeit im Pflanzenmöbel.

Die Daten werden in die abschließende Diskussion miteinbezogen.

Standort	Varianten	Ø relative Luftfeuchte
Gewächshaus	GH	53%
Abstellraum	D, LEDd, LSd	45%
Manipulationsraum	H, LEDh, LSh	38%

Tabelle 3: Durchschnittliche relative Luftfeuchtigkeit in % bezogen auf die Standorte.

4.4.2 Probleme während der Messung

Die Küvetten des Phytomonitoring-Systems sind unter Berücksichtigung der minimalen Beeinflussung der natürlichen Bedingungen des Pflanzenblatt konstruiert. Dennoch kann es beim Einspannen des Blattes zu leichten Verletzungen oder Quetschungen kommen. Der natürliche Saftstrom wird gehindert und es kann zu Stressreaktionen kommen. Wird das Blatt jedoch zu locker eingespannt kann es sich im Zuge des Öffnens und Schließens der Küvetten aus der Vorrichtung lösen. Dies hat irrelevante Daten zur Folge. Weiters zu beachten war das einwandfreie Schließen der Küvetten unter Berücksichtigung darunter liegender Blätter. Um das Einschließen ungewünschter Blattspreiten zu verhindern wurden diese mittels Holzstäbchen zur Seite gedrückt.

Der einwandfreie Durchfluss des CO_2 durch die Schläuche musste gewährleistet sein. Zur Überprüfung musste die Durchflussmenge bei 0,8 bis 1 Liter pro Minute liegen. Dies kann in den Datenblättern überprüft werden. Wird der Durchfluss gehindert (Blockieren der Schläuche) sind die daraus resultierenden CO_2 -Werte nicht verwertbar.

Die relevanteste Fehlerquelle war der CO_2 -Anstieg verursacht durch nicht kontrollierbaren Publikumsverkehr bzw. während des Umbaus zur nächsten Messreihe. Die Daten der ersten und letzten 15 Minuten wurden verworfen. Eindeutige Ausreißer wurden nicht in die Statistik miteinbezogen.

Die Messungen wurden auch über das Wochenende durchgeführt. Da der Datenspeicher auf 699 Datensätze limitiert war, wurden ältere Datensätze überschrieben. Daher entstanden beim CO_2 -Gaswechselverlauf Lücken im zeitlichen Ablauf. Löste sich ein Blatt aus der Vorrichtung und lies sich dies zeitlich nicht zurückverfolgen, wurde der gesamte Datensatz statistisch nicht verarbeitet.

Der mögliche Photosyntheseratenanstieg/abfall nach Wassergabe bzw. bei Wasserstress wurde nicht berücksichtigt. Weiters zu beachten ist der Einfallswinkel des Lichtes auf das Blatt. Das Einspannen des Blattes im rechten Winkel zur Lichtquelle war aus Platzgründen nicht immer möglich. Es wurde darauf geachtet zwei Blätter in gleichem Abstand zur Lichtquelle zu messen. Das Blatt wird durch die Messung gestresst, es könnte im Laufe der Messung zu einer Veränderung des CO_2 -Austausches gekommen sein.

4.4.3 Diskussion

Der CO_2 -Austausch einer Pflanze mit ihrer Umgebung unterliegt zahlreichen Einschränkungen. Als limitierende Faktoren treten auf: Photonenflussdichte, Temperatur, Differenz des Wasserdampfgehaltes zwischen Blatt und Umgebungsluft, Wasserzustand, Spaltöffnungsweite, Nährstoffversorgung, Entwicklungszustand sowie die CO_2 -Konzentration der Umgebungsluft. Die Messung des Gaswechsels, insbesondere des CO_2 -Austausches, gibt nur im weitesten Sinne Aufschluss über die Photosynthese. Je nachdem, ob respiratorische oder photosynthetische Prozesse im Blatt überwiegen, resultiert eine CO_2 -Abgabe bzw. Aufnahme. Zu den versuchsrelevanten CO_2 -freisetzenden Reaktionen zählen die mitochondriale Atmung, die auch im Licht abläuft sowie die Photorespiration welche unter O_2 -Verbrauch CO_2 freisetzen kann (WILLERT, 1995).

Laut WILLERT (1995) (bezogen auf Pflanzen im Freiland) steigt die Photosynthese mit zunehmender photosynthetisch aktiven Photonenflussdichte am Morgen trotz ebenso steigender Blatttemperaturen steil an und erreicht zirka zwei Stunden später ein Maximum. Um die Mittagszeit, wenn die Strahlung, die Blatttemperatur und die Differenz der Luftfeuchte zwischen Blatt und Umgebung ein Maximum erreicht haben, ist die Photosynthese auf ein Minimum abgefallen bzw. überwiegen bei jüngeren Blättern sogar die CO_2 -abgebenden Prozesse. Am Nachmittag erholt sich die Photosynthese wieder leicht. Der in den Abendstunden einsetzende Abfall der Photosynthese geht auf die geringere Strahlung zurück.

Im Folgenden werden der photosynthetische sowie der respiratorische Gaswechsel der Versuchspflanzen diskutiert. Der photochemische Prozess des CO₂-Gaswechsels reagiert in erster Linie auf das Strahlungsangebot wobei der stomatäre Eintritt des Kohlendioxids vor allem durch Auswirkungen eines erniedrigten Wasserpotentials limitiert ist. Dieser Faktor ist für den Versuch vernachlässigbar, da keine Pflanze unter Trockenstress oder Staunässe zu leiden hatte.

Für die Intensität des respiratorischen Gaswechsels ist vor Allem die Temperatur ausschlaggebend. Bei höheren Temperaturen nimmt die Aktivität der Enzyme zu, folglich muss mehr CO₂ fixiert werden um den CO₂-Verlust durch Atmung auszugleichen (HELD, 2004). Die Temperatur war jedoch an den verschiedenen Standorten unterschiedlich. Hervorzuheben ist die Variante Gewächshaus, die höheren Temperaturen ausgesetzt war. Die Temperatur im Abstellraum war in etwa 2 bis 3 Grad Celsius kühler als im Manipulationsraum. Weiters zu beachten ist, dass sich die Stomata (insbesondere in Stresssituationen) bezogen auf die Blattfläche in unterschiedlichen Öffnungszuständen befinden können. Das inhomogene Öffnen der Spaltapparate ist zumeist fleckenförmig auf der Blattspreite verteilt (LARCHER, 1994). Dieser Faktor wurde bei der Versuchsreihe nicht beachtet und ist nicht weiter nachvollziehbar.

Jüngere Pflanzen atmen stärker als ältere, wobei wachsende Pflanzenteile besonders stark atmen. Diese Aufbauatmung kann das Drei- bis Zehnfache der normalen Erhaltungsatmung betragen. Mit zunehmender Ausdifferenzierung und Ausreifung des Gewebes sinkt die Aktivität meist auf das niedrigere Niveau der Erhaltungsatmung. Besonders in der Austriebphase ist das Photosynthesevermögen anfänglich so gering, das es die zeitgleichen intensiven Aufbauatmung nicht kompensieren kann. Blätter, die ihr Flächenwachstum noch nicht abgeschlossen haben, können nicht genügend Licht aufnehmen da ihre Chloroplasten noch nicht genügend entwickelt sind und die Carboxylierungsleistung geringer ist. Ist das junge Laub vollständig ausdifferenziert erbringt es die höchste Leistung. Bei krautigen Pflanzen mit raschem Entwicklungsablauf unterscheidet sich das Photosynthesevermögen der einzelnen Blätter am Spross je nach Differenzierungszustand und Entfaltungszeitpunkt mitunter erheblich. Die CO₂-Aufnahme der Gesamtpflanze bleibt gleichmäßig, da durch die fortlaufende Anlage und Entfaltung neuer Blätter ein Leistungsausgleich erfolgt. Es wurde darauf geachtet möglichst gleiche Blätter im Bezug auf deren Entwicklung zu messen. Es wurden jeweils die obersten und somit jungen Blätter in die Küvetten gespannt. Dies könnte den allgemein niedrigen CO₂-Gasaustausch erklären. Die Nettphotosynthese folgt dem Strahlungsangebot bis in den Lichtsättigungsbereich. Abgesehen von der Variante GH wird am Anfang der Versuchsreihe angenommen, dass der Lichtsättigungspunkt nicht erreicht wurde.

Betrachtet man den Verlauf der ersten CO₂-Gaswechsellmessung, so zeigt dieser den Zeitpunkt vor der Akklimation. Die Pflanzen konnten sich noch nicht an die veränderten Umgebungseinflüsse anpassen. Variante GH zeigt aufgrund der hohen Lichtintensität eine hohe CO₂-Austauschrate bis zum frühen Nachmittag. Vermutlich kam es ab diesem Zeitpunkt zu einer Übersättigung. Tritt ein Sättigungsverlauf durch zunehmende Strahlungsintensität auf, so ist der photosynthetische Gewinn umso größer, je später die Sättigung eintritt. Infolge nahm der Gaswechsel drastisch ab und kam fast zum Erliegen. Die Pflanzen der Variante D zeigen aufgrund des fehlenden photosynthetisch verarbeitbaren Lichtes im gesamten Verlauf einen geringen bis negativen Gaswechsel. Der Gaswechsel der Variante H steigt im Tagesverlauf stetig, bevor er in den Abendstunden zum Erliegen kommt. Der CO₂-Gasaustausch der Pflanzenmöbelvarianten ist undifferenziert.

Der Verlauf des CO₂-Gaswechsels gegen Ende der Versuchsreihe zeigt deutlichere Differenzierungen. Die Variante GH weist noch immer den höchsten Gasaustausch auf, verglichen mit dem ersten Messverlauf ist absolut betrachtet gesunken. Die Versuchspflanzen bildeten Sonnenblätter mit einer dicken Cuticula und reicherten Pigmente in der

Epidermis an. Dies war eine Reaktion auf die erhöhte Strahlungsintensität. Die sichtbaren Wellenlängen, die im Übermaß schädlich wirken, können jedoch bei geringer Beleuchtungsstärke in zu geringer Menge vorhanden sein und zum Minimumfaktor der Photosynthese werden. Vermutlich ist der geringere Gasaustausch am Nachmittag auf die Bildung der Sonnenblätter und nicht mit dem Erreichen des Lichtsättigungspunktes zu begründen. Die Sonnenblätter der Variante GH verwerten dank ihrer größeren Leistungsfähigkeit des Elektronentransportsystems und höherer Carboxylaseaktivität starke Strahlung besser und erbringen dadurch eine höhere Photosyntheseausbeute.

Da sich die Varianten H unter Schwachlicht den Umgebungsbedingungen anpasste, entwickelten die Versuchspflanzen Schattenblätter. Schattenblätter nützen schwaches Licht besser als Sonnenblätter und erreichen sehr früh ihre Lichtsättigung. Schattenblätter atmen schwächer als Lichtblätter und kompensieren daher auch bei wesentlich geringerer Helligkeit. Weiters zu beachten ist, dass Schattengenotypen bei Lichtmangel ihren Schattencharakter erheblich verstärken (LARCHER, 1994).

Schattenpflanzen erbringen nur die Hälfte bis ein Drittel der CO₂-Ausbeute von Sonnenpflanzen. Laut LARCHER, 1994 Tab. 2.4 kann *Dieffenbachia compact* in die Pflanzengruppe C₃-Pflanzen Schattenkraut eingeordnet werden. Der durchschnittliche Höchstwert der Nettophotosynthese bei natürlichem CO₂-Angebot, bei Lichtsättigung, optimaler Temperatur und guter Wasserversorgung beträgt laut Tabelle (2) 5 – 10 μmol CO₂ m⁻² s⁻¹ bezogen auf die projizierte Blattfläche als Strahlungsempfänger. Den höchsten Wert erbrachte die Variante GH mit 3,8 μmol CO₂ m⁻² s⁻¹ im Versuchszeitraum 2.Juni bis 10.Juni. Die Werte der anderen Varianten liegen (abgesehen von der Variante LSh im Zeitraum 11.Juli bis 22.Juli) deutlich darunter.

Vergleicht man die Varianten im Manipulationsraum mit denen im Abstellraum, so weisen die Versuchspflanzen im Manipulationsraum einen höheren CO₂-Gaswechsel auf. Die Varianten LEDh und LSh hatten eine höhere CO₂-Assimilation als die im selben Raum stehende Variante H. Da bei fast allen Varianten mehr CO₂ aufgenommen als abgegeben wurde, kann übermäßige Photorespiration und Zellatmung ausgeschlossen werden. Einzig die Variante D wies einen stetig respiratorischen Gaswechsel auf. Die CO₂-Freisetzung durch die Atmung ist im Verhältnis zur CO₂-Fixierung der Photosynthese hoch.

Das Photosyntheseratenpotential (siehe Grafik 9) stieg während des Versuchsverlaufs nicht stetig an und ist je nach Variante unterschiedlich. Dies deutet auf eine noch nicht abgeschlossene Ausdifferenzierung der Pflanze und Änderungen im Bestand hin.

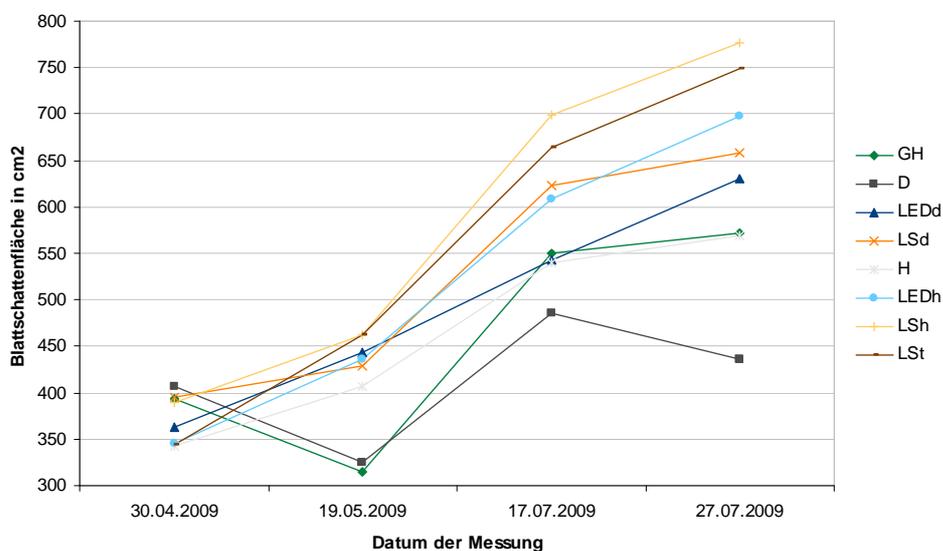
4.5 Blattschattenfläche

4.5.1 Ergebnisse

Der in Grafik 10 dargestellte Verlauf der Blattschattenflächenentwicklung zeigt deutliche Änderungen. Betrachtet man die erste Messreihe vom 30. April, so sind statistisch keine signifikanten Unterschiede zu beobachten. Dies ist ein Indiz für die Homogenität der Versuchspflanzen zu Versuchsbeginn. Die zweite und dritte Messreihe zeigen Trends jedoch keine signifikanten Unterschiede. Die Blattschattenfläche reiht sich bei der letzten Messreihe wie folgt:

- $D < H < GH < LEDd < LSd < LEDh < LSt < LSh$

Bei einem Signifikanzniveau von 0,5 unterscheidet sich nur die Variante D zum Messzeitpunkt 27. Juli signifikant von den anderen Varianten. Die übrigen Varianten zeigen statistisch nicht signifikante Trends.



Grafik 10: Zeitlicher Verlauf der Blattschattenfläche der einzelnen Varianten über den Versuchszeitraum. Dargestellt ist der Mittelwert der fünf Versuchspflanzen pro Variante.

4.5.2 Relevante Fehlerquellen

Das verwendete Computerprogramm differenziert zwischen dunklen und hellen Flächen (je nach Schwellenwerteingabe). Da die Versuchsfläche vordefiniert ist, werden die dunklen Pixelflächen als Blattschattenfläche ausgewertet. Die weißen Blattflächen der Panaschierung werden vom Computerprogramm nicht als Blattfläche erfasst. Der Schwellenwert zur Berechnung musste daher angepasst werden. Aufgrund der Diskrepanz zwischen hellen Hintergrund und hellen Blatflecken werden Pixel des weißen Hintergrundes hinzugefügt, Pixel der weißen Blattflächen werden nicht mitgerechnet. Der so entstandene Fehler gleicht sich aus. Blätter, die sich im Schatten darüber liegender Blattflächen befinden wurden nicht erfasst. Daher ist keine vollständige Aussage über das Pflanzenwachstum im Versuchsverlauf möglich.

Die Blattschattenflächenmessung musste immer unter gleichen Lichtbedingungen durchgeführt werden. Um dies zu gewährleisten wurde das Umgebungslicht deaktiviert und die Beleuchtung des Versuchsaufbaus aktiviert. Da es sich hierbei um Leuchtstofflampen handelte, musste eine bestimmte Vorbrenndauer zur maximalen Lichtstrahlung eingehalten werden. Diese betrug über 30 Minuten vor jeder Messreihe. Trotzdem konnte ich gegen Ende der

Versuchsreihe feststellen, dass die Ausleuchtung der Versuchsfäche besser (weniger bis keine dunklen Flächen am Rand der Versuchsfäche) war. Daher entstanden bei den ersten Messungen mehr dunkle Flächen auf der Versuchsfäche. Diese wurden vom Programm zur tatsächlichen Blattschattenfläche hinzugefügt. Einige Ergebnisse sind daher mit Messungenauigkeiten behaftet.

4.5.3 Diskussion

Bezogen auf die letzte Messreihe ergab sich eine Reihung der Blattschattenfläche von gering bis hoch wie folgt: $D < H < GH < LEDd < LSd < LEDh < LSt < LSh$. Die Signifikanz der Variante D zeigt, dass sich diese Pflanzen deutlich von den anderen bezüglich ihrer Blattschattenfläche unterscheiden. Aufgrund des sehr geringen Lichtangebots konnten die Versuchspflanzen ihre Blattfläche kaum vergrößern, ihr Wachstum war im Vergleich zu den anderen Varianten gering. Die Leuchtstoffvarianten im Manipulationsraum weisen die größte Blattschattenfläche auf. Dies ist einerseits durch die Blattflächenzunahme als auch durch den Neigungswinkel des Blattes zu begründen. Da die Blattneigung nicht auf Wasserstress zurückzuführen ist, beruht dies möglicherweise auf die horizontale Ausrichtung des Blattes zur Lichtquelle. Diese ist in den Varianten des Manipulationsraumes trendmäßig eher gegeben. Um dies zu belegen müsste die Blattschattenfläche mit der tatsächlichen Blattfläche (mittels Zerstörungsmessung ermittelt) abgeglichen werden. Betrachtet man nur die Daten der Blattschattenfläche, so haben die Varianten LSt und LSh den meisten Zuwachs.

Varianten GH und D weisen in der Messung vom 19.05 die geringsten Werte der Versuchsreihe auf. Die Werte sind geringer als die Anfangsdaten. Die Pflanzen der Variante GH veränderte die Ausrichtung der Assimilationsorgane zur so genannten Starklichtstellung. Die Blätter entgehen einer zu hohen Strahlung durch Parallelstellung mit der Richtung des einfallenden Lichtes, die Blattspreite wird möglichst vertikal ausgerichtet (SCHULZE, 2002), der Wuchs wird kompakt. Die Pflanzen der Variante D reagierten auf den Lichtmangel mit Geilwuchs und einer erhöhter Blattinklination. Die Blätter der übrigen Variante zeigten Blattbewegungen in Richtung Schwachlichtstellung. Die Blattspreiten werden parallel zum Lichteinfall zur optimalen Ausnutzung der Strahlung geneigt (HELD, 2004).

Weiters kritisch zu betrachten ist die phototropische Reaktion durch Krümmung der Blattstiele an lichtarmen Standorten. Um der Beschattung durch darüber liegende Blätter entgegen zu wirken wird die Blattstellung möglichst lichtorientiert ausgerichtet. Von der Seite des Lichteinfalls betrachtet wird ein charakteristisches räumliches Blattmosaik aufgebaut (LARCHER, 1994).

Bezogen auf den Versuchsaufbau kann dies bedeuten, dass Pflanzen, die mit weniger Licht zurecht kommen müssen, eine flächendeckendere Blattfläche entwickelten als die Varianten mit mehr Licht. In Folge wäre ihre Blattschattenfläche im Verhältnis zur tatsächlichen Blattfläche größer.

4.6 Morphologischer Vergleich anhand einfacher Bildanalyse

4.6.1 Ergebnisse

Zur Illustration wurde die Entwicklung aussagekräftiger Pflanzen der ersten mit der letzten Fotoreihe verglichen. Der Verlauf aller Versuchspflanzen befindet sich im Anhang 8.6. Exemplarisch werden in den Fotos 1 bis 8 jeweils eine repräsentative Pflanze pro Variante verglichen. In Tabelle 4 sind Tendenzen zur Blattzunahme und zur Höhenzunahme subjektiv dargestellt.



Foto 1-4: Fotos der Varianten von links nach rechts sowie oben nach unten: GH-D-LEDD-LEDh. Vergleich des Habitus jeweils zu Beginn (29.4.2009) und zu Ende (27.7.2009) des Versuchs am Beispiel einer repräsentativen Pflanze pro Variante.



Foto 5-8: Fotos der Varianten von links nach rechts sowie oben nach unten: LEDh-LSh-LSt. Vergleich des Habitus jeweils zu Beginn (29.4.2009) und zu Ende (27.7.2009) des Versuchs am Beispiel einer repräsentativen Pflanze pro Variante.

Variante	Blattzunahme	Höhenzunahme
GH	++	=
D	=	++
LEDd	+	+
LSd	+	+
H	+	=
LEDh	+	+
LSh	++	+
LSt	+	+

Tabelle 4: Morphologischer Vergleich Bezug nehmend auf Blatt- und Höhenzunahme nach subjektiver Einschätzung.

4.6.2 Fehlerquellen

Die Versuchspflanzen wurden immer von derselben Seite fotografiert. Dies erlaubt einen Vergleich über den gesamten Verlauf des Versuchs. Da weder die gesamte Pflanze erfasst, noch eine Auswertung der Fotos mittels Computerprogramm durchgeführt wurde, ist der Vergleich optisch und somit als relative qualitative Werte zu betrachten.

4.6.3 Diskussion

Da der Vergleich subjektiv optisch ist, werden die Unterschiede zwischen den Varianten mittels Einschätzung der Blatt- und Höhenzunahme in Tabelle 4 beschrieben. Die hierzu ermittelten Messwerte werden in der Zerstörungsmessung diskutiert.

Betrachtet man die Pflanzen bezüglich ihrer Blattfarbe, so weisen die Versuchspflanzen der Variante GH eine hellere Färbung auf. Ich nehme an, dass dies auf eine vorübergehende Hemmung des Photosyntheseapparates durch starke Lichteinstrahlung zurückzuführen ist. Die so entstandenen Peroxide und Radikale schädigten die Chlorophyllmoleküle und die dazugehörigen Enzymproteine. Die Pflanze reagierte mit dem Ausbleichen der grünen Blätter.

4.7 Bonitur

Im Zuge der Bonitur wurden folgende Parameter ermittelt:

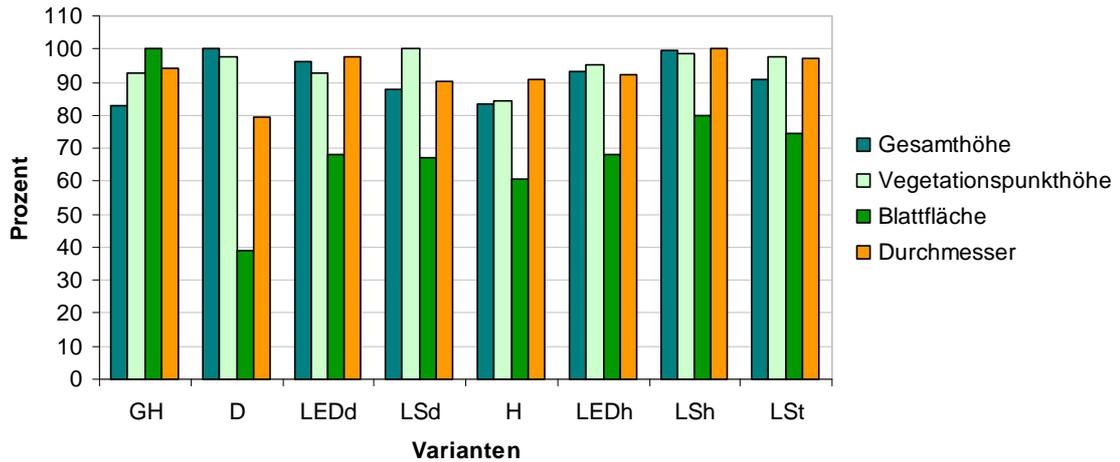
Gesamthöhe, Höhe des Vegetationspunktes, Durchmesser der Pflanze, Blattfläche, Anzahl der grünen/gelben Blätter sowie Frischmasse der Blätter/Stängel. Weiters wurde der teilweise vorhandene Schädlingsbefall dokumentiert. In weiterer Folge wurde das Trockengewicht der Blätter/Stängel ermittelt.

4.7.1 Bestimmung der oberirdischen Phytomasse

In Grafik 11 wird das Verhältnis der Parameter Gesamthöhe, Höhe des Vegetationspunktes, Durchmesser der Pflanze und Blattfläche der Pflanzenvarianten prozentual zueinander dargestellt. Folgende Reihungen werden ersichtlich:

- Gesamthöhe: D>LSH>LEDd>LEDh>LSt>LSd>H>GH
- Vegetationspunkthöhe: LSd>LSH>LSt>D>LEDh>LEDd>GH>H
- Blattfläche: GH>LSH>LSt>LEDh>LEDd>LSd>H>D
- Durchmesser: LSH>LEDd>LSt>GH>LEDh>H>LSd>D

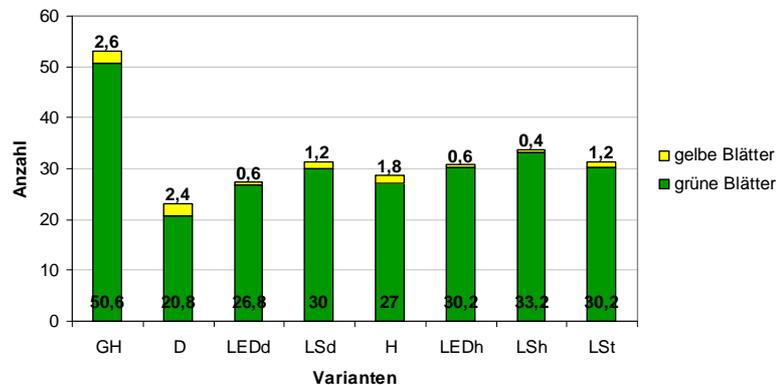
Statistisch signifikant (bei einem Alpha von 0,1) sind die Varianten Gewächshaus (GH) und dunkel (D) bezogen auf die Blattfläche sowie Variante D bezüglich des Durchmessers.



Grafik 11: Prozentuelle Verteilung der Parameter Gesamthöhe, Vegetationspunkthöhe, Blattfläche und Durchmesser der verschiedenen Varianten. Die Angaben basieren auf den Mittelwerten der Varianten, n=5.

Bezogen auf die Anzahl an grünen Blattspreiten unterscheidet sich die Variante GH signifikant von den anderen Varianten (siehe Grafik 12). Die Variante D weist mit durchschnittlich 20,8 Blättern pro Pflanze die geringste Anzahl an grünen Blattspreiten auf. Vergleicht man die LED- und Leuchtstoffvarianten so ist ein leichter Trend zu einer höheren Anzahl an Blättern bei den Leuchtstoffvarianten zu beobachten.

Die Verteilung der gelben Blätter zeigt, dass die Varianten GH, D und H tendenziell mehr gelbe Blätter gebildet haben. Die Varianten LEDd, LEDh und LSh entwickelten die wenigsten gelben Blätter. Diese Daten lassen Rückschlüsse auf die Akklimatisation der Pflanze zu.



Grafik 12: Verteilung grüner und gelber Blattspreiten bezogen auf die einzelnen Varianten. Dargestellt sind jeweils die Mittelwerte, n=5. Die einzelnen Werte sind im Diagramm ersichtlich.

Die Gesamtblattfläche kann durch die Bildung mehrerer Blätter oder durch die Ausbildung großer Blattspreiten erhöht werden. Variante LSh weist eine hohe Blattfläche und verhältnismäßig viele Blattspreiten auf. Die Bildung großer Blattflächen ist daher tendenziell geringer. Um genauere Aussagen über die Bildung großer bzw. kleiner Blattspreiten tätigen zu können, muss das Verhältnis von Blattfläche zur Anzahl der Blätter betrachtet werden (siehe Tabelle 5). Reiht man die durchschnittliche Blattfläche der Varianten so ergibt dies:

- $LSh < GH < LEDd < LSt < LSd = H < LEDh < D$

Variante	Ø Blattfläche [cm ²]
GH	17,8
D	24,0
LEDd	18,0
LSd	20,4
H	20,4
LEDh	21,3
LSh	17,1
LSt	19,3

Tabelle 5: Durchschnittliche Blattfläche (Gesamtblattfläche/Anzahl der Blattspreiten) pro Variante, pro Variante wurde der Mittelwert aus n = 5 berechnet.

4.7.2 Diskussion der oberirdischen Phytomasse

Die Pflanzen der Variante D reagierten auf den starken Lichtmangel mit der Bildung verlängerter Internodien. Auch die übrigen Varianten im Abstellraum antworten auf die geringere Lichtintensität mit der Ausbildung längerer Internodien bzw. einer Höhenzunahme. Die Varianten GH und H waren dem natürlichen Lichtangebot am stärksten ausgesetzt und zeigen sowohl in der Gesamthöhe als auch bezogen auf den Vegetationspunkt den kompaktesten Wuchs (Gesamthöhe nicht über 28,6 cm, Höhe des Vegetationspunktes unter 15,2 cm). Der letzte Vegetationspunkt der Leuchtstoffvarianten liegt höher, als jener der LEDvarianten. Da der Vegetationspunkt höher liegt, wurden tendenziell mehr Blätter gebildet (vgl. Grafik 12). Ein Zusammenhang mit der Bildung längerer Internodien ist nicht erkennbar.

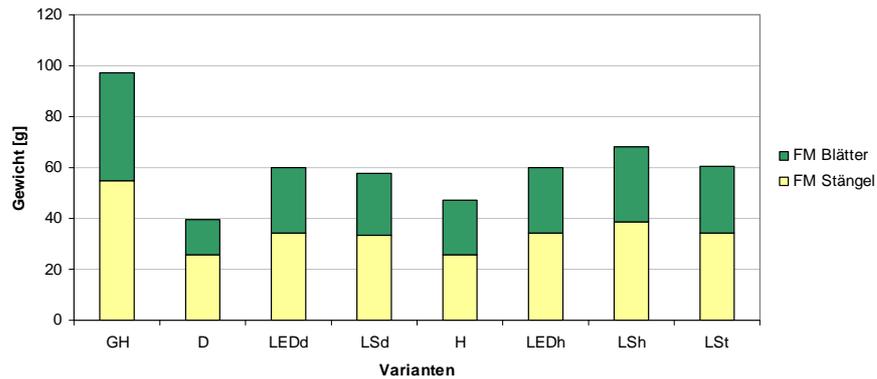
Variante GH weist die höchste Blattfläche gefolgt von den Leuchtstoffvarianten LSh und LSt auf. Die Pflanzen im Gewächshaus hatten die besten Wachstumsbedingungen und bildeten viele kleinere Blätter. Bezogen auf die durchschnittliche Blattfläche bildete die Variante LSh durchschnittlich die kleinsten Blätter. Im Gegensatz hierzu bildete die LEDh-Variante weniger, dafür größere Blattspreiten aus. Die übrigen Varianten sind undifferenziert.

Variante D konnte keine neuen Blätter bilden (vgl. Foto 2). Man kann daher annehmen, dass alle Versuchspflanzen zu Versuchsbeginn im Durchschnitt über 21 Blätter verfügten.

4.7.3 Verhältnis TM zu FM

Die in Grafik 13 dargestellten Ergebnisse zeigen die Anteile der Blätter und Stängel bezogen auf die Gesamtfrischmasse. Betrachtet man die Frischmasse der Blätter, weist Variante D den signifikant niedrigsten Wert, die Variante GH den signifikant höchsten Wert auf. Bezogen auf die Frischmasse der Stängel zeigt sie ebenfalls den signifikant höchsten Wert. Reiht man die Ergebnisse, so folgt:

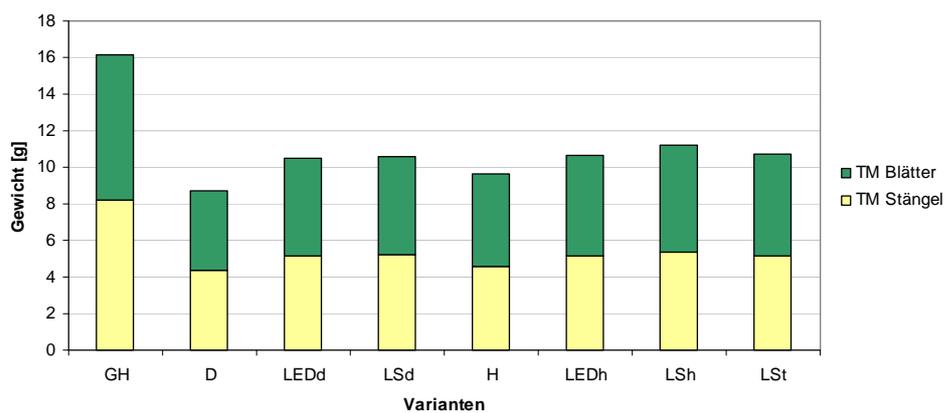
- FM Blätter: D<H<LSd<LEDd<LEDh<LSt<LSh<GH
- FM Stängel: D<H<LSd<LSt<LEDh<LEDd<LSh<GH



Grafik 13: Zusammensetzung der Frischmasse bezogen auf Blätter und Stängel. Dargestellt sind die Mittelwerte der Varianten, n=5.

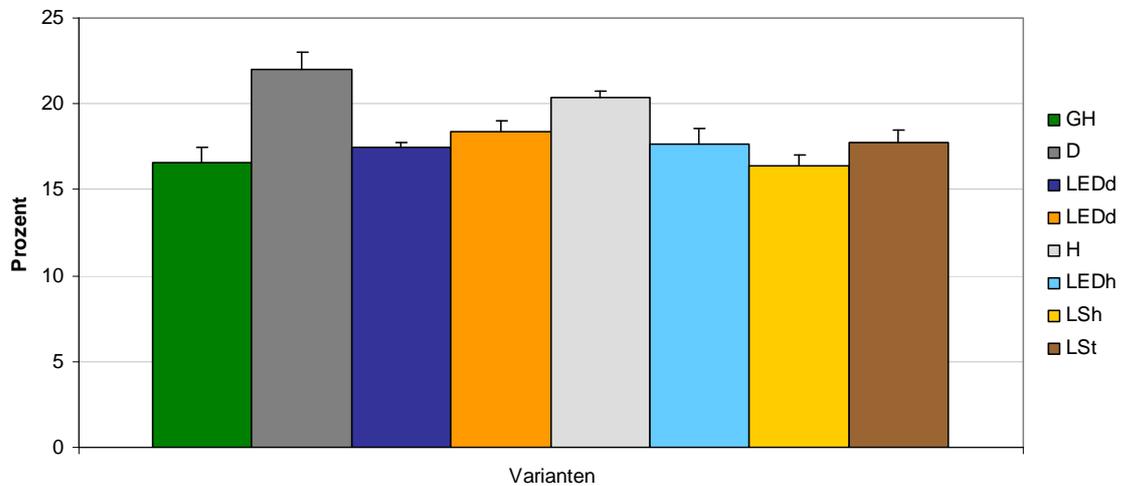
Die Signifikanzen der Trockenmassen (siehe Grafik 14) sowie die Reihung der Blattmasse der Varianten sind mit denen der Frischmassen gleich laufend.

- TM Stängel: D<H<LEDd<LSt<LEDh<LSd<LSh<GH



Grafik 14: Trockenmasse der Blätter und Stängel im Vergleich. Es werden die Mittelwerte der einzelnen Varianten verglichen, n=5.

Grafik 15 zeigt das relative Verhältnis von Trockenmasse zu Frischmasse der Gesamtmasse (Stängel und Blätter) pro Variante. Bei einem Signifikanzniveau von 0,1 unterscheiden sich die Varianten D und H statistisch signifikant von den übrigen Varianten.



Grafik 15: Verhältnis Trockenmasse zu Frischmasse in Prozent. Die vertikalen Balken geben den Standardfehler der Mittelwerte an, n=5.

4.7.4 Diskussion TM/FM

Je höher das Verhältnis TM/FM desto mehr Trockensubstanzmasse bezogen auf das Gesamtgewicht wurde gebildet. Die Variante GH weist die höchste Trockenmasse aller Varianten auf, da Starklicht adaptierte Pflanzen einen erhöhten Trockensubstanzzuwachs als Folge der strukturellen Anpassungen und der aktiveren Stoffwechselforgänge erbringen (LARCHER, 1994). Das Verhältnis TM/FM ist jedoch vergleichsweise gering. Im Verhältnis zur Frischmasse wurde wenig Trockenmasse gebildet. Die Variante D hatte die geringsten Frisch- und Trockenmasse sowie Blattfläche erzielte jedoch das höchste Verhältnis TM/FM. Die Versuchspflanzen konnten aufgrund des fehlenden Lichts keine neuen Blätter bilden. Hervorzuheben ist der TM und FM-Gehalt der Variante. Diese sind trotz Abbau der Pflanze nicht signifikant niedriger als die der anderen Versuchspflanzen. Folglich baut *Dieffenbachia compacta* im Dunkeln über einen längeren Zeitraum kaum Substanz ab. Variante H hat nach der Variante D die niedrigsten FM und TM-Werte. Demnach enthalten die Varianten D und H einen vergleichsweise geringen Wasseranteil. Variante GH und LSh einen verhältnismäßig hohen.

4.7.5 Spezifische Blattoberfläche

Zur Bestimmung der oberirdischen Phytomasse konnten die Frischmasse sowie die projizierte Blattoberfläche der einzelnen Pflanzen exakt bestimmt werden. Aus diesen Daten wurde die spezifische Blattfläche (OF/FM) ermittelt. Die Ergebnisse sind in Tabelle 6 ersichtlich.

Reiht man die Varianten gemäß ihrer spezifischen Blattfläche von klein nach groß so ergibt sich:

- $GH < LEDh < LEDd < LSh < LSd < LSt < H < D$.

Der signifikante Unterschied zwischen der Variante GH und den übrigen Varianten ist statistisch nachgewiesen.

GH	29,7262	+ -	3,07311
D	35,6623	+ -	1,86051
LEDd	33,2734	+ -	1,39110
LSd	34,7005	+ -	1,81273
H	35,5936	+ -	1,89146
LEDh	32,8302	+ -	1,38666
LSh	33,6479	+ -	1,72341
LSt	35,3277	+ -	1,16054

Tabelle 6: Spezifische Blattfläche (cm²/g) der Varianten bezogen auf die FM. Dargestellt sind die Mittelwerte (n=5) und die Standardabweichung.

4.7.6 Diskussion der spezifische Blattoberfläche

Da die spezifische Blattoberfläche umgekehrt proportional zur Blattdicke ist, weist die Variante GH die dicksten, die Variante D die dünnsten Blätter auf. Je schwächer die Lichtintensität ist, umso weniger mächtig ist das Assimilationsparenchym entwickelt (SCHULZ, 2002). Somit kann direkt auf die Entwicklung von Sonnen- und Schattenblätter geschlossen werden.

Die Variante GH bildete aufgrund der hohen Lichteinstrahlung zusätzlich ein starkes Achsensystem (siehe auch Grafik 13 und 14) und dicke, aufgehellte Blätter. Die Variante D wurde durch starken Lichtmangel zur Ausbildung großflächiger, dünner Blätter genötigt. Aufgrund des starken Lichtmangels konnte jedoch kaum zusätzliche Blattmasse entwickelt werden. Die geringe spezifische Blattfläche wäre auch mit dem starken Abbau von organischer Masse durch Veratmung begründbar. Dieser wurde jedoch nicht gemessen. Statistisch lässt sich ein Trend der LED-Varianten beobachten: Ihre Blätter sind verhältnismäßig dick. Dies induziert eine bessere Ausnutzung des Lichtes im Vergleich zu den Leuchtstoffvarianten. Führt man den Versuch über einen längeren Zeitraum, würden sich höchstwahrscheinlich statistisch signifikante Unterschiede entwickeln. Von Interesse ist die Entwicklung der Variante H, die die Auswirkungen normaler Zimmerbedingungen auf die Pflanze zeigt. Ihre Blätter sind verhältnismäßig dünn. Man kann annehmen, dass sie stärker zu Schattenblättern umgebildet wurden, als die Blätter der Pflanzen der belichteten Varianten. Dies deutet an, dass sich Pflanzen im System Pflanzenmöbel, in Bezug auf das Wachstum der Blätter, günstiger entwickeln können.

4.7.7 Blattflächenindex (LAI)

Um den Strahlungsabfall im Bestand zu klassifizieren müssen die Parameter Belaubungsdichte und die Anordnung der Blätter berücksichtigt werden. Die Belaubungsdichte lässt sich durch den Blattflächenindex (Leaf Area Index) erfassen. Der LAI sagt aus, wie oft eine bestimmte Bodenfläche von den darüber stehenden Blättern überdeckt wird und errechnet sich aus Gesamtsumme der Blattfläche/Bodenfläche (LARCHER, 1994).

Variante	LAI
GH	3,9
D	1,6
LEDd	2,6
LSd	2,6
H	2,4
LEDh	2,7
LSh	3,1
LSt	2,9

Tabelle 7: Blattflächenindices (dimensionslos) der verschiedenen Behandlungsvarianten von *Dieffenbachia compacta*.

4.7.8 Diskussion des Blattflächenindex

Je höher der LAI desto weniger Strahlung dringt in die unteren Bereiche des Pflanzenbestandes. Die Strahlungsintensität nimmt ab. Hinzu kommt, dass die Blätter je höher die Lichtintensität und ihre Dauer, weniger durchlässig werden (Stärkeeinlagerungen). Dies hat Auswirkungen auf die darunter liegenden Blätter. Weiters filtern Blätter bestimmte Strahlungsanteile bevorzugt heraus. Darunter liegende Blattorgane empfangen daher ein gefiltertes Spektrum aus Grün, langwelligem Rot und Infrarot. Das Lichtklima im Bestand wird durch die Pflanze selbst entscheidend beeinflusst (LARCHER, 1994).

Da sich die Varianten GH, D und H nicht in einem Bestand befanden, werden sie hier nicht diskutiert. Die Varianten LEDd und LSd weisen gleich hohe LAI auf. Dies bedeutet, dass die Blätter im Bestand den gleichen Bedingungen ausgesetzt waren. Die Versuchspflanzen im Manipulationsraum haben aufgrund des erhöhten Wachstums einen höheren Blattflächenindex. Der Einfluss der Bestandesdichte wirkte sich vor allem in der Variante Leuchtstoff hell (LSh) aus.

4.7.9 Schädlingsbefall

Der Schädlingsbefall ist nach subjektiver Wahrnehmung ab Befallsbeginn in Tabelle 8 angeführt.

Variante	Blattläuse	Spinnmilben	Thripse
GH	+	++	-
D	-	-	+
LEDd	+	-	-
LSd	-	-	-
H	-	-	-
LEDh	+	+	-
LSh	+	+	-
LSt	+++	++	-

Tabelle 8: Schädlingsbefall an den Versuchspflanzen pro Variante. (-) kein Befall, (+) vereinzelt Auftreten, (++) leichter Befall, (+++) starker Befall.

4.7.10 Diskussion des Schädlingsbefalls

Der aufgetretene Schädlingsbefall lässt sich durch den allgemeinen Schädlingsdruck im bzw. in der Umgebung des Gewächshauses erklären. Dennoch wurden einige Varianten stärker oder kaum befallen. Der stärkste Befall wurde an den Pflanzen der Variante LSt gesichtet. Der Spinnmilbenbefall der Variante LSt ist auf die geringere Luftfeuchtigkeit zurückzuführen.

Leichter Blattlausbefall war an den Varianten LSh, LEDh und GH zu finden. Die Ausprägung des Blattlausbefalls lässt Rückschlüsse auf die Vitalität der Pflanze und auf die Dicke der Epidermis zu. Der Befall wurde drei Wochen vor Versuchende entdeckt. Da keine versuchsrelevanten Schäden innerhalb dieser Zeit an den Pflanzen zu erwarten waren, wurden keine chemischen Maßnahmen ergriffen.

4.7.11 Allgemeine Fehlerquellen

Die Datenerhebung wurde von insgesamt drei Personen durchgeführt. Die Arbeitsteilung wurde konsequent beibehalten. Die Parameter Gesamthöhe, Vegetationshöhe und Radius wurden von einer Person vermessen. Der mögliche Messfehler kann daher innerhalb der Messungen als konstant angenommen werden.

Die Trockenmassegehalte wurden ohne Bestimmung des Aschegehaltes als Wert in die Statistik und die Diskussion übernommen. Daher ist keine exakte Aussage über die Trockenmasse und deren Verteilung (Blatt, Stängel) möglich.

Die Bonitur des Schädlingsbefalls (stark/schwach) unterliegt meinem subjektiven Bewertungssystem. Die Schädlinge wurden nicht ausgezählt. Der schwache/starke Schädlingsbefall blieb bis zum Versuchende relativ konstant.

5. Weiterführende Diskussion

5.1 Lichtspektrum der Leuchtmittel

Das Lichtspektrum der LEDs ist mit 400 bis 700nm begrenzt. Das Spektrum der Leuchtstoffröhre ist in Abbildung 2 ersichtlich. Die Qualität der Strahlung wirkt sich unter Anderem auf die Photostimulation von Biosynthesen, Phototropismus und Photoinduktion aus. Weiters beeinflusst Strahlung die Differenzierung und Gestaltausprägung im subzellulären, im zellulären und im gesamtorganismischen Bereich. Als Photorezeptoren fungieren die Pigmente Phytochrom und Cryptochrom. Die Phytochrome sind nah- und fernrot reversible und regulieren die Pflanzenmorphologie und Genexpression (QUAIL, 2002 aus FOLTA et al. 2008). Die hellrot absorbierende Form P_{660} wird durch Absorption im Spektralbereich 620-680 nm auf die biochemisch aktive dunkelrot absorbierende isostere Form P_{730} umgeschaltet. Dunkelrotes Licht (700-800 nm) führt instabiles P_{730} in P_{660} zurück. Je nach Anteil von Hellrot zu Dunkelrot im zur Verfügung stehenden Spektralbereich stellt sich ein bestimmtes Mengenverhältnis zwischen den Zustandsformen des Phytochroms ein (LARCHER, 1994).

Nur wenn beide Spektralbereiche vorhanden sind bleibt die Pflanze im Wuchs kompakt. Betrachtet man den Spektralbereich der Leuchtstoffröhre, so sind sowohl nahes als auch fernes Rot vorhanden. Der Spektralbereich der LEDs endet bei 700 nm und stellt der Pflanze daher keine dunkelrote Strahlung zur Verfügung.

Betrachtet man nun die Gesamthöhenverteilung der verschiedenen Varianten (D>LSH>LEDd>LEDh>LSt>LSd>H>GH) würde dieses Phänomen die Verteilung im Manipulationsraum erklären (Leuchtstoffvarianten sind gedrungener als die LED-Variante). Im Abstellraum zeigt jedoch die Variante LED einen kompakteren Wuchs.

5.2 Akklimation

Die Versuchspflanze wurde ohne jede weitere Akklimation direkt in den Versuch eingebracht. Bevor sie im Großmarkt erstanden wurden, wurden sie höchstwahrscheinlich unter, für diese Pflanzenart günstige, dem maximalen Wachstum orientierten Bedingungen kultiviert. Pflanzenspezifische Lichtqualität und -quantität, hohe Nährstoffgabe, Temperatur und Luftfeuchtigkeit wurden bereitgestellt. Mit Versuchsbeginn wurden die Pflanzen aller Varianten aufgrund der veränderten Standortbedingungen gestresst. Den Pflanzen der Variante GH wurde zwar ausreichende Luftfeuchtigkeit zur Verfügung gestellt, jedoch mussten sie sich an höhere Lichtbedingungen anpassen. Die übrigen Varianten wurden in Folge der Schwachlichtbedingungen und der (je nach Variante) geringeren Luftfeuchtigkeit gestresst.

Schatten und Schwachlichtpflanzen haben mehr Chl b und mehr light-harvesting Chlorophyll a/b Proteine des PSII und PSI. Dies resultiert in eine geringere maximale Photosyntheserate welche bei einer geringen Strahlungsintensität gesättigt wird. Sonnen- und Starklichtpflanzen sind vielmehr im Elektronentransport als im Lichtenergieumsatz limitiert. Sie besitzen eine höhere Menge an Cytochrom bf Komplex, ATP Synthase und mehrere Kohlenstoff fixierende Enzyme um eine größere maximale Photosyntheserate bei höheren Lichtintensitäten zu erhalten. Alle C3-

Pflanzen arbeiten effektiv bei limitiertem Lichtangebot. Alle C3-Pflanzen haben, ungeachtet ihrer Akklimation die selbe hohe, konstante Leistungsrate (ANDERSON, 2000).

Die rückläufige Phase der Fluoreszenzerscheinung korreliert mit einer Zunahme der CO₂-Assimilation (STRASSER et al, 2000).

5.3 Diskussion der verschiedenen Varianten und Standorte

Um die Forschungsfrage beantworten zu können, werden im Folgenden die Auswirkungen der Umgebungsfaktoren auf die Varianten einzeln diskutiert und zusammengefasst.

5.3.1 Kontrollpflanzen

Die Kontrollvarianten GH, D und H sollen die Einordnung der Vitalität der verschiedenen Pflanzenmöbelvarianten ermöglichen. Variante GH war idealen Luftfeuchtebedingungen und einer erhöhten Strahlung sowie höheren Temperaturen ausgesetzt. Variante D zeigte die Entwicklung der Art *Dieffenbachia compacta* unter starkem Lichtmangel bei Zimmertemperatur. Variante H zeigte den Habitus der Pflanze unter "normalen" Zimmerbedingungen mit durchschnittlich 500lx, 21 °C und einer relativ geringen Luftfeuchtigkeit.

Variante Gewächshaus (GH)

Die Versuchspflanzen der Variante Gewächshaus unterlagen einer höheren Einstrahlung und höheren Luftfeuchtigkeitswerten um durchschnittlich 53% RH. Aufgrund der hohen Strahlungsintensität entwickelten die Pflanzen dickwandige Sonnenblätter. Auch das Ausbleichen der Blätter sowie die vertikale Blattstellung sind auf ein Übermaß an Licht zurückzuführen. Trotz der hohen relativen Luftfeuchtigkeit wurden die Pflanzen von Spinnmilben befallen. Dies ist auf den allgemein erhöhten Schädlingsdruck in Gewächshäusern zurück zu führen. Die Versuchspflanzen bildeten viele, jedoch kleine Blätter. Der Wuchs blieb kompakt. Da es sich bei der Art *Dieffenbachia compacta* um eine Schattenpflanze handelt entspricht der Habitus der Gewächshauspflanzen aufgrund der erhöhten Strahlung nicht dem natürlichen Habitus der Art.

Variante dunkel (D)

Aufgrund des starken Lichtmangels reagierten die Versuchspflanzen mit Geilwuchs. Der CO₂-Gaswechsel war in Summe auf Seite der Veratmung, die Pflanze konnte keine neuen Blätter anlegen. Die Chloroplasten der vorhandenen Blattspreiten passten sich an den Lichtmangel an, der YIELD des PSII war entgegen der Umstände verhältnismäßig hoch. Der entstandene Habitus der Pflanzen ist nicht erwünscht. Die Versuchspflanzen der Variante D dienen als Kontrolle, um die Wirkung sehr schlechter Strahlungsverhältnisse zu zeigen.

Variante hell (H)

Variante H zeigt die Entwicklung der Versuchspflanzen unter normalen Zimmerbedingungen und ohne künstliches Zusatzlicht. Die spezifische Blattfläche der Pflanzen war sehr niedrig (nach Variante D der zweitniedrigste Wert), die Blätter der Pflanzen daher sehr dünn. Da der CO₂-Austausch apparent war, ist dies nicht mit einem Abbau von Substanz zu begründen. Da auch die durchschnittliche Blattfläche mit 20,4 cm²/Blatt verhältnismäßig hoch war zeugt dies von einer extremen Schattenblattbildung. Der Wuchs der Pflanzen blieb dennoch kompakt. Bezogen auf die

Nettophotosynthese sowie FM und TM konnten die Pflanzen nur wenig Substanz akkumulieren, ihr Wachstum war gering.

5.3.2 LED-Varianten/LS-Varianten im Vergleich

Die Pflanzen der LED-Varianten wiesen eine erhöhte Quantenausbeute bei der PAM II-Messung auf und grenzten sich diesbezüglich von den Leuchtstoffvarianten ab. Unter der gegebenen Lichtsituation arbeitete das PSII effektiver. Dies ist sowohl für die Pflanzen im Manipulationsraum, als auch für den Standort Abstellraum gültig. Der Vegetationspunkt der LED-Varianten lag im Gegensatz zu den LS-Varianten höher. Das FM/TM-Verhältnis war undifferenziert. Die Blätter der Leuchtstoffvarianten waren dünner als die der LEDvarianten. Die Schattenblattbildung war daher bei den Versuchspflanzen der Leuchtstoffvarianten stärker ausgeprägt. Zu beachten ist die erhöhte FM an Blättern und Stängel der Variante LSh, die sich auch in der TM widerspiegelt. Die übrigen Parameter waren indifferent und lassen keine Aussagen über eine erhöhte Vitalität nach Beleuchtungstypen zu.

5.3.3 Pflanzenmöbel am Standort Abstellraum/Manipulationsraum

Der CO₂-Austausch der Variante LEDd ist dem der LSd-Variante ähnlich. Beide Varianten konnten ohne natürliches Licht weniger CO₂ akkumulieren als die Varianten im Manipulationsraum. Auch die Blattschattenflächen lag im Mittelfeld und war somit geringer als bei den Versuchspflanzen im Manipulationsraum. Der Durchmesser der Versuchspflanzen war größer, als der der LSd-Variante obwohl im Durchschnitt kleinere Blätter gebildet wurden. Betrachtet man die FM-Werte der Varianten, wiesen LEDd und LSd einen geringeren Wert bezogen auf die Blattmasse auf. Die Varianten im Manipulationsraum hatten eine höhere CO₂-Gasaustauschrate, die Trockenmasse war im Vergleich zu den Versuchspflanzen im Abstellraum nur gering gestiegen. Ein längerer Versuchszeitraum hätte einen deutlicheren Unterschied gezeigt. Vergleich man den TM/FM-Gehalt der LED- und LS-Varianten so ist dieser undifferenziert.

5.4 Bemerkungen für eine Folgearbeit

Im Laufe der Versuchsreihe und im Zuge der schriftlichen Ausarbeitung, wurde mir bewusst, dass dieser, anfangs noch simpel wirkende Versuchsaufbau viele methodische Fragen aufwirft. Für eventuelle Folgearbeiten müssten einige Faktoren mehr gewichtet werden als andere, nicht bzw. unvollständig untersuchte Parameter mittels spezieller Methodik ermittelt werden.

Faktoren wie der Spektralbereich des Leuchtmittels müssten genauer untersucht und in Hinblick auf die veränderten Gegebenheiten im Pflanzenmöbel (Reflexion, Transmission) erfasst werden. Nur wenn das genaue Lichtspektrum, sowie die Strahlungsintensität ermittelt werden, kann eine noch tiefer fundierte Diskussion geführt werden. Weitere Faktoren wie Temperaturänderungen oder Luft- und Wurzelraumtrockenheit müssten zusätzlich mit einfließen und genauer in Beziehung mit anderen Parametern gesetzt werden. Im Zuge der Zerstörungsmessung sollte der Aschegehalt ermittelt werden.

Im Versuchsverlauf konnten morphologische Veränderungen der Blätter festgestellt werden. Für weitere Versuche sollte diese detaillierter analysiert werden. So könnten die Versuchspflanzen der verschiedenen Varianten besser bewertet werden. Der Unterschied bzw. die Abstufungen zwischen Sonnen- und Schattenblätter können mit einfacher Methodik ausgearbeitet werden. Beispielsweise wären Untersuchungen zur Mesophyll-, Palisadenschicht- und Stomatadichte, Chloroplastenzahl pro Blattfläche, allgemeine Chloroplastenmerkmale (Chlorophyll a-b-gehalte, Thylakoide per Granum, Chloroplastengröße,...) sowie Funktionsmerkmale zu erwägen. Dies würde eine exaktere Aussage über den Entwicklungszustand der verschiedenen Varianten zulassen.

Es waren noch keine Fluoreszenzinduktionskurven vorgesehen. Dies hätte zu anschaulicheren Ergebnissen geführt. Die PAM II-Messung sollte nochmals mit Hinsicht auf den ETR Parameter (relative Rate des Elektronentransportes) gemessen und untersucht werden.

Für Folgeversuche sollten Sättigungs- und Optimumverläufe bezüglich CO₂-Austausch und PAR erstellt werden. Diese erlauben eine direkte Ermittlung der photosynthetischen Leistungsfähigkeit des Mesophylls und geben Aufschluss über die Empfindlichkeit gegenüber Unter- und Überdosierung von Außenfaktoren. Würde man am gleichen Blatt auch die CO₂-Abhängigkeit der Assimilation bei Lichtsättigung messen, wäre das gesamte potenzielle Leistungsvermögen des Photosyntheseapparates erfasst (WILLERT, 1995).

Wie für Versuche unter kontrollierten Bedingungen typisch ergaben sich problematische Faktoren. Dazu zählt die Verwendung von Kulturtöpfen mit möglichen Effekten auf und Einschränkung des Wurzelraumes. Dies müsste bei Folgearbeiten ebenfalls berücksichtigt werden.

Weiters sollten unterschiedlichen Pflanzengattungen/arten auf ihre Eignung untersucht werden. Die Untersuchungen wurden im Zuge einer Masterarbeit mit einem begrenzten Zeitbudget vorgenommen. Von Bedeutung wären jedoch vor Allem Untersuchungen über einen längeren Zeitraum. Diese, teils komplexen Ansätze werfen wahrscheinlich viele methodische und statistische Probleme auf, wären aber eine gute Möglichkeit um das System Pflanze-Möbel besser klassifizieren zu können.

5.5 Zukunftsvision

Das visionäre Ziel der Masterarbeit ist die Entwicklung und Herstellung eines nachhaltig begrüntem Möbelstückes für den Innenraum.

Der in der vorliegenden Arbeit beschriebene Versuchsaufbau stellt einen Prototyp dar. Für eine Realisierung müssten die Dimensionen des Pflanzenraumes sowie das Design diskutiert werden. Als Endergebnis sollen Pflanzenmodule produziert werden, die zusammen mit funktionalen Möbelmodulen frei kombinierbar sind und beispielsweise als Aufbewahrungsregal oder Raumteiler agieren.

Bezug nehmend auf die FLL-Richtlinie ist das Pflanzenmöbel für eine Nutzungsdauer von zehn Jahren ausgerichtet. Die Beleuchtung müsste jedoch nach Ablauf der angegebenen Brennstunden erneuert werden. Die Pflanzgefäße sind herausnehmbar, somit können Umgestaltungen unkompliziert vorgenommen werden. Da die Gefäße aus durchsichtigem Material gefertigt sind, ist auch die Kontrolle des Wasserstandes problemlos möglich.

Das Pflanzenmöbel soll sowohl Gärtnereien und Fachbetrieben für Innenraumbegrünung, als auch Möbeltischlern eine Erweiterung ihres Sortiments bieten.

6. Zusammenfassung

Ziel dieser Arbeit war zu untersuchen, ob Zimmerpflanzen nachhaltig in ein Möbelstück integriert werden können. Hauptaugenmerk wurde auf die ökophysiologischen Reaktionen der Versuchspflanze *Dieffenbachia compacta* auf verschiedene Beleuchtungsmittel bzw. -situationen gelegt. Es wurden acht verschiedene Versuchsvarianten an drei Standorten untersucht. Fünf der Varianten befanden sich im zu untersuchenden Versuchsaufbau Pflanzenmöbel, das je nach Variante mit LEDs oder einer Leuchtstoffröhre als künstliche Beleuchtung ausgestattet wurde. Die übrigen Versuchspflanzen dienten als Kontroll- und Vergleichsvarianten. Die Effekte der verschiedenen Umweltstressoren wurden im Vergleich der Varianten untereinander analysiert. Der Versuchsverlauf erstreckte sich über 12 Wochen. So fließen die Auswirkungen der Akklimatisation in den Versuchsverlauf mit ein. Ziel war, die für die Versuchspflanze beste Variante zu ermitteln. Die Pflanzen sollten vital erhalten sein und ihren natürlichen Habitus beibehalten. Da der Raum für die Pflanze limitiert ist, wäre ein übermäßiges Wachstum ebenso unerwünscht wie der Abbau an pflanzlicher Substanz.

Untersucht wurden die relative Quantenausbeute am dunkel adaptierten Sample sowie direkt vor Ort unter den gegebenen Umweltfaktoren, der CO₂-Gaswechsel, die Blattschattenflächenentwicklung und weitere morphologische Parameter.

Bezogen auf die unterschiedlichen Standorte entwickelten sich die Versuchspflanzen im Pflanzenmöbel unter normalen Zimmerbedingungen besser als in einem dunklen Raum ohne natürlichem Licht. Bezogen auf die Kontrollvariante H (Versuchspflanzen unter normalen Zimmerbedingungen ohne künstliche Beleuchtung) konnten die Pflanzen im Möbel mehr CO₂ akkumulieren und mehr Frisch- und Trockenmasse aufbauen. Der größte Massezuwachs wurde bei den Versuchspflanzen der Variante LSh (Pflanzenmöbel mit Leuchtstoffbeleuchtung) gemessen. Die LED-Varianten zeigten wiederum eine höhere Quantenausbeute und somit ein effizienter arbeitendes PSII als die Leuchtstoff-Varianten bei gleicher Temperatur und annähernd gleichen Strahlungsintensitäten.

Mit den untersuchten Parametern konnte nicht eindeutig geklärt werden, welches Beleuchtungsmittel sich besser für ein Pflanzenmöbel eignet. Bei einigen Auswertungen waren (statistisch nicht signifikante) Trends erkennbar. Um spezifischere Aussagen treffen zu können müssten die ökophysiologischen Reaktionen der Versuchspflanzen über einen längeren Zeitraum und in Hinblick auf weitere Faktoren (vgl. Punkt 5.4) untersucht werden.

Das Thema künstliche Beleuchtung in der Innenraumbegrünung (insbesondere auf den begrenzten Raum eines Möbelstücks bezogen) ist wenig dokumentiert, der Forschungsbedarf für anwendungsfähige Modelle daher besonders gegeben.

7. Verzeichnisse

7.1 Literaturverzeichnis

- ANDERSON, J. M. (2000): **Strategies of photosynthetic adaptations and acclimation**. Aus **Probing Photosynthesis – mechanisms, regulation and adaptation**. Taylor & Francis, London: 285f.
- FLL Richtlinie für die Planung, Ausführung und Pflege von Innenraumbegrünungen (2002): **Innenraumbegrünungsrichtlinie**. Forschungsgesellschaft Landschaftsentwicklung Landschaftsbau e.V., Bonn: 9-11, 17ff, 54, 62, Anhang Nr. 1.
- FOLTA, K. M., CHILDERS, K. S. (2008): **Light as a Growth Regulator: Controlling Plant Biology with Narrow-bandwidth Solid-state Lighting Systems**. HortScience Vol. 43(7): 1957-1962.
- HALL, D.O. (1993): **Photosynthesis and production in a changing environment – a field and laboratory manual**. Chapman & Hall, London.
- HELD, A. (2004): **Prüfungstrainer Biologie der Pflanze**. Spektrum Verlag, München: 166f.
- HORN, W. (1996): **Zierpflanzenbau**. Blackwell Wissenschaftsverlag, Wien: 53, 100f, 139.
- JANSEN, D. (1991): **Licht und Pflanze – Lampen und Leuchten für die Pflanzenbelichtung im privaten und gewerblichen Bereich**. KTBL Arbeitsblatt, Nr. 0666.
- (1992) **Leben mit Pflanzen und künstlichem Wachstumslicht**. Gartenbaumagazin 1/2, 1992.
- (1994) **Künstliches Licht zur Innenraumbegrünung**. Gärtnerpost 25, 1994.
- KRAUSE, G.H. & SOMERSALO (1989): **Fluorescence as a tool in photosynthesis research: application in studies of photoinhibition, cold acclimation and freezing stress**. Phil. Trans. R. Soc., London: 281-293.
- KRAUSE, G.H. & WEIS, E. (1991): **Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: the basics**. Plant Mol. Biol 42: 313-349.
- LARCHER, W. (1994): **Ökophysiologie der Pflanze**. 5.Auflage, UTB, Stuttgart: 47f, 71f, 81 – 94, 255-264.
- MANAKER, G. H.(1997): **Interior Landscapes – Installation, Maintenance and Management**, 3. Edition, Prentice Hall, New Jersey: 35.

- MASSA; KIM; WHEELER; MITCHELL (2008): **Plant Productivity in Response to LED Lighting**. HortScience Vol. 43(7): 1951-1955.
- McCINNAUGHAY, K.D.M.; BERNTSON, G.M.; BAZZAZ, F.A. (1993): **Limitations to CO₂-induced growth enhancement in pot studies**. Oecologia 94: 550 - 557.
- MORROW, R. C. (2008): **LED Lighting in Horticulture**. HortScience Vol. 43(7): 1947-1951.
- RAVEN, P. H; EVERT, R. F.; CURTIS, H.(1987): **Biologie der Pflanze**. 2. verbesserte Auflage, Walter de Gruyter, Berlin: 619.
- RENNENBERGER, H. (1996): Klimafaktoren und Klimaveränderungen: Übersicht. In: Brunold, CH: **Stress bei Pflanzen**. UTB, Stuttgart: 37-48.
- RÜCKER, K. (1998): **Die Pflanzen im Haus**. 2. Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart: 25.
- SCHUBERT, M.; HERWIG, R. (1974): **Wohnen mit Blumen** – Das große farbige Zimmerpflanzenbuch. BLV Verlagsgesellschaft, München: 9ff.
- SCHULZE, E.; BECK, E.; MÜLLER-HOHENSTEIN, K. (2002): **Pflanzenökologie**. Spektrum Verlag, Berlin: 33.
- STRASSER, R.J.; SRIVASTAVA, A.; GOVINDJEE (1995): **Polyphasic chlorophyll a fluorescence transient in plants and cyanobacteria**. Photochemistry and Photobiology 61, 32-42.
- STRASSER, R.J.; SRIVASTAVA, A.; TSIMILLI-MICHAEL, M.(2000): **The fluorescence transient as a tool to characterize and screen photosynthetic samples**. Aus **Probing Photosynthesis – mechanisms, regulation and adaptation**. Taylor & Francis, London: 445f.
- VAN KOOTEN, O. (1999): **Applications of Chlorophyll Fluorescence Techniques in Postharvest Physiology**. Horticultural Reviews, Volume 23, John Wiley & Sons.
- VDI-Richtlinie 6011 (2006): **Optimierung von Tageslichtnutzung und künstlicher Beleuchtung – Dachoberlichter**. VDI-Gesellschaft Bauen und Gebäudetechnik, Düsseldorf.
- VETH, R. (1998): **Handbuch Innenraumbegrünung**. 1.Auflage, Thalacker Medien, Braunschweig: 19, 133f, Tab. 21,22, 153f, 157.
- VOLM, C. (2002): **Innenraumbegrünung** in Theorie und Praxis. 1. Auflage, Ulmer, Stuttgart: 28f.

WALZ, H. GmbH (1996): **Photosynthesis Yield Analyzer MINI-PAM Portable Chlorophyll Fluorometer – Handbook of Operation**. 1. Edition, Heinz Walz GmbH, Effeltrich: 12ff, 56-59, 63f.

WILLERT, D. J. von; MATYSSEK, R.; HERPPICH, W. (1995): **Experimentelle Pflanzenökologie – Grundlagen und Anwendungen**. Georg Thieme Verlag, Stuttgart: 5, 158ff, 194, 207ff.

Weiterführende, nicht zitierte Literatur:

BOURGET, M. C. (2008): **An Introduction to Light-emitting Diodes**.

HortScience Vol. 43(7): 1944-1956.

BRAUER, M. (2002): **Behaglichkeit für Mensch und Pflanze**. Taspo Magazin, Februar 2002.

DeELL; VAN KOOTEN; PRANGE; MURR (1999): **Applications of Chlorophyll Fluorescence Techniques in Postharvest Physiology**. Horticultural Reviews Vol. 23: 69-107.

HOFFMANN, S. (2000): **Einflüsse von atmosphärischen Belastungen und Strahlung auf Photosynthese, Radikalabwehr und Ultrastruktur von Pflanzen in Einzel- und Mischkultur**. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München, Cuvillier Verlag Göttingen, München.

LUDOLPH, D. (1994): **Assimilationsbelichtung bei Grünpflanzen**. DEGA Kultrutechnik 39, 1994.

SEETHALER, W. (1995): **Pflanzen sind die Möbel der Seele**. aus DEGA Innenraumbegrünung 1995: 51-52.

WASSMANN, F. (1999): **Pflanzen im Raum - Geschichte und Zukunft**. Taspo Gartenbaumagazin, Juni 1999.

7.2 Verzeichnis der Abbildungen, Tabellen, Grafiken und Fotos

Sofern nicht anders angegeben: erstellt von KIRCHMAYER

Abb. 1: Konstruktionszeichnung des Versuchsaufbaus Möbelstück.

Abb. 2: Spektralbereich der Leuchtstoffröhre Nano Light, modifiziert übernommen von DENNERLE

Abb. 4: Darstellung der PAR-Verteilung der verschiedenen Varianten.

Foto 2-8: vergleichende Fotos der Varianten

Grafik 1: Darstellung der Quantenausbeute (F_v/F_m) der dunkel adaptierten Versuchspflanze.

Grafik 2: Vergleich von F_v/F_m zum Zeitpunkt der ersten und der letzten Messung bei den einzelnen Varianten.

Grafik 3: Verlauf der ersten CO_2 -Gaswechselformung der Varianten, Zeitraum 6.Mai bis 12.Mai.

Grafik 4: Verlauf der fünften CO_2 -Gaswechselformung der Varianten, Zeitraum 11.Juli bis 22.Juli.

Grafik 5-8: CO_2 -Austausch der Varianten zum beschriebenen Zeitraum.

Grafik 9: Entwicklung der Netto- CO_2 -Austauschrates über drei Messzeiträume.

Grafik 10: Zeitlicher Verlauf der Blattschattenfläche der einzelnen Varianten über den Versuchszeitraum.

Grafik 11: Prozentuelle Verteilung der Parameter Gesamthöhe, Vegetationspunkthöhe, Blattfläche und Durchmesser der verschiedenen Varianten.

Grafik 12: Verteilung grüner und gelber Blattspreiten bezogen auf die einzelnen Varianten.

Grafik 13: Zusammensetzung der Frischmasse bezogen auf Blätter und Stängel.

Grafik 14: Trockenmasse der Blätter und Stängel (=Gesamtpflanze) im Vergleich.

Grafik 15: Verhältnis Trockenmasse zu Frischmasse in Prozent.

Tabelle 1: Summen der gemessenen Strahlungspunkt

Tabelle 2: Umrechnungstabelle lx, $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ W/m² PAR und W/m², modifiziert übernommen nach McCree 1981 in JANSEN 2002.

Tabelle 3: Durchschnittliche relative Luftfeuchtigkeit in % bezogen auf die Standorte.

Tabelle 4: Morphologischer Vergleich Bezug nehmend auf Blatt- und Höhenzunahme nach subjektiver Einschätzung.

Tabelle 5: Durchschnittliche Blattfläche (Gesamtblattfläche/Anzahl der Blattspreiten).

Tabelle 6: Spezifische Blattfläche (cm^2/g) der Varianten bezogen auf die FM.

Tabelle 7: Blattflächenindices (dimensionslos) der Behandlungsvarianten von *Dieffenbachia compacta*.

Tabelle 8: Schädlingsbefall an den Versuchspflanzen pro Variante.

8. Anhang

8.1 Privater Vorversuch

Frage: Welche Beleuchtung erhält die Vitalität von Zimmerpflanzen im Versuchsaufbau Pflanzenmöbel

Holzbox mit brauner Beschichtung, Spanplatten

Maße: 302 x 51 x 32mm

Substrat: Seramis

Decke mit Alufolie ausgekleidet um bessere Lichtausbeute durch Reflexion zu erhalten

Box 1

Ausstattung:

Fadenlampe StarLicht Softlight Combi 35W Klasse II/IP 20 270 Lumen 2700 Kelvin

Energiesparklasse F

Maße: 302 x 51 x 32mm

Um den fehlenden Blauanteil der Fadenlampe auszugleichen:

Blaue Punktbeleuchtung Glühbirne 40W Philips R63 230V E27 ES 1000h

Fadenlampe im hinteren Bereich angebracht

Punktbeleuchtung von vorne

Box 2

Ausstattung:

Leuchtstoffröhre StarLicht Ultra-Slim 12W Klasse II/IP 20 550 Lumen 3400 Kelvin Economy 76% T4 = 60W 7000h

Energiesparklasse A

Maße: 427 x 45 x 21mm

Pflanzen

Zwergpfeffer *Peperomia*

Grünlilie *Chlorophytum comosum*

Die Boxen werden jeweils mit einem Zwergpfeffer sowie einer Grünlilie ausgestattet. Ein Zwergpfeffer befindet sich als Vergleichspflanze am Fenster (kurze direkte Sonneneinstrahlung am Vormittag, ansonst dunkle Lichtverhältnisse).

Verlauf

Beleuchtungsdauer 9 Std. von 9:00 bis 18:00 mit 2 vierminütigen Pausen um vermutliche Überhitzung zu vermeiden

Start des Versuchs 31.07.2007

Ab 14. August **erste Veränderungen** in Box 1. Blätter in Nähe der blauen Punktbeleuchtung beginnen zu welken. Vermutlich Wassermangel aufgrund der durch die Glühbirnen erhöhten Temperatur, folglich wurde öfter gegossen. Keine Veränderungen an der Grünlilie.

Am 14.10.2007 wurde die Belichtungszeit von neun auf 12 Stunden erweitert.



Abbildung 1: Box 1 Versuchsstart



Abbildung 2: Box 2 Versuchsstart



Abbildung 3: Peperomia 3 Versuchsstart (Vergleichspflanze)



Abbildung 4: Versuchsaufbau



Abbildung 5: Stand 14.10.2007 Box 1



Abbildung 6: Stand 14.10.2007 Box 2



Abbildung 7: Stand 14.10.2007 Kontrollpflanze



Abbildung 8: Versuchsende Stand 06.05.2008 Kontrollpflanze



Abbildung 9: Versuchsende Stand 06.05.2008 Box 1



Abbildung 10: Versuchsende Stand 06.05.2008 Box 2

Dieser Langzeitversuch zeigte, dass sich die Versuchspflanzenart *Peperomia* in der Pflanzenbox 1 (Leuchtstoffröhre) am besten entwickelte. Die Kontrollpflanze wies aufgrund der direkten Vormittageinstrahlung stark aufgehellte Blätter auf. Die geringe bzw. für die Pflanze nicht verwendbare Strahlung in der Pflanzenbox 2 führte zum Totalausfall. Die Versuchspflanzenart *Chlorophytum* erwies sich als sehr reaktionsträge. Es konnten keine neuen Blätter gebildet werden, der Habitus blieb jedoch einigermaßen unverändert.

8.2 H₂O-Test der Firma Hobby

pH-Wert:	ca. 8,4
GH-Wert (Härtegrad in °dGH):	über 21°
NO ₃ -Gehalt (in mg/l):	0
pH-Wert:	ca. 8,4
GH-Wert (Härtegrad in °dGH):	über 21°
NO ₃ -Gehalt (in mg/l):	0

8.3 Seramis Vitalnahrung für Grünpflanzen

Mineralischer Mehrnährstoffdünger für den Hobby- und Gartenbereich
NPK-Düngerlösung 1,8-1,0-2,3 mit Spurennährstoffen. Für die Anwendung im Gartenbau
1,8 % Gesamtstickstoff davon 1,1 % Nitratstickstoff
1,0 % P_2O_5 wasserlösliches Phosphat
2,3 % K_2O wasserlösliches Kaliumoxid
0,002 % Cu wasserlösliches Kupfer als Chelat von EDTA
0,02 % Fe wasserlösliches Eisen als Chelat von EDTA
0,01 % Mn wasserlösliches Mangan als Chelat von EDTA
0,001 % Mo wasserlösliches Molybdän
0,002 % Zn wasserlösliches Zink als Chelat von EDTA

8.4 Photosynthesemonitor Model PTM-48M

Systemdaten

Anzahl der Küvettenkanäle: 4

Küvettenmessfläche: 20cm²

Standartschlauchlänge: 6m

Luftstrommenge durch die Küvette: 0,8 bis 1,0l/min

CO₂ Konzentrationsmessbereich: 0 – 1000 ppm

Messbereich der Photosynthese (CO₂-Gaswechsel): -20 bis 20 $\mu\text{molCO}_2/\text{m}^2\text{s}^{-1}$

Messbereich der Transpiration: 0 bis 50 $\text{mgH}_2\text{O}/\text{m}^2\text{s}^{-1}$

Spannungsversorgung: 220/110/100 VAC wahlweise 50/60 Hz

Interface: RS232 und RS485

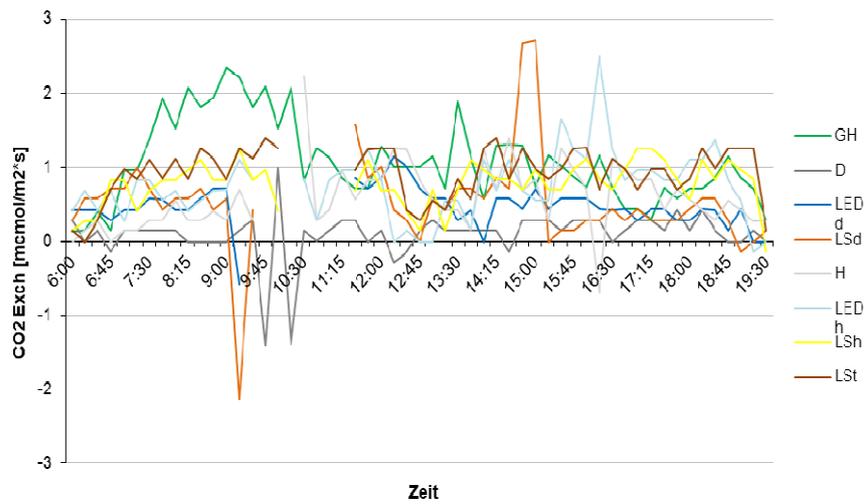
Terminal Emulator Software für Windows 98, 2000, ME und XP

Schutzklasse: IP51

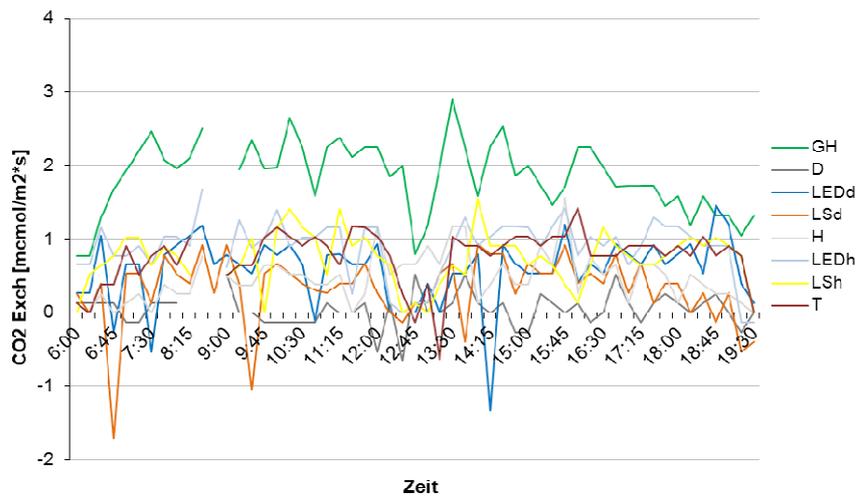
Beratung, Service und Vertrieb

Steinbeis Technologietransferzentrum Berlin, Prof. Dr. Uwe Schmidt, Laehrscher Jagdweg 41 – 14167 Berlin,
stz308@stw.de

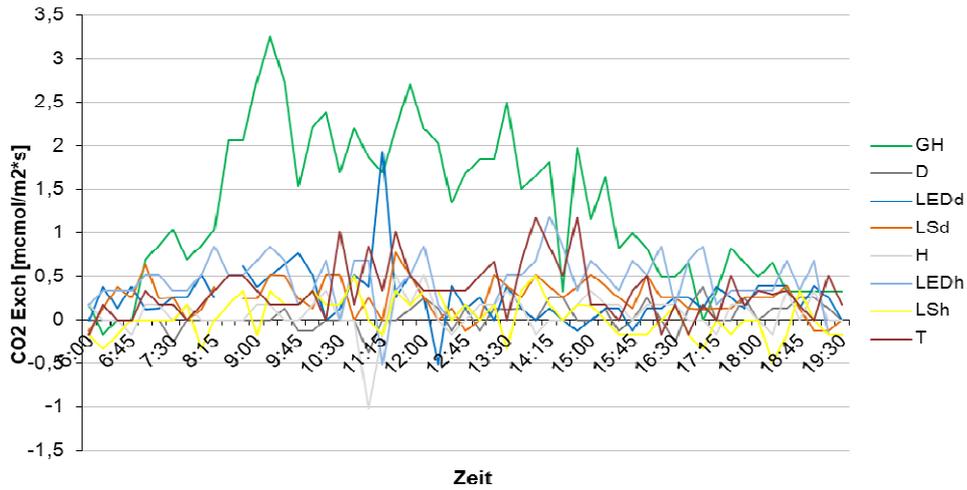
8.5 Verworfen/im Text nicht behandelte Messreihen



Verlauf der zweiten CO₂ Gaswechselfmessung der Varianten, Zeitraum 25.Mai bis 30.Mai. Dargestellt ist der Mittelwert aus jeweils zwei Pflanzen/Variante.

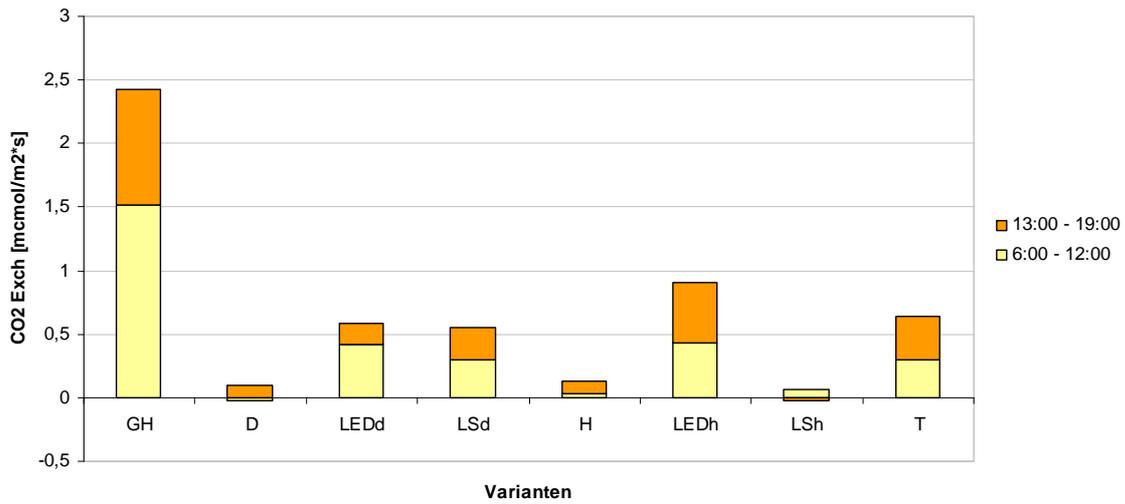


Verlauf der dritten CO₂ Gaswechselfmessung der Varianten, Zeitraum 2.Juni bis 10.Juni. Dargestellt ist der Mittelwert aus jeweils zwei Pflanzen/Variante.



Verlauf der vierten CO₂ Gaswechselformung der Varianten, Zeitraum 23.Juni bis 3.Juli. Dargestellt ist der Mittelwert aus jeweils zwei Pflanzen/Variante.

Zeitraum 23.Juni - 3.Juli



CO₂-Austausch der Varianten zum beschriebenen Zeitraum. Dargestellt sind die Mittelwerte aus vier Messungen/Variante.

8.6 Bildanalyse

29.04.2009 Varianten GH bis LSd



29.4.2009 Varianten H bis LSt



27.7.2009 Varianten GH bis LSd



27.7.2009 Varianten H bis LSt

