

Fakultät für Agrarwissenschaften

Institut für Pflanzenproduktion und Agrarökologie in den Tropen und
Subtropen

Fg. Wasserstress-Management bei Kulturpflanzen



Masterthesis

Umweltanforderungen an Wachstum und Entwicklung von
Plukenetia volubilis L.

Carmen Trujillo

Hohenheim, April 2014

Betreuer: Prof. Dr. Folkard Asch

Betreuer: Prof. Dr. Manfred Küppers

Eidesstattliche Erklärung

Hiermit erkläre ich, Carmen Trujillo

Matrikelnummer **528003**

dass die vorliegende, an diese Erklärung angefügte

Master-Arbeit

selbständig und ausschließlich unter Zuhilfenahme der im Literaturverzeichnis genannten Quellen angefertigt wurde und noch an keiner anderen Stelle vorgelegt wurde. Alle Stellen der Arbeit, die wörtlich oder sinngemäß aus Veröffentlichungen oder aus anderen fremden Mitteilungen entnommen wurden, sind als solche einzeln kenntlich gemacht.

Betreuende/r : Prof.Dr. Folkard Asch, Prof. Dr. Manfred Küppers

Thema der Arbeit : Umweltaforderungen an Wachstum und Entwicklung von *Plukenetia volubilis* L.

Semester : 5

Ich erkläre weiterhin, dass dem betreuenden Dozenten ein unverschlüsseltes digitales Textdokument (in einem der Formate doc, docx, odt, pdf, rtf) der Arbeit übermittelt wurde, das in Inhalt und Wortlaut ausnahmslos der gedruckten Ausfertigung entspricht. Mir ist bekannt, dass diese digitale Version anhand einer Analyse-Software auf Plagiate überprüft werden kann.

Carmen Trujillo

Stuttgart, den 02.04.2014

Danksagung

Mein Dank geht an alle Personen, die mich bei der Verwirklichung dieser Arbeit unterstützt haben.

Ein ganz besonderer Dank geht an Prof. Dr. Asch, der mir die Möglichkeit gegeben hat, an diesem interessanten Thema zu arbeiten und der mich während der Planung und Durchführung dieser Masterarbeit immer zur Seite gestanden ist.

Ich bedanke mich bei Prof. Dr. Manfred Küppers ganz herzlich dafür, dass er sich bereit erklärte, Zweitgutachter dieser Arbeit zu sein.

Julia Hartmann gebührt mein Dank für ihre Hilfe beim experimentellen Teil (Anbau und Messungen) und Sabine Stürz für das Begleiten beim Erstellen der Resultate und Graphiken sowie an beide für ihre zahlreichen Anmerkungen während der Fertigstellung des Manuskripts.

Ein großes Dankeschön geht auch an Alexander Geromont, der die Teamarbeit zu einer außergewöhnlich guten Erfahrung werden ließ.

Ich möchte mich auch bei Andres Gonzalez, Emil und Anelis Kaiser und Claudia Häußermann für die Korrekturen des schriftlichen Teils dieser Arbeit herzlich bedanken.

Nicht zuletzt bedanke ich mich bei meiner Familie, die während der ganzen Zeit dieser Masterarbeit für mich da war.

Inhaltsverzeichnis

Eidesstattliche Versicherung	I
Danksagung	II
Inhaltsverzeichnis	III
Abbildungsverzeichnis	IV
Tabellenverzeichnis	V
Abkürzungsverzeichnis	VI
1. Einleitung	1
1.1 Hintergrund	1
1.2 Zielsetzung der Arbeit	2
1.3 Stand des Wissens	3
1.3.1 Botanik	3
1.3.2 Taxonomie	4
1.3.3 Morphologie	5
1.3.4 Physiologie	6
1.3.5 Ökologie	7
1.3.6 Anbau	12
1.3.7 Chemischer Aufbau von <i>P. volubilis</i>	20
1.3.8 <i>P. volubilis</i> Anwendungen	24

2 Material und Methoden	26
2.1 Standort-und Klimabedingungen	26
2.2 Pflanzenmaterial	26
2.3 Keimung.....	27
2.4 Umpflanzen.....	28
2.5 Versuchsaufbau und Behandlungen.....	28
2.6 Messungen	31
2.7 Probenahme	32
2.8 Statistische Analyse.....	32
3 Ergebnisse	33
3.1 Keimung.....	33
3.2 Nicht-destruktive Messungen	33
3.2.1 Anzahl der Blätter.....	33
3.2.2 Anzahl der Verzweigungen	36
3.2.3 Hauptstängel Wachstum	39
3.3 Pflanzen nach der Ernte	42
3.3.1 Gesamtzahl der Blätter nach der Ernte.....	44
3.3.2 Gesamtzahl der Verzweigungen nach der Ernte	44
3.3.3 Blattfläche nach der Ernte	45
3.3.4 Höhe des Hauptstängels nach der Ernte	46
3.3.5 Blattbiomasse.....	47
3.3.6 Gesamtgewicht des Pflanzen.....	47
3.3.7 Spezifische Blattfläche (SBF)	48

3.3.8 Vergleich des Einflusses der Parameter Lichtintensität, Bodentyp und Nährstoffkonzentration auf Anzahl der Blätter, Anzahl der Verzweigungen und Wachstum des Hauptstängels	49
4 Diskussion	55
4.1 Gesamtzahl der Blätter	55
4.2 Gesamtzahl der Verzweigungen.....	56
4.3 Höhe des Hauptstängels	56
4.4 Blattfläche	57
4.5 Gesamtgewicht des Pflanzen	57
4.6 Blattbiomasse	58
4.7 Spezifische Blattfläche (SBF)	58
5 Schlussfolgerung	59
6 Zusammenfassung.....	60
7 Literaturverzeichnis	61

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: A: Pflanze; B :Samen; C: Blatt; D: Blumen; E: Frucht.....	6
Abbildung 2: Geographische Verbreitung von <i>P.volubilis</i> in Peru	9
Abbildung 3: Speiseöle im Vergleich. Omega-3: Alpha Linolensäure; Omega-6: Linolsäure; Omega-9: Ölsäure	24
Abbildung 4: <i>Plukenetia volubilis</i> Samen	26
Abbildung 5: A: <i>P. volubilis</i> in Keimungszeit, B: <i>P. volubilis</i> 3 Tage nach Keimung, C: <i>P. volubilis</i> 6 Tage nach Keimung.....	27
Abbildung 6: A: <i>P. volubilis</i> umgepflanzt; B: Bamboo Anbau	28
Abbildung 7: Versuchsaufbau zur Kombination der Wachstumsparameter....	30
Abbildung 8: A: <i>P. volubilis</i> unter Licht; B: <i>P. volubilis</i> unter Schatten	31
Abbildung 9: Anzahl der Blätter jeden 15. Tag, unter Boden Typ Parameter. A: Humus Substrat Behandlungen, B: Sand Substrat Behandlungen (Fehlerbalken= Standardfehler)	34
Abbildung 10: Anzahl der Verzweigungen jeden 15. Tag, unter Licht Intensität Parameter. A: Licht Behandlungen, B: Schatten Behandlungen (Fehlerbalken= Standardfehler).....	37
Abbildung 11: Hauptstängel Wachstum jeden 15. Tag, unter Boden Typ Parameter. A: Humus Substrat Behandlungen, B: Sand Substrat Behandlungen (Fehlerbalken= Standardfehler)	40
Abbildung 12: Pflanzen nach der Ernte. A: Anzahl der Blätter, B: Anzahl der Verzweigungen, C: Blatt Fläche, D: Hauptstängel Wachstum; E: Blatt Biomasse F: Blatt-Stängel Gewicht; G: Spezifische Blattfläche.....	42
Abbildung 13: A : Vergleich zwischen den Parametern Lichtintensität, Boden Typ und Nährstoffkonzentration. A: Anzahl der Blätter unter Licht und unter	

Beschattung; B: Anzahl der Blätter in Humussubstrat und in Sandsubstrat; C: Anzahl der Blätter in höherer Nährstoffkonzentration und in geringer Nährstoffkonzentration 50

Abbildung 14: Vergleich zwischen den Parametern Lichtintensität, Boden Typ und Nährstoffkonzentration. A: Anzahl der Verzweigungen unter Licht und unter Beschattung; B: Anzahl der Verzweigungen in Humussubstrat und in Sandsubstrat; C: Anzahl der Verzweigungen in höherer Nährstoffkonzentration und in geringer Nährstoffkonzentration 52

Abbildung 15: Vergleich zwischen den Parametern Lichtintensität, Boden Typ und Nährstoffkonzentration. A : Hauptstängel Wachstum unter Licht und unter Beschattung; B: Hauptstängel Wachstum in Humussubstrat und in Sandsubstrat; C: Hauptstängel Wachstum in höherer Nährstoffkonzentration und in geringer Nährstoffkonzentration 54

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Diagnostische Merkmale der peruanischen Arten <i>Plukenetia</i> (Dostert <i>et al.</i> , 2009).....	8
Tabelle 2: Chemische Zusammensetzung der Samen von <i>P. volubilis</i> und physikalisch-chemische Eigenschaften von Rohöls (Gutierrez <i>et al.</i> , 2011).....	20
Tabelle 3: Fettsäuren in <i>P. volubilis</i> und andere Ölpflanzen. (Hasen y Stoewesand, 1980; Manco, 2003).....	23
Tabelle 4: Menge der verwendeten Nährstoffe	29
Tabelle 5: Versuchsvarianten: L= Licht, O= Schatten; H= Humus, S= Sand; N+= Nährstoff plus, N- = Nährstoff minus; Nummer 1 bis 8 = Behandlung	30
Tabelle 6: Anzahl der Blätter jeden 15. Tage unter Boden Typ Parameter, mit Standardfehler.....	35
Tabelle 7: Anzahl der Verzweigungen jeden 15. Tage, unten Licht Intensität Parameter, mit Standardfehler	38
Tabelle 8: Hauptstängel Wachstum jeden 15. Tage, unter Boden Typ Parameter, mit Standardfehler	41
Tabelle 9: Gesamtzahl der Blätter nach der Ernte, Werte mit Standardfehler	44
Tabelle 10: Gesamtzahl der Verzweigungen nach der Ernte, Werte mit Standardfehler.....	45
Tabelle 11: Blattfläche nach der Ernte, Werte mit Standardfehler	46

Tabelle 12: Höhe des Hauptstängels nach der Ernte, Werte mit Standardfehler	46
Tabelle 13: Blattbiomasse nach Ernte, Werte mit Standardfehler	47
Tabelle 14: Gesamtgewicht des Pflanzen nach der Ernte, Werte mit Standardfehler	48
Tabelle 15: Spezifische Blattfläche (SBF), Werte mit Standardfehler	48

Abkürzungsverzeichnis

ALA	Alpha-Linolensäure
Abb.	Abbildung
ADHS	Aufmerksamkeits-Defizit-Störung mit Hyperaktivität
Bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
cm	Zentimeter
cm ²	Quadratcentimeter
° C	Grad Celsius
DHA	Docosahexaensäure
EPA	Eicosapentaensäure
FAO	Food and Agriculture Organization
g	Gramm
ha	Hektar
IIAP	Instituto de investigaciones de la amazonia peruana
l	Liter
LHN+	Licht, Humus, Nährstoff plus
LHN-	Licht, Humus, Nährstoff minus
LSN+	Licht, Sand, Nährstoff plus
LSN-	Licht, Sand, Nährstoff minus

MINAG	Ministerio de Agricultura
m	Meter
mg	Miligramm
mm	Milimeter
m ²	Quadratmeter
ml	Milliliter
NN	Normalnull
OHN+	Schatten, Humus, Nährstoff plus
OHN-	Schatten, Humus, Nährstoff minus
OSN+	Schatten, Sand, Nährstoff plus
OSN-	Schatten, Sand, Nährstoff minus
PBD	Peru Biodiverso
t	Tonne
WHO	World Health Organization
ω-9	Omega 9
ω-6	Omega 6
ω-3	Omega 3
z.B.	zum Beispiel
%	Prozent

Umwelt Wachstum und Entwicklung Anforderungen *Plukenetia volubilis* L.

1 Einleitung

1.1 Hintergrund

Plukenetia volubilis, auch Sacha Inchi, Inka-Erdnuss oder Berg-Erdnuss genannt, ist eine Pflanze aus der Familie Euphorbiaceae, die natürlich im Amazonas-Regenwald vorkommt oder an den Rändern der Sekundärwälder im Amazonasgebiet kultiviert wird. Das Verbreitungsgebiet von *P. volubilis* erstreckt sich von Mittelamerika nach Bolivien und Peru. In Peru ist *P. volubilis* weit in den Bereichen des Amazonas-Regenwaldes und Berg-Regenwaldes verbreitet (Mondragon, 2009). *P. volubilis* ist eine Pflanze, die von der einheimischen Bevölkerung des Amazonas-Regenwaldes zu Ernährungszwecken in Form von Mehl und Öl aus den Samen verwendet wird (Hamaker 1992).

P. volubilis ist eine interessante Art für wissenschaftliche Untersuchungen, da sie reich an Protein (ca. 28%) und Öl (ca. 49%) ist und im Vergleich zu anderen Ölen, wie Sonnenblumen-, Soja-, Erdnuss- und Palmöl, eine erhebliche Menge an ungesättigte Fettsäuren (Ölsäure, Linolsäure und Linolensäure) enthält (Gutierrez *et al.*, 2011). Diese Eigenschaften machen *P. volubilis* zu einer Pflanze mit großem Potenzial für die Verwendung in Lebensmitteln und Anwendungen im Bereich der Kosmetik und Medizin (Manco, 2006).

Trotz dieser wichtigen Merkmale haben sich die meisten bisherigen Forschungen auf Aspekte der chemischen Zusammensetzung des Samens konzentriert, wobei die Untersuchung des Pflanzenwachstums unter kontrollierten Umweltbedingungen vernachlässigt wurde.

Diese Arbeit beschreibt die Untersuchung von Wachstum und Entwicklung von *P. volubilis* unter variabler Lichtintensität, Nährstoffverfügbarkeit und Bodentypus unter kontrollierten Gewächshausbedingungen.

1.2 Zielsetzung der Arbeit

Im Rahmen dieser Masterarbeit soll bestimmt werden, unter welchen Umweltbedingungen *P. volubilis* am besten wächst und sich entwickelt. Deshalb werden die Pflanzen in verschiedenen abiotische Umweltbedingungen ausgesetzt.

Es wurden folgende Arbeitshypothesen aufgestellt:

Die Pflanze *P. volubilis* wird sowohl in Humus als auch in Sand wachsen. Da die Pflanze in fruchtbarem Regenwald beheimatet ist, wird sie am besten in Humus wachsen.

Die Pflanze *P. volubilis* wird in zwei Lichtintensitäten wachsen. Die Pflanze hat einen tropischen Ursprung und wird daher besser im Licht wachsen.

Die Pflanze *P. volubilis* wird unter zwei verschiedenen Raten der Nährstoffverfügbarkeit wachsen. Es wird angenommen, dass die Pflanzen bei hoher Nährstoffverfügbarkeit besser wachsen.

Zielsetzung

1. Bestimmung des Wachstums der Pflanzen unter verschiedenen Parametern: Lichtintensität, Bodentyp und Nährstoffkonzentration, in definierten Zeitabständen durch Zählen der Blätter und der Verzweigungen und durch Messung der Länge des Hauptstängels.

2. Evaluieren und Vergleichen von Gesamtgewicht des Pflanzen, Blattfläche, Blattbiomasse, Spezifischer Blattfläche, Gesamtzahl der Blätter, Gesamtzahl der Verzweigungen und Höhe des Hauptstängels unter den verschiedenen Behandlungen.

1.3 Stand des Wissens

1.3.1 Botanik

Plukenetia volubilis L. (Linneo, 1753) ist eine Ölf Frucht, die zu der Familie der Euphorbiaceae gehört. *P. volubilis* ist eine einjährige Pflanze. *P. volubilis* ist eine beliebte Zierpflanze, sie findet auch als Arzneimittel und in der Lebensmittelindustrie Anwendung (Dostert *et al.*, 2009). Das agro-industrielle Potential von *P. volubilis* beruht auf ihrem Nährwert, auf ihren Wirkstoffen für die Gesundheit und auf der Zusammensetzung seiner Öle (IIAP, 2009).

Die Gattung *Plukenetia* ist weltweit verbreitet, der Schwerpunkt ihres Verbreitungsgebietes liegt in Lateinamerika. Dort ist die Gattung von Zentralamerika bis Bolivien und Peru verbreitet (Mondragón, 2009). Das Hauptverbreitungsgebiet von *P. volubilis* befindet sich in Peru. Peru lässt sich grob in drei geografische Regionen einteilen: Zum Einen in die Andenregion, des Weiteren in die Amazonenregion und in die Küstenregion, *P. volubilis* findet sich in den Anden- und in den Amazonenregionen.

Bereits aus der prähispanischen Epoche Lateinamerika gibt es Berichte über den Anbau von *P. volubilis* durch die Chimu und Mochica Kulturen. Diese Kulturen nutzen die Früchte und Samen von *P. volubilis* als Nahrungsmittel. Es gibt sogar Studien, die annehmen, dass *P. volubilis* bereits vor mehr als 3.000 Jahren in der Caral Kultur im Norden von Peru in Lima angebaut wurde. Heutzutage wird *P. volubilis* von der indigenen Bevölkerung des Amazonas kultiviert und als Nahrungsmittel aber auch für medizinische Zwecke verwendet (Manco, 2003).

1.3.2 Taxonomie

Taxonomische Einordnung

Reich:	Plantae
Abteilung/Stamm:	Angiospermae
Klasse:	Dicotyledonea
Ordnung:	Euphorbiales
Familie:	Euphorbiaceae
Gattung:	Plukenetia
Art:	volubilis
Wissenschaftlicher Name:	<i>P. volubilis</i>
Gattungsname:	Sacha inchi, Mani del monte, Mani del inca, Inca Peanuts

Bei der Familie der Euphorbiaceae handelt es sich um eine große Familie der Blütenpflanzen. Viele Vertreter dieser Gattung sind kaktusähnlich. In der Familie Euphorbiaceae gibt es circa 1280 Gattungen und um die 8000 Arten. Das Hauptverbreitungsgebiet der Familie der Euphorbiaceae liegt in den Tropen, jedoch werden weltweit Vertreter dieser Familie gefunden, einige sogar in arktischen Regionen und in Bergregionen.

Viele Spezies bilden einen milchige Latex, welcher zu Hautirritationen führen kann. Für Rinder ist dieses Latex toxisch und kann zum Tod führen. Die bekanntesten Arten aus diese Familie sind *Jatropha* (*Jatropha curcas*), Rizinus (*Ricinus communis*) und Kautschukbäume (*Hevea brasiliensis*) (Manco, 2009).

Die Gattung *Plukenetia* gehört zur Familie der Euphorbiaceae und besteht aus 19 Arten. In Südamerika und Mittelamerika kommen 12 Arten vor. In Europa gibt es 7. Zur Identifizierung im Feld eignet sich am besten das Vorhandensein von auffälligen, abgerundeten oder elliptischen Drüsen an der Oberseite der Blätter (Juarez ,2007).

1.3.3 Morphologie

Die Pflanze *P. volubilis* (Abb.1A) ist eine windend, halb-verholzende Kletterpflanze mit einer Höhe bis 2 m, wenn sie auf Nutzpflanzen wächst, und unbestimmter Höhe (kann Bäume über 40 m abdecken) wenn sie wild wächst (Flores, 2009).

Die Samen (Abb. 1B) sind braun und oval geformt. Sie besitzen unregelmäßige dunkle Flecken. Wird der Same geöffnet, erscheinen die Keimblätter, die wie Mandeln mit einer weißen Schicht bedeckt sind. Je nach Ökotyp variiert der Durchmesser der Samen zwischen 1,3 und 2,1 cm und das Gewicht variiert von 48 g. bis 100 g. (Mondragón, 2009).

Die Blätter (Abb.1C) sind dunkelgrün gefärbt und besitzen eine elliptisch ovale Form. Die Blätter sind gefiedert, 10 bis 16 cm lang und 8 bis 10 cm breit. Die Blattstiele besitzen eine Länge von 2 bis 6 cm (Mondragón, 2009). Der Scheitel ist spitz und die Basis ist flach und halb nierenförmig. Die Blätter sind gegenständig, die Kante ist gekerbt oder fein gezahnt. Am Ende des Stiels an der Blattbasis befinden sich zwei glanduläre Drüsen, welche ein Drüsensekret abgeben (Dostert, 2009).

Die Blüten (Abb.1D) sind Hermaphrodit. Männliche Blüten sind klein und zu Trauben angeordnet, an der Basis der Traube befinden sich seitlich ein oder zwei weibliche Blüten. Der Blütenstand (traubenförmig), ist länglich (zwischen 5-18 cm lang); (Manco, 2006).

Bei den Früchten handelt es sich um Kapseln (Abb.1E) mit einem Durchmesser von 3,5 bis 4,5 cm. Die Kapsel gliedert sich in vier Kammern. In jeder Kammer befindet sich ein Same. Außerdem gibt es einige Exemplare mit 5, 6 oder 7 Kammern (und Samen). Diese ungewöhnlich großen Exemplare stammen meist aus Anbaugebieten (Dostert, 2009).

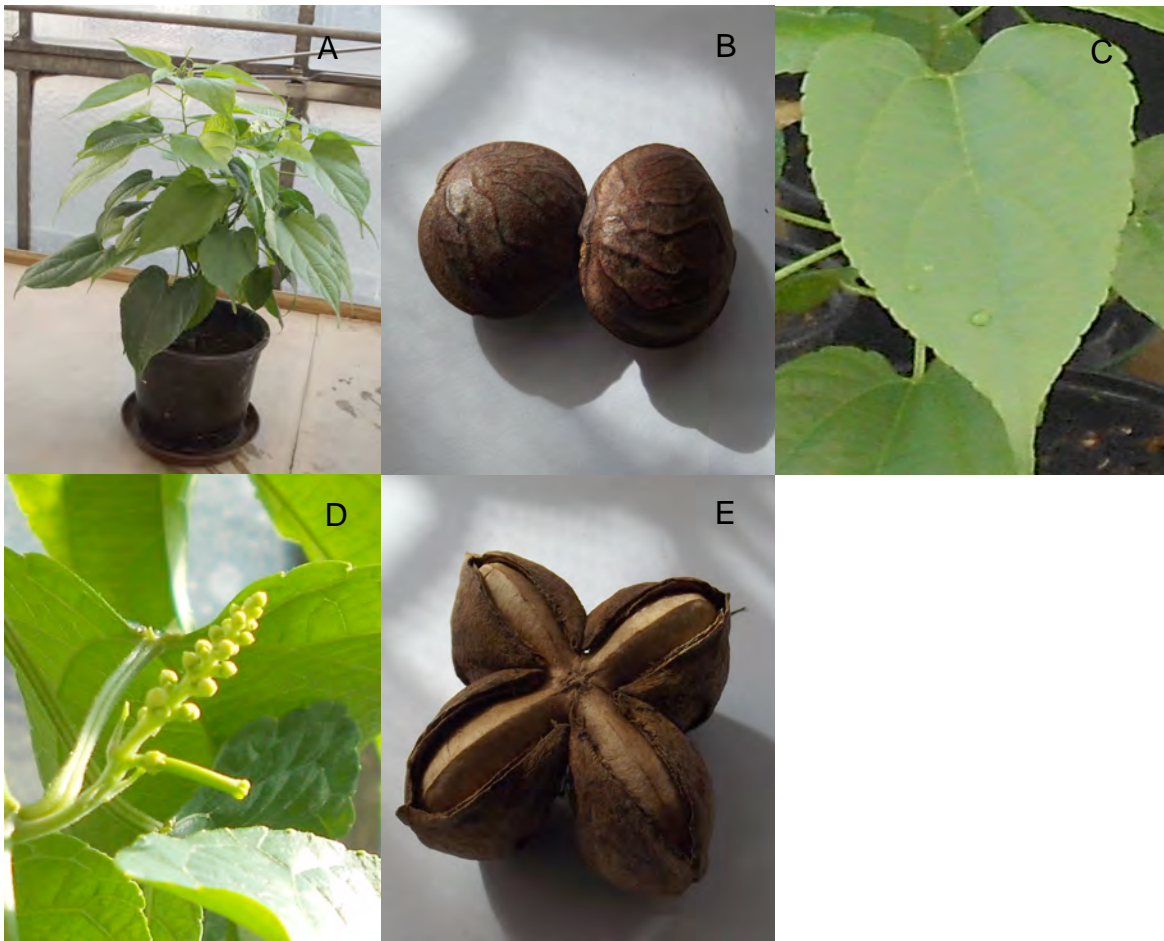


Abbildung 1: A: Pflanze; B :Samen; C: Blatt; D: Blumen; E: Frucht.

1.3.4 Physiologie

Bei ausreichend Feuchtigkeit, allerdings sollte Staunässe vermieden werden, kann die Keimung etwa zwei Wochen nach der Aussaat beginnen. Das erste Blattpaar erscheint nach circa 16 bis 20 Tagen, das zweite Paar nach 28 bis 42 Tagen und das dritte nach 45 bis 59 Tagen. Die erste Kletterranke ist nach 20 bis 41 Tagen nach der Aussaat vorhanden (Manco, 2003). Die Blütenphase beginnt 86 bis 139 Tage nach dem Umtopfen, wobei sich die männlichen Blütenanlagen vor den weiblichen Blütenanlagen ausbilden. Die Dauer der Blütenphase beträgt 7 bis 19 Tage (Arévalo, 1999). Danach reifen die Früchte heran. Während der Reifephase ändern diese ihre Farbe. Zunächst sind sie grün, dann färben sie sich schwarz und nach 202 bis 249 Tagen kommt schließlich die dunkelbraune Färbung der reifen Früchte zum Vorschein. Die Früchte werden ca. 7 Monate nach der

Keimung geerntet (IIAP, 2009). Eine Besonderheit der Fruchtbildung ist die sogenannte „Milchreife“, in dieser Phase ist *P. volubilis* sehr attraktiv für saugende Insekten (Arévalo, 1999).

1.3.5 Ökologie

Ökotypen: *P. stipellata* ist die am nächsten verwandte Spezies von *P. volubilis*. *P. stipellata* unterscheidet sich von *P. volubilis* in folgenden Merkmalen: Zunächst besitzt *P. stipellata* an der Basis jeden Blattes zwei kleine Nebenblätter. Des Weiteren gibt es Unterschiede in der Größe und der Form des Stiels, hierbei besitzt *P. stipellata* größere Stiele. Außerdem besitzt *P. stipellata* fünf statt sechs Kelchblätter. *P. stipellata* ist nur in Mittelamerika verbreitet (Dostert *et al.*, 2009).

In Peru kommen außer *P. volubilis*, noch drei andere Spezies der Gattung Plukenetia vor: *P. polyandenia* Muell. , *P. lorentensis* Ule und *P. brachybotrya* Muell.

Es könnte sein, dass *P. volubilis* näher mit *P. polyandenia* verwandt ist als bisher angenommen. Dostert und Mitarbeiter vermuten, dass es sich um einen Artkomplex handelt und schlugen deshalb vor, die beiden Arten in der Artengruppe *Cylindrophora* zusammen zu fassen (Dostert *et al.*, 2009). Außer in der Größe der Kapsel, unterscheiden sind auch die Form der Blattbasis, die Staminodien und die Spaltenlänge.

Tabelle 1: Diagnostische Merkmale der peruanischen Arten Plukenetia. (Dostert *et al.*, 2009).

Charakter	<i>P. volubilis</i>	<i>P. polyandena</i>	<i>P. lorentensis</i>	<i>P. brachybotrya</i>
Artengruppe	Cylindrophora		Euplukenetia	
Blattdrüsen	Eine Drüse an der Spitze des Blattstiels	Eine Drüse an der Spitze des Blattstiels	Mindestens eine Drüse an der Spitze des Blattstiels	Mindestens eine Drüse an der Spitze des Blattstiels
Spalte	teilweise oder vollständig verwachsen (15-30 mm Länge)	teilweise verwachsen (3-7 mm Länge)	verwachsen, schlank, zylindrischen (2-4 mm Länge)	verwachsen, kompakt, kugelförmig
Staubblätter	16-30 mit konischen Filamenten (0,5 mm Länge)	Mit länglichen Filamente (2-3 mm Länge)	Sessil (15-25 mm Länge)	Sessil (15-25 mm Länge)
Frucht (Kapsel)	Durchmesser: 2,5-6 cm	Durchmesser: 6-11 cm	–	–
Blattbasis	herzförmig	abgerundet oder stumpf	–	–
Staminodien	Kugelig	länglich ellipsoide	–	–

Habitat: Die natürlichen Habitate von *P. volubilis* sind die Grenzregionen zum tropischen Regenwald oder das Tiefland bis zu einer Höhe von 900 m NN. Allgemein gibt es eine geringe Anzahl von natürlichen Populationen und ihr Vorkommen ist sehr variabel. Nicht-kultivierte Pflanzen lassen sich an den Rändern der sekundären Wälder und Hecken finden, außerdem kommen sie als Unkraut in Bananen und Dauerkulturen vor (Dostert *et al.*, 2009).

Geographische Verbreitung: Spezies der Gattung *Plukenetia* konnten bisher in Malaysia, Neu-Guinea, Borneo und Mexiko registriert werden. Das Verbreitungsgebiet dieser Gattung erstreckt sich von Suriname (Kleine Antillen) und dem Nordwesten des Amazonas Beckens in Venezuela und Kolumbien, über Ecuador, Peru, Bolivien und Brasilien. Das Verbreitungsgebiet von *P. volubilis* in Peru erstreckt sich von den Regionen Cuzco, Junín, Loreto, Pasco, Huanuco, San Martin bis zu Madre de Dios (Mondragón, 2009; Gillespie,1993) (Abb.2).



Abbildung 2: Geographische Verbreitung von *P.volubilis* in Peru. (Contentmapas.didactalia.net 2014)

P. volubilis kann verschiedenen Umweltbedingungen wie zum Beispiel Temperatur, relativer Luftfeuchtigkeit, Licht, Wasserverfügbarkeit, Höhenlage und Bodenbedingen ausgesetzt sein.

Im Folgenden wird auf die Anforderungen von *P. volubilis* an diese Umweltbedingungen eingegangen:

a) Temperatur: für die Entwicklung von *P. volubilis* sind Temperaturen im Bereich von 22 °C bis 32 °C optimal. Jedoch gelingt es *P. volubilis* auch, sich außerhalb ihres Temperaturoptimums zu entwickeln, zum Beispiel im peruanischen Amazonas, welcher sich in die zwei Regionen Amazonas-Regenwald und Berg-Regenwald unterteilt. Die Temperaturen des Amazonas-Regenwaldes („Selva baja“) liegen im Durchschnitt bei 26 °C. Im Berg-Regenwald („Selva alta“) liegt die Durchschnittstemperatur bei 22 °C. Interessanterweise wurden für das Alto Mayo Gebiet (Region im Berg-Regenwald von San Martin, Peru) sehr viel niedrigere Temperaturen (bis 10 °C) gemessen, unter diesen Bedingungen wuchs *P. volubilis* ohne Probleme. Allerdings kann bei Temperaturen oberhalb des Optimums ein Abwurf von Blüten und kleinen Samen festgestellt werden, des Weiteren begünstigen hohe Temperaturen die Reproduktion von Nematoden, wodurch die Wahrscheinlichkeit einer Infektion erhöht wird (Dostert *et al.*, 2009).

b) Relative Luftfeuchtigkeit: Das Optimum der relativen Luftfeuchtigkeit für das Wachstum von *P. volubilis* liegt bei 78%, wobei die optimale Temperatur 26°C beträgt. Eine hohe Luftfeuchtigkeit führt zwar zu einer guten Entwicklung von *P. volubilis*, allerdings steigt dabei auch das Risiko für verschiedene Krankheiten, wie zum Beispiel Pilzinfektionen, an (Mondragon, 2009).

c) Lichtbedarf: Licht ist ein wichtiger ökologisches Faktor für *P. volubilis*, je mehr Licht die Pflanzen bekommt, desto besser ist die Entwicklung von Knospen, Blüten und Früchten. Wenn es nur wenig Licht gibt, brauchen die Pflanzen länger, um ihr Wachstum zu vollenden. Zu viel Schatten während der Entwicklung von *P. volubilis* führt zur Abnahme der Blütenanzahl und zu einer verringerten Ernte (Semino *et al.*, 2008; Cai, 2011).

d) Wasserbedarf: *P. volubilis* benötigt eine permanente Wasserquelle um kontinuierlich zu wachsen. Optimal für *P. volubilis* ist gleichmäßiger Regen über den gesamten Entwicklungszeitraum mit etwa 750-2800 mm Niederschlag pro

Jahr. In Monaten der Dürre ist eine Bewässerung dringend erforderlich, da lange Dürreperioden oder niedrige Temperaturen zu einem langsamen und vermindertem Wachstum führen. Andererseits ist auch überschüssiges Wasser problematisch, da es die Wahrscheinlichkeit erhöht, dass die Pflanzen mit Krankheiten (Nematoden, Pilze) infiziert werden. Für eine gute Entwicklung von *P. volubilis* werden Gebiete mit einer ausreichenden Drainage ohne überschüssiges Wasser sowohl an der Oberfläche als auch in tieferen Bodenschichten benötigt (IIAP, 2009).

e) Höhe: *P. volubilis* wächst in Regionen deren Höhe zwischen 80-100 Meter über NN variiert und auch im Hochwald bis 1700-2000 Meter über NN, aber die optimal Höhe liegt bei 900 Meter über NN (Manco, 2006). Verschiedene Studien in unterschiedlichen Höhenlagen in Peru zeigen, dass *P. volubilis* durchaus fähig ist, in verschiedenen Höhenlagen zurecht zu kommen. Zum Beispiel wächst *P. volubilis* in der Versuchsstation El Porvenir von Tarapoto in einer Höhe von 232 Meter über NN. Wohingegen sie in Calzada in einer Höhe von 860 Meter über NN wächst. Auch in hohen Lagen gibt *P. volubilis*, zum Beispiel in Regionen des Alto Mayos mit einer Höhe von 1200 Meter über NN (Juarez, 2007; IIAP, 2009).

f) Boden: *P. volubilis* kann sich in verschiedenen Bodentypen entwickeln, welche einen pH Wert zwischen 4,5 und 6,5 besitzen. Optimal geeignet ist Humus, wohingegen sehr sandige oder sehr lehmige Böden weniger geeignet sind. Normalerweise benötigt *P. volubilis* wenig Nährstoffe. In der Region von San Martín wächst *P. volubilis* in den sogenannten "shapumbales", dies sind Zonen mit dichtem Farnbewuchs der Spezies *Pteridium aquilinum*; ("shapumba" = Gattungsname). In einer weiteren Zone von San Martín wächst *P. volubilis* in Böden, in denen das Gras *Imperata brasiliensis* ("cashucshales" = Gattungsname) dominiert. Der Vorteil von *P. volubilis* in Böden mit einem Vorkommen von *I. brasiliensis* zu wachsen, besteht darin, dass *I. brasiliensis* als Drainage wirkt und was eine gute Belüftung von *P. volubilis* ermöglicht, da Staunässe sowohl an der Oberfläche als auch in der Tiefe vermieden wird. Diese Zonen besitzen zwar eine ebene Topographie, aber auch spezielle chemische Eigenschaften wie zum Beispiel einen starken Säuregrad (pH 3,5 bis 4,5), einen hohen Gehalt an organischer Substanz (5-8%) und häufiges Vorkommen von Aluminium-Toxizität

(> 70%). Nicht desto trotz besitzen diese Regionen ein hohes Potenzial als mögliche Anbaufläche von *P. volubilis* (Juarez, 2007; Mondragón, 2009).

1.3.6 Anbau

Die Kultivierung von *P. volubilis* kann mit einem geringen technischen Aufwand erfolgen. Eine mechanische Bodenbearbeitung ist nicht nötig. Jedoch müssen die Pflanzen von Hand in das Feld gesetzt werden und es sollte regelmäßige Unkrautbekämpfung betrieben werden. Anforderungen an die Bodenqualität sind eine mittlere bis hohe Fruchtbarkeit, gute Drainage und eine gewisse Tiefe. Der Anbau von *P. volubilis* ist in Böden mit Erosion sehr empfehlenswert, da sich der Anbau von *P. volubilis* als gute Möglichkeit eignet, um diese Regionen vor Erosion zu schützen, die Entwaldung zu reduzieren und zur ökologischen Erhaltung der Umwelt beizutragen. Der Anbau von *P. volubilis* könnte sich auch in sekundären Wäldern (sogenannte "purmas") etablieren, zum Beispiel nach dem Anbau von Mais, Bananen, Baumwolle, Yucca, Kaffee oder Kakao. Reste dieser Anbaupflanzen (Mais, Bananen, etc.) können von den Landwirten als Deckschicht für *P. volubilis* genutzt werden, dadurch reduziert sich das Unkrautwachstum und der Boden wird nährstoffreicher (Alvarez *et al.*, 2007; IIAP, 2009).

Für den Anbau sind verschiedene Arbeitsschritte nötig: Ackerfläche vorbereiten, Unkrautbekämpfung, Aussaat, Einpflanzen im Feld, Bewässerung, Düngung, Rebschnitt, Ernte, Trocknen, Assoziierung mit anderen Kulturpflanzen und Schädlings-Kontrolle.

a) Ackerfläche: Die Vorbereitung der Ackerfläche ist ein wichtiger Schritt im Anbau von *P. volubilis*. Hierfür ist es nötig, die kleine und mittlere Vegetation zu entfernen, die Reste dieser Vegetation können als Düngemittel benutzt werden, die zusätzlich den Boden bedecken und schützen. Es wird nicht empfohlen die Vegetation zu verbrennen, da sich so die Bodenqualität verschlechtert. Monokulturen von *P. volubilis* sind nicht empfehlenswert, da sie zu einem großen Befall mit Krankheiten führen können. Deswegen ist es von Vorteil, *P. volubilis* mit anderen Kulturpflanzen oder einigen heimischen Arten zu assoziieren. Weitere Vorteile eines Anbaus zusammen mit anderen Kulturpflanzen bestehen darin,

dass das landwirtschaftliche Einkommen vergrößert wird, die Ernährungssicherung verbessert wird und eine umweltfreundliche Produktion gewährleistet ist und somit die Artenvielfalt im Amazonas erhalten bleibt (PBD, 2009).

b) Unkrautbekämpfung: Ist während der frühen Entwicklungsphase von *P. volubilis* von großer Bedeutung. Typisches Unkraut im Anbau von *P. volubilis* sind Gräser, die mit *P. volubilis* um Raum, Wasser, Licht und Nährstoffe konkurrieren und das Wachstum von *P. volubilis* behindern. Unkrautbekämpfung wird in der Regel manuell durchgeführt. Die Reste des Unkrauts können zur Herstellung von Kompost verwendet werden (Dostert *et al.*, 2009).

c) Aussaat: Die Aussaat von *P. volubilis* hängt in der Regel vom Niederschlag ab. Wenn die Regenzeit beginnt, werden die Samen gesät, da eine ausreichende Bodenfeuchtigkeit notwendig ist, damit die Samen beginnen zu keimen. Die Zeit der Aussaat hängt von der Region ab, in der Region San Martin in Peru herrscht zum Beispiel von November bis April Regenzeit, aber in anderen Regionen wie zum Beispiel im Alto Mayo (Höhen über 800 Meter über NN und / oder Niederschläge über 1500 mm pro Jahr), empfiehlt es sich, die Aussaat zwischen April und Juni oder auch von Oktober bis Dezember durchzuführen, da dort zwei Regenzeiten vorkommen. Es sollte vermieden werden, die Aussaat in sehr trockenen oder sehr nassen Wetterperioden durchzuführen (Flores *et al.*, 2009). Für die erfolgreiche Keimung ist die Verwendung von Samen von guter Qualität wesentlich (IIAP, 2009).

Die Aussaat kann direkt und indirekt erfolgen:

Direkte Aussaat

Bei der direkten Aussaat werden die Samen direkt auf den vorbereiteten Boden gesät. Es ist empfehlenswert, dass die Samen sehr frisch sind, dadurch gibt es keine Notwendigkeit einer Vorkeimung. Falls die Samen älter als 60 Tage sind, müssen sie manuell vertikutiert werden. Dazu werden die Samen kurz mit Schleifpapier behandelt. Es sollten zwei Samen in ein Loch von 2 bis 3 cm Tiefe ausgesät werden. Fünfzehn Tage später werden die stärksten Keimlinge

umgepflanzt. Nach der Aussaat sollte eine Kontrolle von Insekten wie Grillen und Ameisen vorgenommen werden (Paitan-Mera, 2006).

Indirekte Aussaat

Bei der indirekten Aussaat werden die Samen im Gewächshaus in Saatbeeten angezogen. Die Vorkeimung erfolgt in einem Saatbeet aus gewaschenem Sand oder Sägemehl. Die Samen werden in Reihen in Abständen von 10 cm und 2 cm Tiefe platziert. Die Keimung erfolgt nach 8 bis 14 Tagen. In dieser Periode sollte die Einstrahlung weniger als 50% der natürlichen Bedingungen betragen (MINAG, 2012). Das Substrat muss immer feucht sein, aber die Stagnation muss vermieden werden sollte feucht gehalten, aber Staunässe vermieden werden. Weiterhin wichtig ist eine gute Belüftung und bei Bedarf die Anwendung von Fungiziden, um den Samen vor Pilzbefall zu beschützen (Manco, 2006). Die Keimlinge werden in schwarze Pflanzbehältnisse mit 500 g Humus umgepflanzt. Frühestens 60 Tage nach der Aussaat werden die Pflanzen in das Feld umgepflanzt. Der Vorteil der indirekten Aussaat besteht darin, dass die Pflanzen unter kontrollierten Bedingungen aufwachsen und sich dadurch ihre Überlebenschancen verbessern (Juarez, 2007).

d) Einpflanzen im Feld

Entfernung zwischen den einzelnen Pflanzen

Die Abstände zwischen den Pflanzen sollten 3 m x 3 m bis 3 m x 2,5 m betragen. Pro Hektar können circa 1.100 bis 1.300 Pflanzen gesetzt werden, abhängig von der Topographie des Landes und der Bodenfruchtbarkeit. Bei jeder Pflanze sollten Rankhilfen angebracht werden, wobei Sprossabstände von 10 bis 15 cm empfehlenswert sind. Die Rankhilfen können entweder aus Holz oder auch aus lebenden anderen Pflanzen bestehen (Paitan-Mera, 2006).

Lebende Rankhilfen aus anderen Pflanzen

Als mögliche Rankhilfe können die Spezies *Gliricidia* (*Gliricidia sepium*) oder Eritrina (*Erythrina corallodendron*) verwendet werden, diese eignen sich besonders, weil sie schnellwüchsig sind und schnell ein robustes Wurzelsystem

ausbilden. Diese Methode ist sehr kostengünstig. Die als Rankhilfen verwendeten Arten sollten mindestens zwei Monate vor dem Einbringen von *P. volubilis* gepflanzt werden. Werden lebende Rankhilfen verwendet, sollte nur eine Pflanze pro *P. volubilis* verwendet werden um Überwucherung zu vermeiden. Zu beachten ist, dass die lebende Kletterpflanze nicht größer als 2 m sein sollte, da es ansonsten zu Lichtkonkurrenz mit *P. volubilis* kommen kann (PBD, 2009).

Rankhilfen aus totem Pflanzenmaterial

Als Rankhilfen aus totem Pflanzenmaterial dienen vor allem Pfosten aus Hartholz. Diese werden mit verzinktem Draht miteinander verbunden. Es ist empfehlenswert zwei Pfosten aus Hartholz mit einer Länge von 2,5 m und einer Breite von 15 cm zu verwenden. Die Pfosten werden 50 cm tief und 3m von der nächsten Pflanze angebracht. Die Verwendung von zwei Pfosten, welche mit einem Draht verbunden sind, pro Pflanze erleichtert die Ernte. Diese Art von Rankhilfen erlaubt eine bessere Behandlung und Anordnung der Äste, es vereinfacht das Beschneiden und die Ernte. Rankhilfen aus totem Pflanzenmaterial sind teurer als lebende Rankhilfen (PBD, 2009).

e) Bewässerung: Eine angemessene Bewässerung ist wichtig für das Pflanzenwachstum, daher sollte die Aussaat in der Regenzeit erfolgen. Im Falle von sehr trockenen Gebieten sollte eine zusätzliche Bewässerung erfolgen, vor allem in Zeiten der Dürre während der Entwicklung von Blüten und Früchten. Darüber hinaus sollte Staunässe dringend vermieden werden, um die Ausbreitung von Krankheiten zu vermindern (MINAG, 2012).

f) Unkrautbekämpfung: Vor allem in der frühen Wachstumsphase von *P. volubilis* ist die Unkrautbekämpfung dringend erforderlich, da es sonst zu Lichtkonkurrenz kommen kann. Alle 3 bis 4 Monate sollte das Unkraut gejätet werden, je nach dem wie schnell es wächst (MINAG, 2012).

g) Düngung: Eine Düngung der Pflanzen mit Stickstoff, Phosphor, Kalium, Magnesium und Calcium ist wichtig für ein gutes Wachstum. Andere Nährstoffe wie Zink, Mangan, Bor und Kupfer sollten auch verwendet werden. Allerdings sollte zunächst eine vorläufige Analyse des Bodens erfolgen, um dessen

physikalische und chemische Eigenschaften zu bestimmen, da ein Überangebot an Nährstoffen einen negativen Einfluss auf die Entwicklung von *P. volubilis* hat (Manchego, 2008).

h) Rebschnitt: Ein regelmäßiger Rebschnitt ist unerlässlich, um die Gesundheit der Pflanzen zu erhalten und den Ertrag und die Qualität der Ernte zu sichern. Durch den Rebschnitt gelangt mehr Licht und Luft an die Früchte und Samen, dadurch vergrößert sich die Ausbeute. Der Rebschnitt erlaubt es die Pflanze zu gestalten und "zwingt" sie zur Produktion von Blüten und Früchten, außerdem erleichtert er den Pflanzenanbau (Paitan-Mera, 2006).

i) Ernte: Erfolgt zum ersten Mal nach achten Monaten und danach alle 15 Tage kontinuierlich. Die Früchte reifen in einem Zeitraum von etwa 3 bis 4 Monaten nach der Fruchtbildungsphase aus. Während der Ernte werden nur die braunen Kapseln gesammelt (PBD, 2009).

j) Trocknen: Nach der Ernte werden die Kapseln getrocknet, hierbei werden sie entweder im Freien durch direkte Sonneneinstrahlung oder künstlich durch eine Wärmequelle getrocknet. Die Trocknungszeit hängt stark von dem Ökotyp bzw. der Sorte ab, da einige Kapseln dicker sind und weniger Spalten besitzen. Im Anbau ist die Trocknung durch künstliche Wärme, beispielsweise durch eine Trocknungsanlage, die auf Solarenergie, Kraftstoff, Öl oder anderen Energieträgern basiert, wenig verbreitet. Bauern bevorzugen es auf den Sommer zu warten, um die Samen von *P. volubilis* zu trocknen und größere Mengen werden nur während des Sommers geerntet. Künstliche und solare Trocknungsanlagen, die verwendet werden, um Kakao, Kaffee, Mais, Kurkuma und andere Produkte zu trocknen, sind auf für das Trocknen von *P. volubilis* geeignet (IIAP, 2009).

k) Assoziierung mit anderen Kulturpflanzen: Traditionell werden die freien Zwischenflächen im *P. volubilis* Anbau mit Sträuchern, Bäumen und Früchten als Bestandteil des Produktionssystems aufgefüllt. Dieses Anbausystem trägt zur Erhaltung des Bodens und der einheimischen Artenvielfalt bei, gleichzeitig sorgt es für eine geringere Inzidenz von Schädlingen und Krankheiten und mindert

somit die Herstellungskosten im Anbau. Dies verbessert auch die Effizienz der Bauernhöfe und fördert gemeinsame Wertschöpfungsketten. Des Weiteren wird die nachhaltige Nutzung der biologischen Vielfalt gefördert. Es wird empfohlen, den Anbau von *P. volubilis* mit Mais, Bohnen, Erdnüssen, Getreide und Hülsenfrüchte zu diversifizieren. *P. volubilis* kann auch mit Bananen, Papaya und Maniok zusammen angebaut werden. Es wird nicht empfohlen, *P. volubilis* mit Solanaceae (Kartoffel oder Tomate) zu verbinden, da diese ebenfalls anfällig für Nematoden sind (PBD, 2009).

l) Schädlingen-Kontrolle: Es gibt eine Reihe von Schädlingen, welche *P. volubilis* befallen können, wie zum Beispiel Pilze, Insekten, Milben, Viren und Bakterien. Das Vorkommen der Schädlinge steigt mit Faktoren wie Luftfeuchtigkeit und Temperatur, aber auch durch eine schlechte Bewirtschaftung, wie z. B. mangelnde Kontrolle des pH Werts der Anbaufläche (IIAP, 2009; PBD, 2009).

Im Folgenden werden mögliche Schädlinge, die den Anbau von *P. volubilis* negativ beeinflussen können, beschrieben:

Nematoden

Von Nematoden befallene Pflanzen verkümmern und entwickeln nur kurze Internodien, welche kleine Blätter bilden. Häufig sind die Blätter bleichsüchtig. Nematoden sind mikroskopische Organismen, die die Wurzel verletzen und dadurch Fehlbildungen an der gesamten Pflanze verursachen. *P. volubilis* wird zum Beispiel von der Nematode *Meloidogyne ssp.* befallen. Diese leben im Boden und ernähren sich vom Inhalt der Pflanzenzelle der Pflanzenwurzel. Hierzu durchbohrt es die Feinwurzeln und verursacht Verletzungen durch ein spezielles Organ, welches Stilet genannt wird. Die Verletzungen erleichtern Pilzen das Eindringen in das Pflanzengewebe. Beschädigte *P. volubilis* Pflanzen können so zum Beispiel einfacher von den Pilzen *Fusarium sp.* und/oder *Macrophomina sp.* befallen werden. Die Infektion mit Pilzen kann bis zur totalen Fäulnis der Wurzeln führen, dies führt letztendlich bis zum Tod der Pflanze. Die Schädigung von *P. volubilis* durch Nematoden, und in folge dessen durch Pilze, stellt die größte Gefahr für den Anbau dar (Alvarez *et al.*, 2007).

Pilze

Die Symptome von Pilzkrankungen können im Allgemeinen an Ästen, Stängeln und Wurzeln beobachtet werden. Alle Pilzkrankungen können bis zum Absterben der Pflanze führen.

Krankheiten, die durch Pilze verursacht werden:

Wurzelfäule: die Wurzelfäule wird durch den Pilz *Fusarium sp.* verursacht, der stets im Boden vorhanden ist. Der Eintritt dieses Pilzes wird durch eine vorherige Infektion mit Nematoden begünstigt. Dieser Pilz infiziert das Wurzelgewebe und verhindert die Aufnahme von Wasser und Nährstoffen. Pilzbefall wird durch die dunkle Färbung der Wurzeln sichtbar (Hauptsymptom). Im weiteren Verlauf der Krankheit verwelken oberirdische Pflanzenteile (Nebensymptom) und die Pflanze stirbt ab. Die Ausbreitung dieses Schädling wird durch schlechte Entwässerung des Bodens, hohe Temperaturen und fehlende Belüftung begünstigt, da sich der Pilz optimal bei hoher Feuchtigkeit entwickelt (Manchego, 2008).

Tumore des Stängels: Tumore des Stängels werden durch den Pilz *Cronartium sp.* verursacht und vorrangig auf den Zweigen und Blattadern gebildet. Die infizierten Äste und Zweige sterben ab. Falls der tumorbildende Pilz den Haupttrieb befällt, stirbt die ganze Pflanze. Die Behandlung dieser Krankheit besteht in der Früherkennung der Tumore und der sofortigen Entfernung von beschädigten Ästen (IIAP, 2009).

Flecken auf Blättern und Früchten: Die wichtigsten Pilze, die Flecken auf Blättern und Früchten hervorrufen, sind *Cercospora sp.* und *Rhizoctonia sp.* Sie können zu schweren Schäden an der Pflanze führen, besonders wenn der Großteil des Blattes bedeckt ist, da dies die Photosyntheseleistung der Pflanzen verringert. Die Verfärbung der Früchte wird durch den Pilz *Colletotrichum sp.* oder *Gloeosporium sp.* verursacht. Dieser Krankheit bewirkt eine Verringerung der Qualität der Früchte und kann bis zum Verlust der Samenproduktion führen (Manchego, 2008).

Insekten

Krankheiten, die durch Insekten verursacht werden:

Es gibt viele Insekten, die *P.volubilis* angreifen können. Die dabei auftretenden Symptome sind vielfältig. Zum Beispiel können Schädigungen des Stängels, der Früchte, Blätter, Zweige und Wurzeln verursacht werden und die Menge und Qualität der Samenproduktion kann vermindert werden.

Die Schadinsekten lassen sich je nach Symptomen in verschiedene Gruppen einteilen. Zum Beispiel gibt es Insekten, die den Stängel mechanisch beschädigen (Grillen und Ameisen), andere fressen die Blätter (Ameisen, Schmetterlinge und Maiswurzelbohrerlarven) oder die Frucht (Ameisen). Insekten mit beißend-saugenden Mundwerkzeugen (Blattläuse, Zikaden, Thripse) können Schäden an Stängel und Ästen hervorrufen (Manchego, 2008). Grillen und Ameisen befallen die Pflanzen meistens während der Nacht, sie schneiden die Stiele und beschädigen dadurch die Pflanzen. Eine andere Möglichkeit der Schädigung der Pflanzen wird durch Schmetterlingslarven, Minierfliegen und Spinnmilben verursacht, alle diese Arten ernähren sich von den Rändern der Blätter oder erzeugen so Löcher in der Kapsel der Frucht, so dass diese vollständig oder teilweise zerstört wird. Außerdem ernähren sich Wanzen und Raupen von Pflanzensaft und abhängig von der Intensität des Befalls, kann die Pflanze vollständig vertrocknen (MINAG, 2012).

1.3.7 Chemischer Aufbau von *P.volubilis*

In den frühen 80er Jahren wurden der Fett- und Eiweißgehalt von *P.volubilis* beschrieben. Die Analysen zeigten den hohen Protein- und Ölgehalt der *P.volubilis*-Samen (29% bzw. 48%) (Huamani *et al.*, 2009).

Zehn Jahre später wurde begonnen das Öl des Samens von *P.volubilis* intensiver zu untersuchen und es wurde ein hoher Anteil an Alpha-Linolensäure und Linolsäure festgestellt (Hamaker *et al.*, 1992). Erst nach dem Jahr 2000 wurden die hohen Konzentrationen an ungesättigten Fettsäuren, insbesondere Omega-3-, Omega-6- und Omega-9-Fettsäuren, Proteinen und Antioxidantien bestätigt (Guillén *et al.*, 2003). *P.volubilis* - Öl wurde als das Speiseöl mit dem höchsten Anteil an ungesättigten Fettsäuren klassifiziert (Hanssen *et al.*, 2011; Maurer, 2012). Die Samen enthalten auch andere Verbindungen wie z.B. Phenole, Vitamin A und Vitamin E. Dadurch wird diese Spezies für medizinische Zwecke interessant (La Rosa *et al.*, 2013; Hurrell *et al.*, 2013). Nach Gutierrez *et al.* (2011) haben die Samen von *P.volubilis* die folgende chemische Zusammensetzung (Tabelle 2).

Tabelle 2: Chemische Zusammensetzung der Samen von *P.volubilis* und physikalisch-chemische Eigenschaften des Rohöls (Gutierrez *et al.* 2011).

Komponenten	Werte
Samen	
Feuchtigkeit (%)	3.3
Fett (%)	42.0
Protein (%)	24.7
Kohlenhydrate(%)	30.9
Asche (%)	4.0
Kalium (mg/kg)	5563.5
Magnesium (mg/kg)	3210.0
Calcium (mg/kg)	2406.0
Eisen (mg/kg)	103.5
Zink (mg/kg)	49.0
Natrium (mg/kg)	15.4
Kupfer (mg/kg)	12.9
Rohöl	
Verseifungszahl (mg KOH/g)	185
Brechungsindex bei 25°C	1.4791
Dichte bei 25°C (g/cm ³)	0.9187
Viskosität bei 20°C (mPaxs)	35.4

Chemischer Aufbau von *P.volubilis*

a) Proteine: Nach Hamaker *et al.* (1992) ist der Proteingehalt von *P. volubilis* ähnlich wie in anderen Ölsaaten der Andenregion. Gutierrez *et al.* (2011) befanden, dass der Proteinanteil im Samen von *P.volubilis* mit dem anderer Ölsaaten wie z.B. Sojabohnen, Baumwolle und Sonnenblumen vergleichbar ist. Weiterhin stellten fest, dass der Anteil an Protein niedriger ist als der, den Hamaker *et al.* (1992) festgestellt hatten. Laut der World Health Organization (WHO) ist der Proteingehalt von *P. volubilis* (27%) ähnlich hoch wie der Proteingehalt von Sesam (25%), Erdnüssen (23%) und Sonnenblumenkernen (24%), Lauten den Empfehlungen der WHO (2007) kann mit den Samen von *P. volubilis* der tägliche Bedarf an Protein (0,66 g / kg pro Tag) gedeckt werden. Hamaker *et al.* (1992) befanden den Gehalt an Leucin und Lysin in *P. volubilis* niedriger sind als in Sojabohnen, jedoch gleich oder höher in Erdnüssen, Baumwollsamensamen und Sonnenblumenkernen. Die Gehalte an Methionin, Cystein, Tyrosin, Threonin und Tryptophan sind bei *P. volubilis* höher als in anderen Samen, der Gehalt an Phenylalanin hingegen war relativ niedrig. Gutierrez *et al.* (2011) konnte zeigen, dass der Gehalt an Phenylalanin, Leucin, Tyrosin, Isoleucin, Lysin, Threonin und Valin in *P. volubilis* vergleichbar oder höher ist als bei vielen anderen Ölsaaten.

b) Mineralische Komponenten: Bezüglich der mineralischen Zusammensetzung der Samen von *P.volubilis* wurde festgestellt, dass sie eine erhebliche Menge an essentiellen Mineralien für eine ausgewogene Ernährung beinhalten. Angesichts dieser wertvollen Nahrungskomponente versuchen einige Länder den Anbau zur Bekämpfung der Unterernährung zu verstärken. Die in *P. volubilis* Samen vorhanden Mineralstoffe sind: Magnesium (3210 mg / kg), Calcium (2.406 mg / kg), Zink (49 mg / kg), Kalium (5563,5 mg / kg), Eisen (103,5 mg / kg), Natrium (15,4 mg / kg) und Kupfer (12,9 mg / kg). Jedoch hat die Bodenzusammensetzung einen wesentlichen Einfluss auf den Mineralgehalt der Samen (Gutierrez *et al.*, 2011).

c) Bioaktive Komponenten: Wie bereits erwähnt, befinden sich in *P. volubilis* Samen eine Vielzahl von bioaktiven Komponenten, wie Tocopherole, Sterole,

Carotinoide und polyphenolischen Verbindungen, die hauptsächlich als Antioxidantien wirken (Hanssen *et al.*, 2011). Nach ihrer Wirkungsweise können Antioxidantien als Radikalfänger, Chelatoren von Metallionen oder Neutralisatoren von reaktiven Sauerstoff-Spezies klassifiziert werden (Muñoz *et al.*, 2010).

Tocopherole

Mit Eigenschaften von Vitamin E, bieten sie Schutz gegen Lipidperoxidation in biologischen Geweben (Follegati-Romero *et al.*, 2009). Das fettlösliche Vitamin E ist in *P. volubilis*-Öl in einer höheren natürlichen Konzentration vorhanden als in den meisten anderen Ölen. Es wirkt hauptsächlich als Antioxidans und bietet ausgezeichneten Schutz gegen freie Radikale.

Phytosterine

Diese sind in Fetten und Pflanzenölen vorhanden, vor allem in Nüssen und Samen (Chirinos *et al.*, 2013). Ihre chemische Struktur ist ähnlich der von Cholesterin. Sie sind Präkursoren von Hormonen (Steroide) und Vitaminen, können als Bestandteile der Zellmembranen gefunden werden und können eine Vielzahl von Prozessen beeinflussen, eine davon ist die Senkung des Blutcholesterinspiegels (Transgen, 2011; Moreau, 2002).

Carotine

Diese sind Präkursoren in Karotten oder dunkelgrünen Blattgemüse und vielen Früchten, Getreiden und Ölen. Einige Carotinoide werden im Körper in Vitamin A umgewandelt und können als Antioxidantien wirken. Einige Studien zeigen, dass sie krebsvorzubeugende Eigenschaften besitzen (Fanali *et al.*, 2011; Ecured, 2013).

Polyphenol-Verbindungen

Diese sind kommen bei einer Vielzahl von Gemüsen, einschließlich dem *P. volubilis*- Samen vor. Die Verbindungen können als Antioxidantien im Körper wirken. Sie geben der Nahrung sensorische Eigenschaften, wie Geschmack, Farbe, und Geruch, und werden aufgrund ihrer Widerstandsfähigkeit gegen Lipidoxidation auch als natürliche Konservierungsstoffe betrachtet (Muñoz *et al.*, 2010). Polyphenol-Verbindungen sind an bestimmten physiologischen Funktionen

in unserem Körper, wie z.B. der Hemmung der Thrombozytenaggregation, beteiligt und wirken als entzündungshemmende Stoffe. Weitere epidemiologische Studien haben eine Korrelation zwischen dem Verbrauch von polyphenolreichen Nahrungsmitteln und einem reduzierten Risiko für Herz-Kreislauf-Erkrankungen und Krebs gezeigt (Avello *et al.*, 2006).

d) Fettsäuren: Gesättigte Fettsäuren der Samen von *P. volubilis* sind Palmitinsäure und Stearinsäure, aber diese Fettsäuren sind nur in kleinen Mengen vorhanden. Die Konzentration beträgt ca. 9,8%, wobei Palmitinsäure in einer Konzentration von maximal 5,6% gefunden wurde (Pascual *et al.* 2000; Hamaker *et al.*, 1992; Fanali, *et al.* 2011).

Tabelle 3: Fettsäuren in *P. volubilis* und andere Ölpflanzen. (Hasen y Stoewesand, 1980; Manco, 2003).

Öle und Ölsäuren %	Ölsaaten							
	P.volubilis	Soja	Mais	Erdnuss	Sonnenblume	Baumwolle	Palme	Olive
Gesamtöl	54	19		45	48	16		
Palmitinsäure	3,85	10,5	11	12	7,5	18,4	45	13
Stearic	2,54	3,2	2	2,2	5,3	2,4	4	3
Öleic	8,28	22,3	28	43,3	29,3	18,7	40	71
Linolsäure	36,8	54,5	58	36,8	57,9	57,7	10	10
Linolensäure	46,81	8,3	1			0,5		1

Eine weitere wichtige Komponente von *P. volubilis*-Samen sind ungesättigte Fettsäuren, die 90,34% ausmachen und unter denen sich die sogenannten Omega Fettsäuren befinden: Omega-9-(ω -9) (Ölsäure), Omega-6-(ω -6) (Linolsäure) und Omega-3-Fettsäure (ω -3) (in Pflanzen Alpha-Linolensäure (ALA)). Im Fall von ω -3 aus tierischen Ursprung sind es Eicosapentaensäure (EPA) und Docosahexaensäure (DHA) (Pascual *et al.*, 2000; Valenzuela *et al.*, 2011).

Die folgende Abbildung zeigt verschiedene Arten von Ölen und den Anteil der Omega-Fettsäuren:

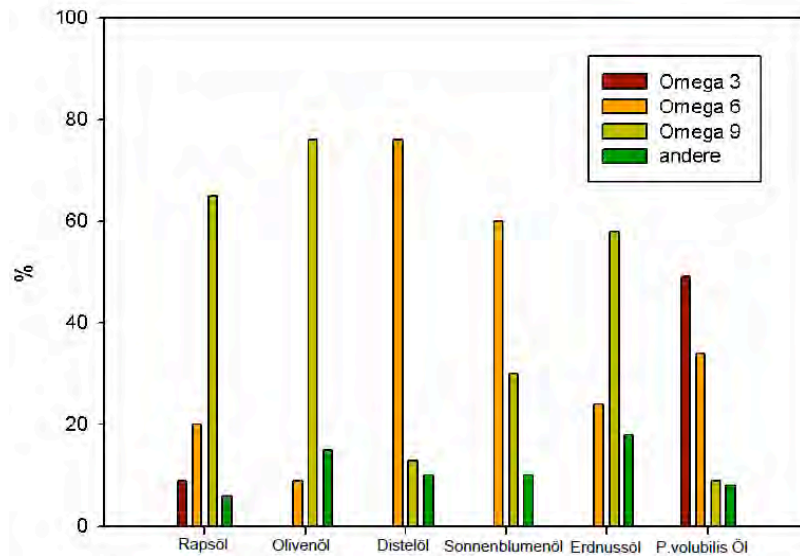


Abbildung 3: Speiseöle im Vergleich. Omega-3: Alpha Linolensäure; Omega-6: Linolsäure; Omega-9: Ölsäure (Omegasana, 2013).

1.3.8 *P. volubilis* Anwendungen

a) *P. volubilis* Öl Anwendungen in der Medizin: Behandlung von Rheuma und Muskelschmerzen, (wird von den Eingeborenen des peruanischen Amazonasgebiets verwendet), Senkung von hohen Triglyzeridwerten im Blut und Behandlung von Patienten mit ADHS (Aufmerksamkeits-Defizit-Störung mit Hyperaktivität), welches durch einen niedrigen Gehalt an ungesättigten Fettsäuren im Plasma und den Membranen der roten Blutkörperchen bedingt wird. Aufgrund ihres positiven Einflusses auf den Stoffwechsel von Prostaglandinen können ungesättigte Fettsäuren für die Behandlung von Arthritis verwendet werden. Es wird vermutet, dass sie an der Regulierung des Blutzuckerspiegels (Diabetes) beteiligt sind und helfen können, den Verlauf einiger Krebsarten (Brust-, Prostata-Karzinom) zu verzögern (Chirinos *et al.*, 2013).

Nach Flores (2009), kann das Öl von *P. volubilis* Samen die Durchblutung von Kapillargefäßen und des Hirns verbessern, ist an der Bildung von Nervengewebe (Myelinisierung) und Augengewebe beteiligt, und wirkt bei der Bildung von Zellmembranen und ihrer Regeneration mit. Weiterhin helfen sie bei der Immunfunktion und der Plättchenaggregation und sind damit zentral bei der Blutgerinnung. Das Öl der *P. volubilis* Samen hilft Bluthochdruck zu reduzieren und sogar Nervenimpulse und zelluläre Kommunikation zu regulieren. Nach Huaman (2009), können die heilenden Eigenschaften von *P. volubilis* eine wichtige Rolle bei der Bekämpfung von allergischen Reaktionen spielen und eine positive Wirkungen bei Erkrankungen wie bakteriellen Lungenentzündungen, Darmentzündungen und Hautkrankheiten (Ekzeme und Psoriasis) haben, sowie die Lungenfunktion verbessern und Asthma-Symptome reduzieren.

b) Anwendungen in der Kosmetik: Das extrahierte Öl des *P. volubilis*-Samens wird bei der Herstellung von Creme gegen trockene Haut oder mangelnde Wundheilung verwendet, kann aber auch eingesetzt werden, um Hautprobleme, wie Akne, Psoriasis, Ekzeme, Pruritus und einige Fälle von Dermatitis zu behandeln. Seit kurzem wird es auch bei der Herstellung von Seifen und Shampoos verwendet (Pinnacle Biotech, 2011; IIAP, 2009).

c) Anwendungen in der Ernährung: Öl aus *P. volubilis* wird in der Nahrungsergänzungsmittelindustrie wegen des hohen Gehalts an Omega-3-Fettsäuren verwendet. Dieses Öl ist ideal als Nahrungsergänzungsmittel für Menschen, die nicht genug Fisch oder pflanzliche Omega Fettsäuren essen. Außerdem wird Mehl aus *P. volubilis* bei einer Vielzahl von Lebensmitteln wie Getränken, Joghurt, Keksen, Brot und Snacks verwendet (Pinnacle Biotech, 2011).

2 Materialien und Methode

2.1 Standort und Klimabedingungen

Die vorliegende Studie wurde zwischen Juni und September 2013 im Gewächshaus der Universität Hohenheim durchgeführt. Die durchschnittliche Temperatur während der Versuche betrug 26 ° C und es herrschte eine relative Luftfeuchtigkeit von 75%.

Die Pflanzen wurden mit 400 Watt Natriumdampflampen (Modell SON-T-AGRO 400), die sich 1,50 m über den Pflanzen befanden, beleuchtet. Die Photoperiode betrug 12 Stunden (08:00-20:00 Uhr).

2.2 Pflanzenmaterial

Die *P. volubilis* Samen wurden aus Peru, aus der Stadt Tarapoto in der Region San Martin, bezogen (Abb. 4). Diese Region befindet sich im nördlich-zentralen Teil von Peru in dem östlichen Anden Relief. Tarapoto liegt auf einer Höhe von ca. 356 m (NN). Die Temperatur liegt im Jahresmittel zwischen 22 und 31 °C und der Jahresniederschlag beträgt 1161mm. In der Region San Martín kommt *P. volubilis* allerdings auch in anderen Höhenlagen vor zum Beispiel in den Regionen Alto Mayo und Bajo Mayo, welche auf einer Höhe von 100 bzw. 2000 m (NN) liegen (Manco, 2006). Die Zeit zwischen der Ernte der Samen in Peru und dem Beginn der Versuche in Deutschland betrug circa zwei Monate.



Abbildung 4: *Plukenetia volubilis* Samen.

Um das Experiment zu realisieren, wurden die folgenden Schritte durchgeführt. Zu Durchführung des Versuchs war zunächst die Keimung der Samen entscheidend.

Im folgenden werden die einzelnen Schritte beschrieben:

2.3 Keimung

Die Keimung wurde nach der Methode von Paitán-Mera durchgeführt und wird im Folgenden näher erklärt. Zuerst wurden 100 *P.volubilis* Samen zufällig ausgewählt. Diese Samen wurden für 15 Minuten in einer Lösung von Natriumhypochlorit (1%) und 500 ml destilliertem Wasser eingeweicht. Anschließend wurden die Samen etwa fünfmal mit destilliertem Wasser gespült, bis der Geruch des Natriumhypochlorits vollständig verschwunden war. Dann wurden die Samen für 24 Stunden in destilliertem Wasser eingeweicht. Nach Ablauf dieser Zeit wurde je ein Samen in einen mit Sand (Spielsand der Firma REDSUN, pH-Wert von 5,5) gefüllten Kunststoffpflanztopf (100ml, Durchmesser: 90mm), gesät (Abbildung 5a). Die Samen wurden 1-2 cm in den Sand gesteckt. Sie wurden täglich mit 5 ml Leitungswasser bewässert, um eine Austrocknung, aber auch eine übermäßige Wassergabe zu vermeiden.



Abbildung 5: A: *P. volubilis* bei der Keimung, B: *P. volubilis* 3 Tage nach Keimung, C: *P. volubilis* 6 Tage nach Keimung.

2.4 Umpflanzen

Sobald beide Keimblätter voll entwickelt waren (Abb. 6A), wurden sie in 2000 ml Kunststofföpfe umgepflanzt. Da es sich bei *P. volubilis* um eine Kletterpflanze handelt, war es notwendig Rankhilfen in den Töpfen anzubringen. Hierfür wurden auf zwei Seiten der Pflanze zwei Bambusstocke von jeweils 1 m Länge angebracht, welche mit drei Drahtstücken (1,0 mm Durchmesser) horizontal verbunden wurden (Abb. 6B). Die Pflanzen wurden täglich einmal gegossen, so dass das Substrat feucht war.



Abbildung 6: A: *P. volubilis* umgepflanzt; B: Bamboo Anbau.

2.5 Versuchsaufbau und Behandlungen

Das Wachstum von *P. volubilis* wurde in Abhängigkeit der Parameter Lichtintensität, Bodentyp und Nährstoffkonzentration untersucht. Um die Abhängigkeit des Wachstums von diesen Parametern und ihren Interaktionen zu untersuchen, wurden insgesamt acht verschiedene Behandlungen etabliert.

Für den Parameter Lichtintensität wurden zwei Intensitäten verwendet. Nach Cai (2011) liegen die optimalen Lichtbedingungen bei $730 \text{ Mikromol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. Für die Behandlung mit Schatten wurde die halbe Lichtintensität verwendet (340 Mikromol

$\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Die Lichtintensität wurde zu Beginn des Experiments bestimmt (METEON Irradiance Meter typ 060501) und auf die oben genannten Intensitäten eingestellt.

Als Bodentypen wurden zum einen reiner Sand und zum anderen eine Sand-Humus-Mischung (90% Sand und 10% Humus) verwendet. Der Sand hatte einen pH-Wert von 5,5 (Spielsand der Firma REDSUN) und der reine Humus einen pH-Wert von 5,5. Als Humus wurde Komposterde von der Versuchsstation Heidfeldhof der Universität Hohenheim verwendet.

Weiterhin wurden zwei verschiedene Nährstoffkonzentrationen verwendet. Es wurde eine hohe Konzentration an Nährstoffen (40 ml Nährstofflösung) für die Behandlung „N+“ verwendet und für die geringe Konzentration an Nährstoffen „N-“ wurden 20 ml der Nährstofflösung verwendet.

Zur Herstellung der Nährstofflösung wurden 10 ml Wuxal Universaldünger, bestehend aus 8% Stickstoff (N) (2,3% als Nitratstickstoff, 3,7% als Ammoniumstickstoff, 2,0% als Carbamidstickstoff) 8% Phosphat (P_2O_5), 6% Kalium (K_2O), 0,01% Bor (B), 0,004% Kupfer (Cu), 0,02% Eisen (Fe), 0,012% Mangan (Mn), 0,001% Molybdän (Mo) und 0,004% Zink (Zn), mit 2000 ml Leitungswasser verdünnt. Die Nährlösung wurde einmal pro Woche zugegeben. Während der Dauer des Experiments wurden die Pflanzen alle zwei Tage bewässert.

In der Tabelle 4 wird die Menge der verwendeten Nährstoffe (N,P,K) beschrieben, die für die Behandlung genutzt wurden.

Behandlung	Nährstoff N+	Nährstoff N-
N	0,02g	0,01g
P_2O_5	0,02g	0,01g
K_2O	0,015g	0,0075

Tabelle 4: Menge der verwendeten Nährstoffe.

Tabelle 5 zeigt die acht Behandlungen, die sich aus Variation der Parameter Lichtintensität, Bodentyp und Nährstoffkonzentration ergeben haben.

Tabelle 5: Versuchsvarianten: L= Licht, O= Beschattung; H= Humus, S= Sand; N+= Nährstoff plus, N- = Nährstoff minus.

Behandlung	Licht	Substrat	Nährstoff
1	L	H	N+
2	L	H	N-
3	L	S	N+
4	L	S	N-
5	O	H	N+
6	O	H	N-
7	O	S	N+
8	O	S	N-

Von insgesamt 24 Töpfen enthielten 12 Töpfe Sand als Substrat (Spielsand der Firma REDSUN) mit einem pH-Wert von 5,5 und 12 Töpfe Humus als Substrat (mit einer pH-Wert von 5,5. Im Fall von Sand als Substrat wurde eine Mischung von 10% Humus und 90% Sand verwendet. Die Anordnung der Pflanzen wurde randomisiert.

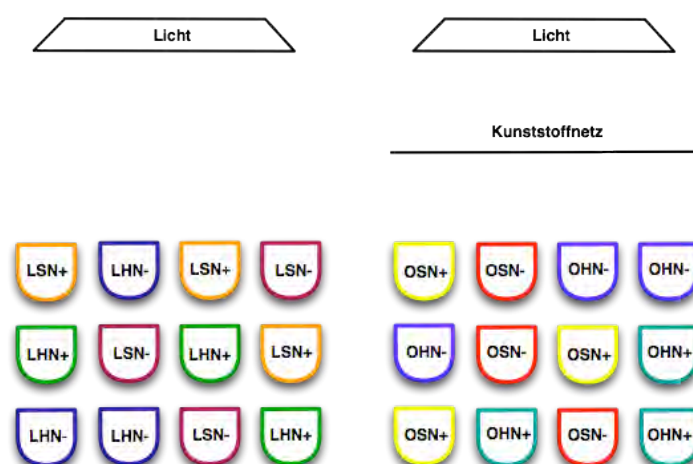


Abbildung 7: Versuchsaufbau. Licht Behandlung (links), Schatten Behandlung (rechts). LHN+= Licht, Humus, Nährstoff plus; LHN- =Licht, Humus, Nährstoff minus; LSN+ =Licht, Sand, Nährstoff plus; LSN- = Licht, Sand, Nährstoff minus; OHN+= Schatten, Humus, Nährstoff plus ; OHN- = Schatten, Humus, Nährstoff minus; OSN+ = Schatten, Sand, Nährstoff plus; OSN- = Schatten, Sand, Nährstoff minus.

Zur Beschattung der Pflanzen wurde ein Kunststoffgewebe von 5 x 2 m verwendet, welches 150 cm über den Töpfen fixiert wurde. Zur Bestimmung der Pflanzenhöhe wurde alle 15 Tage der Hauptstängel der Pflanzen gemessen. Die Gesamtzahl der Blätter und die Gesamtzahl der Verzweigungen wurde dokumentiert, um das Wachstum der Pflanze innerhalb eines definierten Zeitraumes zu bestimmen (Abb. 8).

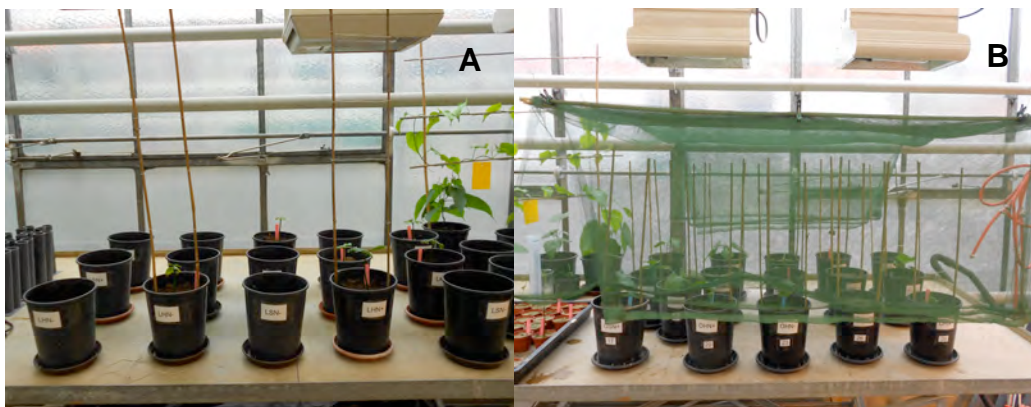


Abbildung 8: A: *P. volubilis* Pflanzen unter Licht ; B: *P. volubilis* Pflanzen unter Schatten.

2.6 Messungen

Zwei Arten von Messungen wurden durchgeführt: nicht-destruktive Messungen während der Anbauperiode und eine destruktive Probennahme am Ende des Versuchs.

Nicht-destruktive Messungen

Alle 15 Tage wurden die Gesamtzahl der Blätter, die Gesamtzahl der Verzweigungen und die Länge des Hauptstängels bestimmt.

Destruktive Probennahme

3 Monate nach dem Beginn des Experiments wurden die Höhe des Hauptstängels, die Gesamtzahl der Blätter und die Gesamtzahl der Verzweigungen bestimmt und im Anschluss an die Ernte, die Blattfläche, die Blattbiomasse und das Gesamtgewicht des Pflanzen gemessen und anschließend die spezifische Blattfläche berechnet.

2.7 Probenahme

105 Tage nach der Aussaat wurden die Pflanzen geerntet. Nachdem die Blätter vom Stängel abgetrennt worden waren, wurden diese Blätter eingescannt (Portable Area Meter LI-3000C, LI-COR Biosciences), um die Blattfläche zu messen. Die spezifische Blattfläche ergab sich aus der gemessenen Gesamtblattfläche geteilt durch ihre Blatttrockenmasse und wurde in m^2/kg angegeben.

Des Weiteren wurde die Trockenmasse der Blätter und Stängel bestimmt. Dafür wurden die Blätter und Stängel in eine Papiertüte separat verpackt und in einem Ofen (Memmert) bei 70°C zwei Tage lang getrocknet. Nach Ablauf dieser Zeit wurden die Blätter für 30 Minuten in einen Exsikkator gelegt, um mögliche Ungenauigkeiten bei der Bestimmung der Trockenmasse zu vermeiden. Anschließend wurden sie mit einer Feinwaage (Precisa XB 220A) gewogen.

2.8 Statistische Analyse

Der Versuchsaufbau wurde randomisiert (zufällig). Die Daten wurden statistisch unter Verwendung einer Varianzanalyse (ANOVA) untersucht und die Mittelwerte des Versuchsergebnisse mit einem anschließenden Tukey HSD post-hoc-Test auf einem Signifikanzniveau von $p \leq 0,05$ verglichen. Grafiken wurden mit Hilfe des Programms Sigma Plot 2010 gebildet.

3 Ergebnisse

3.1 Keimung

Von 100 gesäten Samen keimten lediglich 29 im Abstand von zwei, drei und sogar fünf Tagen. Auf Grund des begrenzten Ausgangsmaterials wurden die Behandlungen auf je drei Wiederholungen eingeschränkt.

3.2 Nicht-destruktive Messungen

3.2.1 Anzahl der Blätter

In Bezug auf die Anzahl der Blätter pro Pflanze (Abb. 9), konnte man einen deutlichen Unterschied zwischen den Pflanzen die in Humus und die in Sand aufgewachsen sind, sehen.

Abbildung 9a zeigt dass in Humus zwischen dem 15. und 45. Tag die Anzahl der Blätter nur wenig variierte und zwischen dem 45. und 60. Tag signifikant zunahm. Nach dem 60.Tag stieg die Wachstumsrate bis zur Ernte stark an. Dieses Verhalten konnte für alle Humusbehandlungen beobachtet werden.

Abbildung 9b zeigt, dass die Pflanzen, die im Sand gewachsen sind, im Vergleich zu den Pflanzen, welche in Humus wuchsen, weniger Blätter im Verlaufe der Zeit bilden.

Pflanzenentwicklung in der Zeit

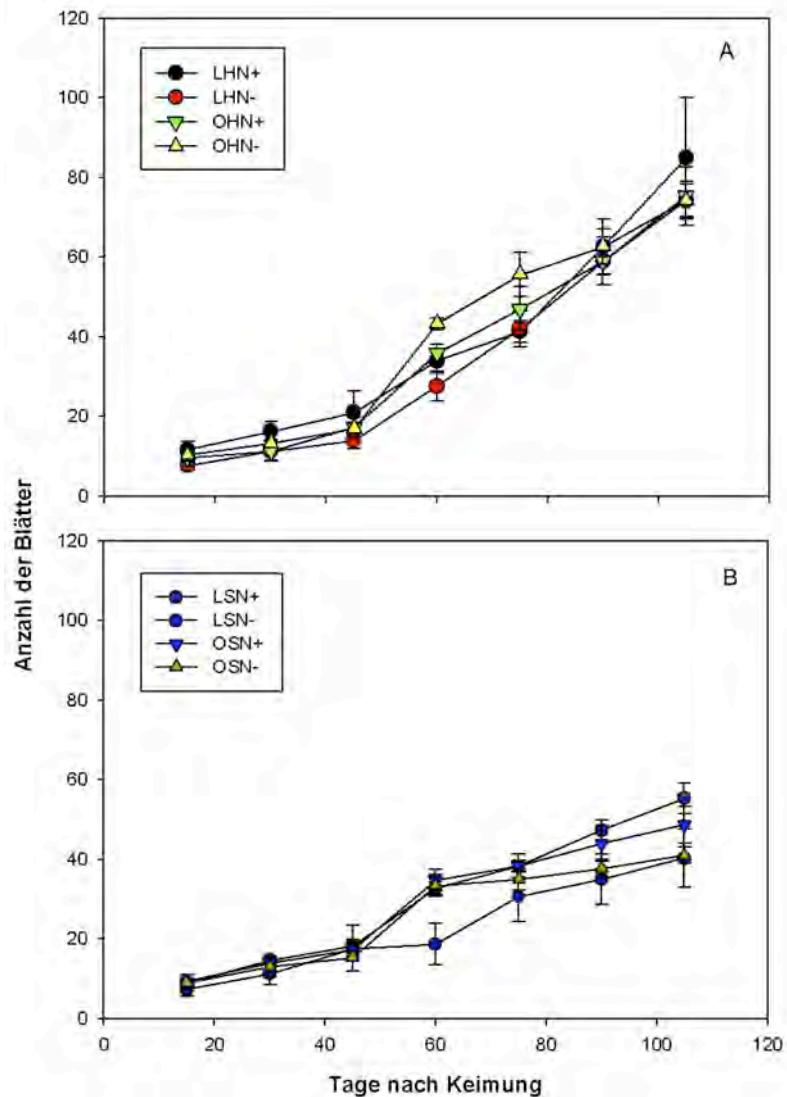


Abbildung 9: Anzahl der Blätter jede 15 Tage, unter Boden Typ Parameter A: Humus Substrat Behandlungen, B: Sand Substrat Behandlungen (Fehlerbalken = Standardfehler).
 Behandlungsvarianten: LHN+ = Licht, Humus, Nährstoff plus; LHN- = Licht, Humus, Nährstoff minus; LSN+ = Licht, Sand, Nährstoff plus; LSN- = Licht, Sand, Nährstoff minus; OHN+ = Schatten, Humus, Nährstoff plus; OHN- = Schatten, Humus, Nährstoff minus; OSN+ = Schatten, Sand, Nährstoff plus; OSN- = Schatten, Sand, Nährstoff minus.

Tabelle 6: Anzahl der Blätter jeden 15 .Tage unter Boden Typ Parameter, mit Standardfehler.

	LHN+	LHN-	LSN+	LSN-
Tage	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert
15	11,67±2,03	7,67±1,20	9,00±0,33	7,33±1,76
30	16,33±2,40	11,33±2,60	14,67±0,29	11,33±2,91
45	21,00±5,51	14,00±2,08	18,33±1,44	17,67±5,70
60	34,00±3,06	27,67±3,67	32,67±1,56	18,67±5,17
75	41,33±2,73	42,00±4,62	38,33±1,49	30,67±6,39
90	62,67±6,89	59,00±3,46	47,33±2,56	35,00±6,24
105	85,00±15,18	74,33±4,67	55,33±3,89	40,33±7,31
	OHN+	OHN-	OSN+	OSN-
Tage	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert
15	9,67±2,03	10,33±1,45	9,33±0,88	9,00±2,08
30	11,33±2,33	13,33±0,88	14,00±0,58	13,00±2,52
45	17,33±2,60	17,00±1,15	17,33±0,88	15,33±0,33
60	36,00±2,08	43,33±1,45	34,67±2,73	33,33±2,73
75	47,00±5,57	55,67±5,46	38,33±2,96	35,00±2,65
90	59,00±6,03	62,67±4,33	44,00±4,58	37,67±2,33
105	75,33±7,31	74,33±4,06	48,67±4,70	41,00±2,08

3.2.2 Anzahl der Verzweigungen

In Abbildung 10 lässt sich erkennen, dass diejenigen Pflanzen, die mit Licht behandelt wurden, eine größere Anzahl der Verzweigungen im Vergleich zu den Pflanzen, welche im Schatten aufwuchsen, zeigen. Unter Lichtbehandlung (LHN+, LHN-) stieg die Anzahl der Verzweigungen stetig im Laufe der Zeit bis zum Tag der Ernte (Tag 105).

In Abbildung 10A der Behandlungen LSN+ und LSN- sieht man, dass in den ersten 30 Tagen nach Beginn des Experiments diese Pflanzen keine neuen Verzweigungen bildeten und ab Tag 45 bilden sie nur eine. Für den besonderen Fall von LSN-, wurden von Tag 90 bis Tag 105 (Tag der Ernte) keine neuen Verzweigungen gebildet, obwohl von Tag 45 die Anzahl der Verzweigungen anstieg.

Über die Pflanzen die im Schatten gewachsen sind (Abb.11B), können wir angeben, dass in den OHN- und OHN+ Behandlungen der Anstieg der Gesamtzahl der Verzweigungen zwar ähnlich ist, aber stets höher als bei den Behandlungen in Sand.

Für die OSN+ Behandlung ergibt sich ein durchschnittlicher Wert der Verzweigung von 4,33. Im Fall von OSN- liegt dieser mit einem Durchschnitt von 3,67 niedriger. Zwischen den Tagen 90 und 105 wurde keine neue Verzweigungen gebildet.

Pflanzenentwicklung in der Zeit

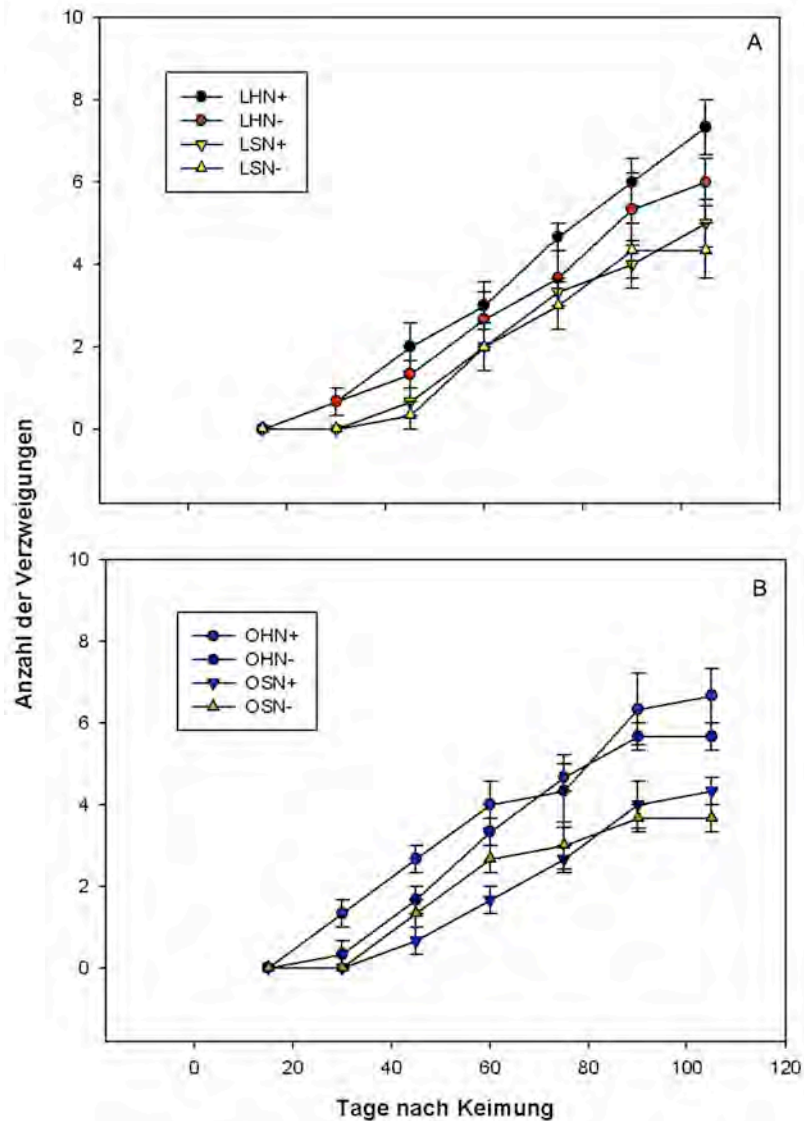


Abbildung 10: Anzahl der Verzweigungen jede 15 Tage, unter Licht Intensität Parameter. A: Licht Behandlungen, B: Schatten Behandlungen (Fehlerbalken= Standardfehler). Behandlungsvarianten: LHN+= Licht, Humus, Nährstoff plus; LHN- =Licht, Humus, Nährstoff minus; LSN+ =Licht, Sand, Nährstoff plus; LSN- = Licht, Sand, Nährstoff minus; OHN+= Schatten, Humus, Nährstoff plus ; OHN- = Schatten, Humus, Nährstoff minus; OSN+ = Schatten, Sand, Nährstoff plus; OSN- = Schatten, Sand, Nährstoff minus.

Tabelle 7: Anzahl der Verzweigungen jeden 15. Tage, unten Licht Intensität Parameter, mit Standardfehler.

	LHN+	LHN-	LSN+	LSN-
Tage	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert
15	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
30	0,67±0,33	0,67±0,33	0,00±0,00	0,00±0,00
45	2,00±0,58	1,33±0,33	0,67±0,33	0,33±0,33
60	3,00±0,58	2,67±0,67	2,00±0,00	2,00±0,58
75	4,67±0,33	3,67±0,67	3,33±0,33	3,00±0,58
90	6,00±0,58	5,33±0,88	4,00±0,58	4,33±0,67
105	7,33±0,67	6,00±0,58	5,00±0,58	4,33±0,67

	OHN+	OHN-	OSN+	OSN-
Tage	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert
15	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
30	1,33±0,33	0,33±0,33	0,00±0,00	0,00±0,00
45	2,67±0,33	1,67±0,33	0,67±0,33	1,33±0,33
60	4,00±0,58	3,33±0,33	1,67±0,33	2,67±0,33
75	4,33±0,88	4,67±0,33	2,67±0,33	3,00±0,58
90	6,33±0,88	5,67±0,33	4,00±0,58	3,67±0,33
105	6,67±0,67	5,67±0,33	4,33±0,33	3,67±0,33

3.2.3 Hauptstängel Wachstum

Wenn verschiedene Behandlungen bezüglich des Hauptstängel Wachstums der Pflanze verglichen werden, wird beobachtet (Abb.11), dass die Werte für Pflanzen in Humus höher ausfallen als für Pflanzen in Sand.

Es ist ersichtlich, dass Behandlungen in Humus (Abb.11A) zwischen den Tagen 45 und 60 ein signifikantes Wachstum in den 4 Behandlungen (LHN+, LHN-OHN+, OHN-) zeigten. Ab Tag 75 ist die Differenz zwischen den Behandlungen konstant, während sich die Geschwindigkeit des Gesamtwachstums bis zum Tag der Ernte verringerte. Sie sind jedoch höher als die in Sand beobachteten Werte. Für den Fall der Behandlungen in Sand (Abb.11B), zeigt sie ein ähnliches Verhalten wie bei den Humus Behandlungen, aber mit deutlich niedrigeren Werten.

Pflanzenentwicklung in der Zeit

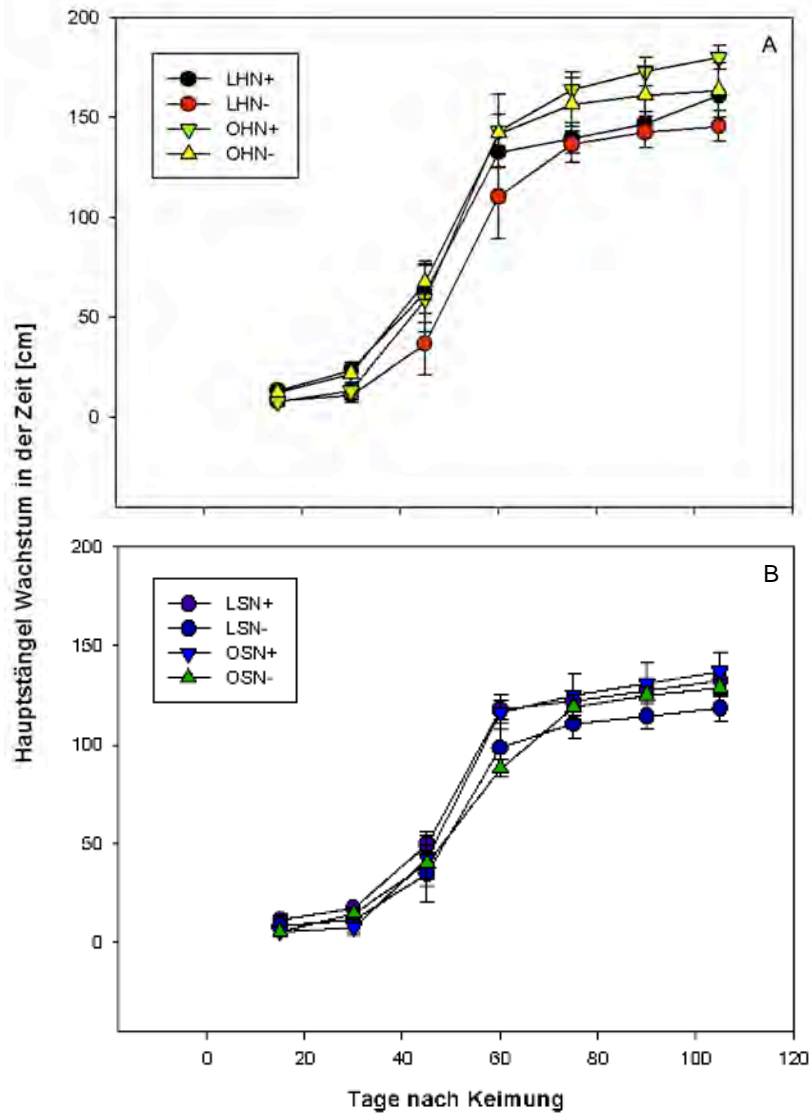


Abbildung 11: Hauptstängel Wachstum jede 15 Tage, unter Boden Typ Parameter A: Humus Substrat Behandlungen, B: Sand Substrat Behandlungen (Fehlerbalken= Standardfehler). Behandlungsvarianten: LHN+= Licht, Humus, Nährstoff plus; LHN- =Licht, Humus, Nährstoff minus; LSN+ =Licht, Sand, Nährstoff plus; LSN- = Licht, Sand, Nährstoff minus; OHN+= Schatten, Humus, Nährstoff plus ; OHN- = Schatten, Humus, Nährstoff minus; OSN+ = Schatten, Sand, Nährstoff plus; OSN- = Schatten, Sand, Nährstoff minus.

Tabelle 8: Hauptstängel Wachstum jeden 15. Tage, unter Boden Typ Parameter, mit Standardfehler.

	LHN+	LHN-	LSN+	LSN-
Tage	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert
15	13,67±0,88	8,33±2,85	11,67±2,60	9,00±4,73
30	23,67±3,76	11,33±3,84	17,67±2,33	11,67±5,84
45	62,67±15,38	36,67±15,38	50,00±4,73	35,00±14,57
60	132,67±8,09	110,33±20,92	117,67±4,91	98,67±12,41
75	139,67±7,69	136,67±8,95	122,33±3,71	110,67±7,45
90	147,00±5,69	142,67±7,97	127,33±2,33	114,67±6,49
105	161,00±1,53	145,67±7,54	132,67±1,76	118,67±7,06
	OHN+	OHN-	OSN+	OSN-
Tage	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert	Mittelwert
15	8,00±1,53	12,67±1,76	5,67±2,96	5,67±2,85
30	13,33±4,33	22,00±5,29	8,00±4,04	14,67±1,76
45	59,00±16,62	67,67±8,97	42,67±13,87	40,33±8,45
60	143,33±18,21	142,00±9,29	116,33±8,67	88,00±4,36
75	164,00±8,50	156,67±13,32	125,00±10,58	119,00±6,51
90	173,00±7,02	161,33±13,64	131,00±10,21	125,33±4,18
105	180,00±6,08	163,67±13,54	137,00±9,85	129,00±4,04

3.3 Pflanzen nach der Ernte

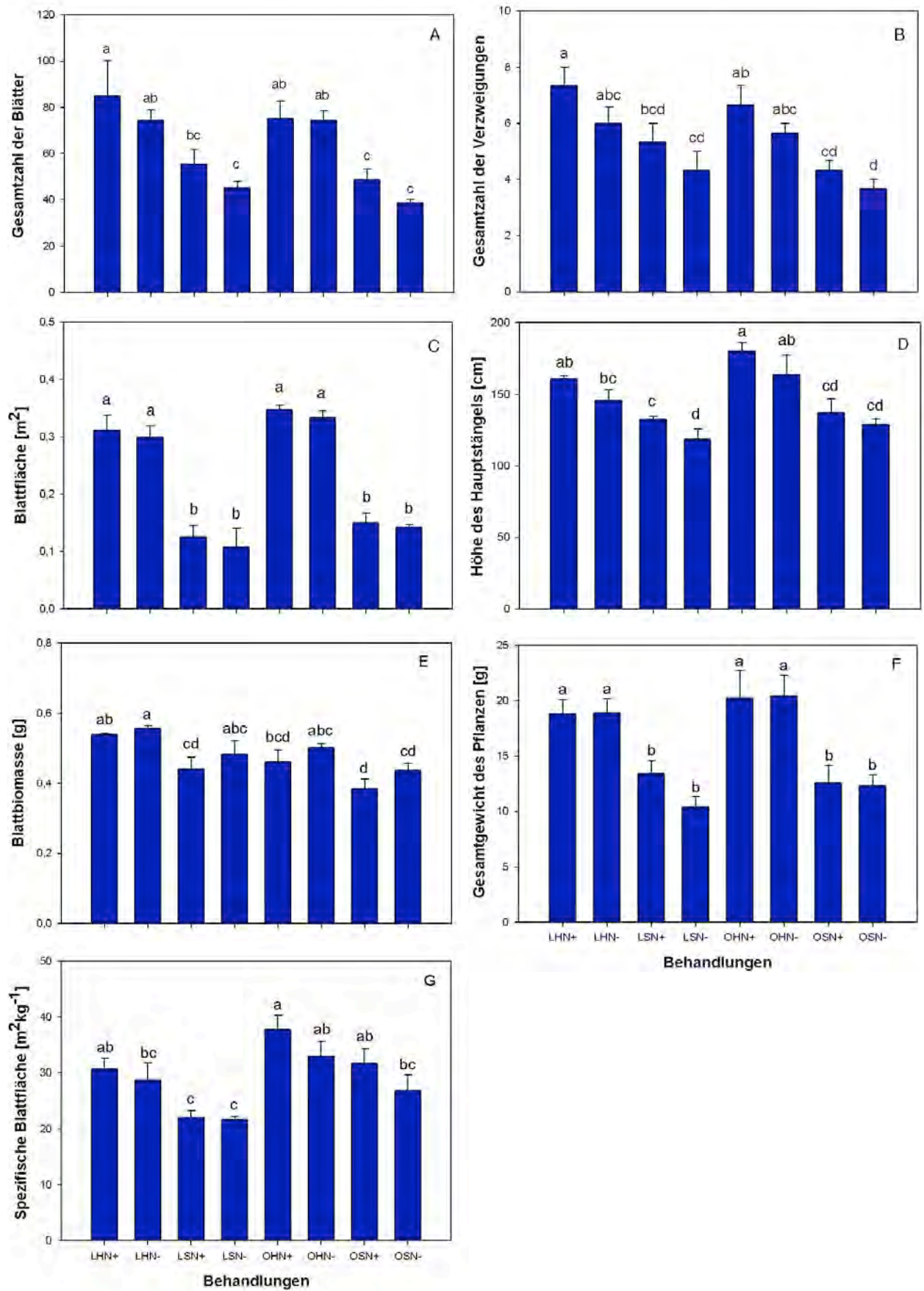


Abbildung 12: Pflanzen nach der Ernte. A: Gesamtzahl der Blätter, a/b/c = Signifikanz ($p < 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; B: Gesamtzahl der Verzweigungen, a/b/c/d = Signifikanz ($p < 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; C: Blatt Fläche in m^2 , a/b = Signifikanz ($p < 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; D: Hauptstängel Wachstum in cm, a/b/c/d = Signifikanz ($p < 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; E: Blatt Biomasse in g, a/b/c/d = Signifikanz ($p < 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; F: Blatt-Stängel Gewicht in g, a/b = Signifikanz ($p < 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe; G: Spezifische Blattfläche in $m^2 kg^{-1}$, a/b/c = Signifikanz ($p < 0.05$) zwischen den Behandlungen innerhalb der Gruppe. Fehlerbalken=Standardfehler. Behandlungsvarianten: LHN+= Licht, Humus, Nährstoff plus; LHN- =Licht, Humus, Nährstoff minus; LSN+ =Licht, Sand, Nährstoff plus; LSN- = Licht, Sand, Nährstoff minus; OHN+= Schatten, Humus, Nährstoff plus ; OHN- = Schatten, Humus, Nährstoff minus; OSN+ = Schatten, Sand, Nährstoff plus; OSN- = Schatten, Sand, Nährstoff minus.

3.3.1 Gesamtzahl der Blätter nach der Ernte

In Bezug auf die Gesamtzahl der Blätter (Abb. 12A) in den verschiedenen Behandlungen wird beobachtet, dass die Werte für Pflanzen in Humus höher ausfallen als für Pflanzen, die in Sand aufgewachsen sind (Tabelle 9).

Die Behandlung LHN+ hatte den höchsten Mittelwert mit 85 Blättern. Auch die Werte der OHN+ Behandlung fielen mit 75,33 relativ hoch aus. Die niedrigsten Werte lagen in der LSN- Behandlung bei einem Durchschnitt von 45,33 Blättern und in der Behandlung OSN- bei 38,67 Blättern.

Tabelle 9: Gesamtzahl der Blätter nach der Ernte, Werte mit Standardfehler.

Behandlung	Mittelwert	Standardfehler
LHN+	85,00	15,18
LHN-	74,33	4,67
LSN+	55,33	6,36
LSN-	45,33	2,60
OHN+	75,33	7,31
OHN-	74,33	4,06
OSN+	48,33	4,70
OSN-	38,67	1,33

3.3.2 Gesamtzahl der Verzweigungen nach der Ernte

Abbildung 12B zeigt, dass die höchste Anzahl an Verzweigungen in LHN+ bei einem Durchschnitt von 7,33 und in OHN+ bei 6,67 lag. Die niedrigsten Werte fanden sich bei LSN- 4,33 und bei OSN- 3,57. Obwohl alle Behandlungen unter Licht höhere Werte als die Behandlungen unter Schatten aufwiesen, sind diese Unterschiede nicht bedeutsam. Die größten Unterschiede liegen zwischen den Behandlungen mit verschiedenem Substrat z.B. 6,67 für OHN+ und 4,33 für OSN+. Sämtliche Werte sind in Tabelle 10 aufgezeigt.

Tabelle 10: Gesamtzahl der Verzweigungen nach der Ernte, Werte mit Standardfehler.

Behandlung	Mittelwert	Standardfehler
LHN+	7,33	0,67
LHN-	6,00	0,58
LSN+	5,33	0,67
LSN-	4,33	0,67
OHN+	6,67	0,67
OHN-	5,67	0,33
OSN+	4,33	0,33
OSN-	3,57	0,33

3.3.3 Blattfläche nach der Ernte

Die in Humus gewachsenen Pflanzen hatten eine signifikant größere Blattfläche als die Behandlungen in Sand. Abbildung 12C zeigt die Mittelwerte der Blattfläche nach der Ernte. Die Behandlungen im Schatten wiesen höhere Werte auf als die Behandlungen unter Licht. Innerhalb der Schattenbehandlungen lag der Höchstwert bei 0,35 m² (OHN+) und der niedrigste Wert bei 0,14 m² (OSN-). Unter Lichtbehandlung ergaben sich für LHN+ die größte Blattfläche mit 0,31 m² und für LSN+ den niedrigsten Wert mit 0,11 m². Vergleicht man die verschiedenen Nährstoffgaben, ist kein signifikanter Unterschied auszumachen. OSN+ und OSN- lagen mit den Mittelwerten von 0,13 m² und 0,14 m² eng beieinander. Sämtliche Werte sind in Tabelle 11 aufgezeigt.

Tabelle 11: Blattfläche nach der Ernte, Werte mit Standardfehler.

Behandlung	Mittelwert	Standardfehler
LHN+	0,31	0,026
LHN-	0,30	0,020
LSN+	0,13	0,019
LSN-	0,11	0,033
OHN+	0,35	0,007
OHN-	0,33	0,013
OSN+	0,15	0,016
OSN-	0,14	0,004

3.3.4 Höhe des Hauptstängels nach der Ernte

Abbildung 12D zeigt, dass die Hauptstängellänge der beschatteten Pflanzen höher als die der Pflanzen unter Licht ist. Zudem zeigen die Behandlungen in Humus höhere Durchschnittswerte als die in Sand. Die Substratwahl hatte auch einen Einfluss auf das Wachstum des Hauptstängels, je höher die Nährstoffkonzentration, desto länger ist der Hauptstängel. Der höchste Mittelwert fand sich in der OHN+ Behandlung mit 180 cm. Der niedrigste Wert lag bei 118,56 cm bei LSN-. Sämtliche Werte sind in Tabelle 12 aufgezeigt.

Tabelle 12: Höhe des Hauptstängels nach der Ernte, Werte mit Standardfehler.

Behandlung	Mittelwert	Standardfehler
LHN+	161,00	1,53
LHN-	145,67	7,54
LSN+	132,67	1,76
LSN-	118,56	7,06
OHN+	180,00	6,08
OHN-	163,09	13,54
OSN+	137,00	9,85
OSN-	129,00	4,04

3.3.5 Blattbiomasse

Obwohl die Unterschiede in der Blattbiomasse zwischen den Behandlungen eher gering waren (Abb. E), ist erkenntlich, dass die Blattbiomasse bei Pflanzen unter Licht im Vergleich zu den Pflanzen im Schatten höher war. Die Substratwahl hatte auch einen großen Einfluss auf die Blattbiomasse und höhere Nährstoffgaben führten zu mehr Biomasse als geringe Nährstoffgaben. Der höchste Wert wurde bei der Behandlung LHN- mit 0,56 g gefunden, während die Behandlung LHN+ einen Mittelwert von 0,54 g aufwies. Sämtliche Werte sind in Tabelle 13 aufgezeigt.

Tabelle 13: Blattbiomasse nach Ernte, Werte mit Standardfehler.

Behandlung	Mittelwert	Standardfehler
LHN+	0,54	0,003
LHN-	0,56	0,008
LSN+	0,44	0,033
LSN-	0,48	0,037
OHN+	0,46	0,034
OHN-	0,50	0,011
OSN+	0,38	0,029
OSN-	0,44	0,020

3.3.6 Gesamtgewicht des Pflanzen

Abbildung 12F zeigt höhere Mittelwerte im Gesamtgewicht der Pflanzen (oberirdischer Trockenmasse) in Humus gewachsene Pflanzen im Gegensatz zu in Sand gewachsenen Pflanzen. Gesamtgewicht des Pflanzen der unter Licht angezogen, lag unter dem der Schattenbehandlungen. Der höchste Durchschnittswert liegt bei 18,93 g (LHN-) und der niedrigste bei 10,40 g (LSN-).

Es wird auch darauf hingewiesen, dass in den Behandlungen, bei denen nur die Menge der Nährstoffkonzentration differiert, die Werte ähnlich sind, beispielsweise im Fall OHN+ und OHN-, mit Werten von 20,25 g und 20,43 g Sämtliche Werte sind in Tabelle 14 aufgezeigt.

Tabelle 14: Gesamtgewicht des Pflanzen nach der Ernte, Werte mit Standardfehler.

Behandlung	Mittelwert	Standardfehler
LHN+	18,83	1,27
LHN-	18,93	1,28
LSN+	13,41	1,18
LSN-	10,40	0,94
OHN+	20,25	2,51
OHN-	20,43	1,90
OSN+	12,58	1,60
OSN-	12,35	0,98

3.3.7 Spezifische Blattfläche (SBF)

Abbildung 12G zeigt die Werte der SBF. Im Fall der beschatteten Pflanzen sind die Werte der spezifischen Blattfläche deutlich höher als unter Licht. Tabelle 15 zeigt, dass die größte spezifische Blattfläche mit $37,8 \text{ m}^2 \text{ kg}^{-1}$ bei der OHN+ Behandlung gemessen wurde. Der größte Wert unter Licht liegt bei $30,7 \text{ m}^2 \text{ kg}^{-1}$ (LHN+). Der Unterschied zwischen LHN+ und LHN- sowie LSN+ und LSN- ist gering. Die Spanne zwischen den Werten für OHN+ und OHN- ist mit OSN+ und OSN- zu vergleichen.

Tabelle 15: Spezifische Blattfläche (SBF), Werte mit Standardfehler.

Behandlung	Mittelwert	Standardfehler
LHN+	30,7	1,91
LHN-	28,7	3,10
LSN+	22,0	1,23
LSN-	21,7	0,62
OHN+	37,8	2,60
OHN-	33,0	2,67
OSN+	31,7	2,68
OSN-	26,8	2,88

3.3.8 Vergleich des Einflusses der Parameter Lichtintensität, Bodentyp und Nährstoffkonzentration auf Gesamtzahl der Blätter, Gesamtzahl der Verzweigungen und Wachstum des Hauptstängels.

Anzahl der Blätter

Wenn man die Anzahl der Blätter in Reaktion auf die Lichtintensität (Abb.13A) vergleicht, wird im Fall von OHN+ und LHN+ deutlich, dass die Beleuchtung einen positiven Einfluss auf die Gesamtzahl der Blätter hatte.

Im Gegensatz dazu zeigt sich bei OHN- / LHN-, dass die beschatteten Pflanzen mehr Blätter aufwiesen. Der gleiche Effekt konnte bei OSN+ / LSN+ beobachtet werden. Dagegen hatten bei dem OSN+ / LSN+ Paar die beschatteten Pflanzen weniger Blätter.

Wenn die Behandlungen in Bezug auf die Art des Substrats verglichen werden, ist zu sehen (Abb.13B), dass alle Behandlungen in Humus mehr Blätter aufwiesen.

Bezüglich des Vergleichs zwischen verschiedenen Nährstoffkonzentrationen (Abb.13 C), wurde beobachtet, dass bei LHN- / LHN+, LSN-/LSN+ und OSN- /OSN+ die Pflanzen mit höherer Nährstoffversorgung mehr Blätter hatten.

Anzahl der Blätter

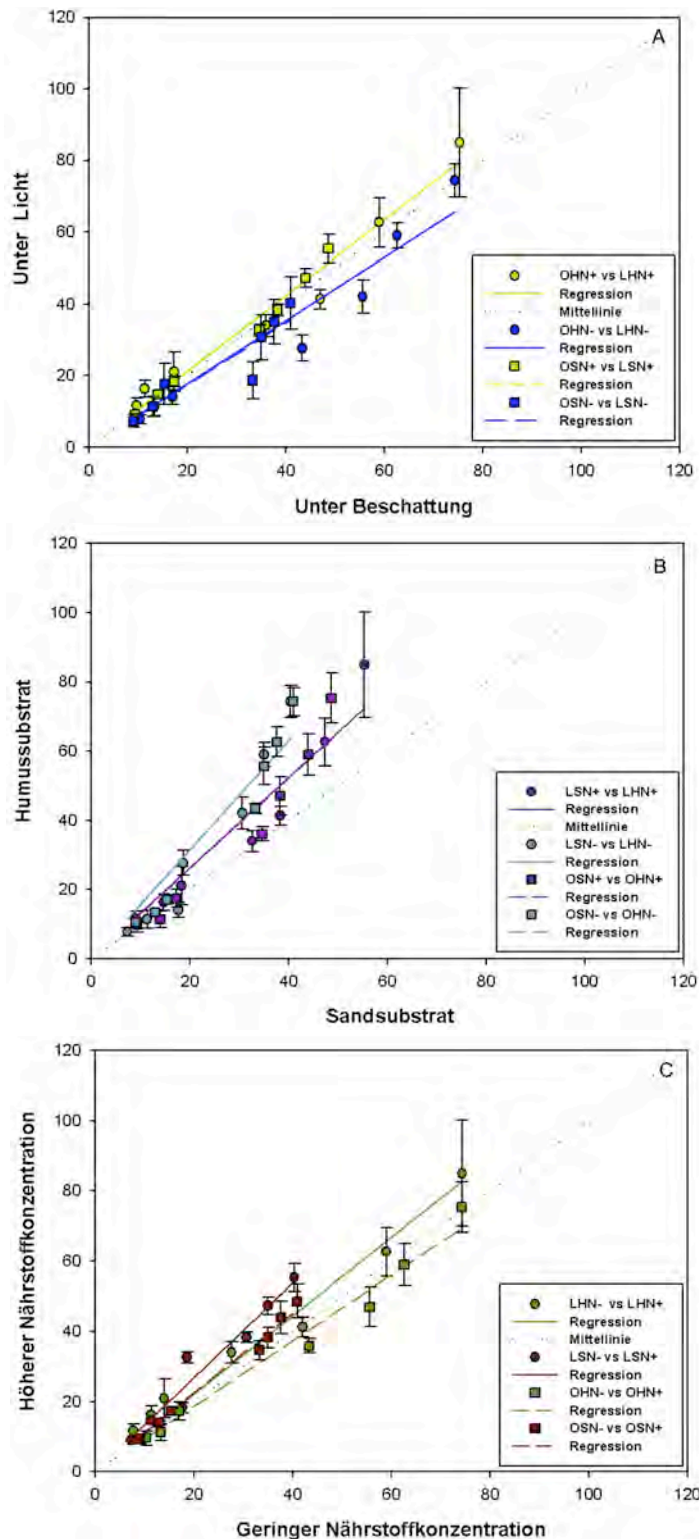


Abbildung 13: A: Anzahl der Blätter unter Licht und unter Beschattung; B: Anzahl der Blätter in Humussubstrat und in Sandsubstrat; C: Anzahl der Blätter in höherer Nährstoffkonzentration und in geringer Nährstoffkonzentration. Behandlungsvarianten: LHN+= Licht, Humus, Nährstoff plus; LHN- =Licht, Humus, Nährstoff minus; LSN+ =Licht, Sand, Nährstoff plus; LSN- = Licht, Sand, Nährstoff minus; OHN+= Schatten, Humus, Nährstoff plus ; OHN- = Schatten, Humus, Nährstoff minus; OSN+ = Schatten, Sand, Nährstoff plus; OSN- = Schatten, Sand, Nährstoff minus.

Anzahl der Verzweigungen

In Abbildung 14A kann man sehen, dass beim Vergleich der Lichtintensitäten bei OHN+ / LHN+ die beschatteten Pflanzen geringfügig mehr Verzweigungen aufwiesen. Selbiges gilt für LHN- / LHN+. Bei OSN+ / LSN+ zeigten die im Licht gewachsenen Pflanzen mehr Verzweigungen. Ein ähnliches Muster wurde bei OSN- und OSN+ beobachtet.

In Abbildung 14B ist zu sehen, dass die in Humus angezogenen Pflanzen mehr Verzweigungen aufwiesen als die im Sand angezogenen Pflanzen.

Abbildung 14C zeigt, dass Pflanzen mit höherer Nährstoffversorgung bei LHN- /LHN+, LSN-/LSN+ und OHN-/OHN+ eine größere Anzahl von Verzweigungen entwickelten, wobei jedoch bei OSN- / OSN+ der Trend leicht zugunsten der mit weniger Nährstoffen angezogenen Pflanzen ging.

Anzahl der Verzweigungen

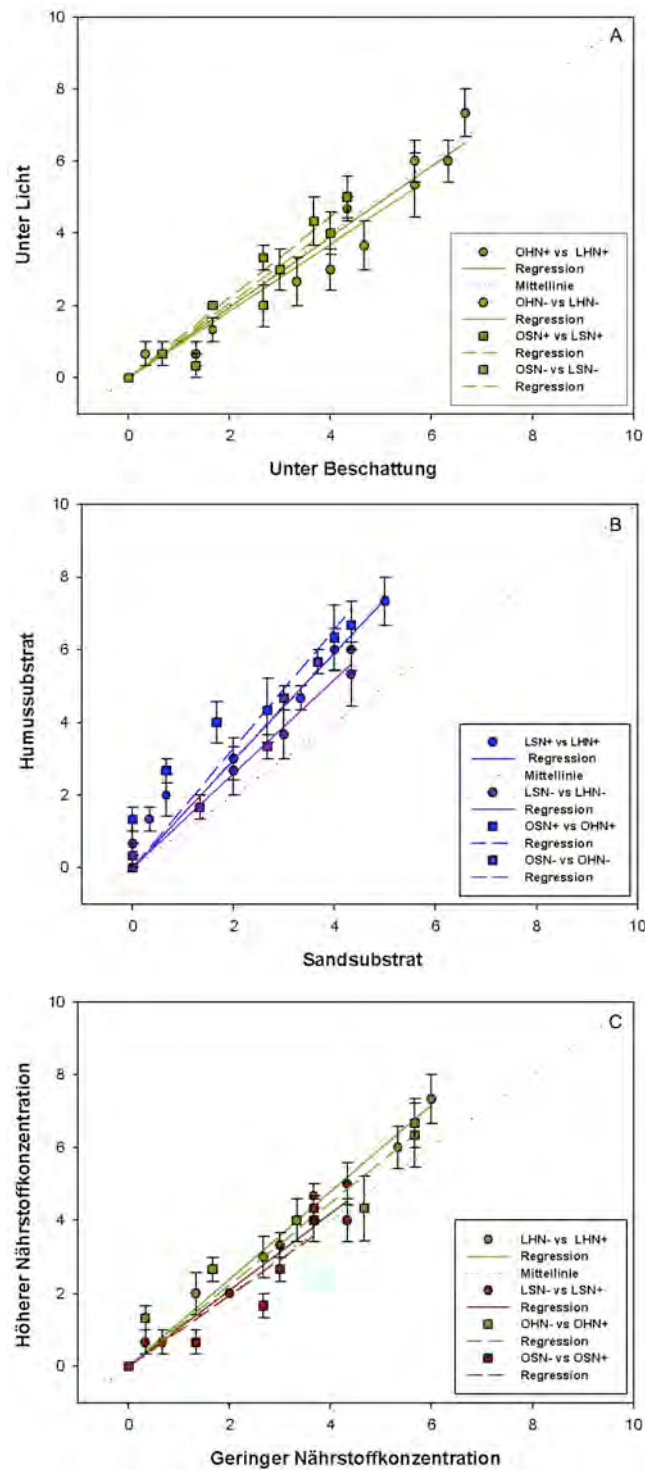


Abbildung 14: A : Anzahl der Verzweigungen unter Licht und unter Beschattung; B: Anzahl der Verzweigungen in Humussubstrat und in Sandsubstrat; C: Anzahl der Verzweigungen in höherer Nährstoffkonzentration und in geringer Nährstoffkonzentration. Behandlungsvarianten: LHN+= Licht, Humus, Nährstoff plus; LHN- =Licht, Humus, Nährstoff minus; LSN+ =Licht, Sand, Nährstoff plus; LSN- = Licht, Sand, Nährstoff minus; OHN+= Schatten, Humus, Nährstoff plus ; OHN- = Schatten, Humus, Nährstoff minus; OSN+ = Schatten, Sand, Nährstoff plus; OSN- = Schatten, Sand, Nährstoff minus.

Wachstum des Hauptstängels

Abbildung 15A zeigt, dass beim Vergleich aller Behandlungen untereinander, die beschatteten Pflanzen einen längeren Hauptstängel, im Vergleich zu Pflanzen, die unter Licht aufgewachsen wurden.

Bezüglich der verschiedenen Substrate konnte festgestellt werden (Abb. 15B), dass jene Pflanzen, die im Sand gewachsen wurden, ein geringeres Wachstum des Hauptstängels im Verhältnis zu den Pflanzen, die in Humus gewachsen wurden.

Abbildung 15C zeigt, dass diejenigen Pflanzen, die mit hohen Nährstoffkonzentrationen von Nährstoffen angezogen wurden, längere Stängel entwickelten als die Pflanzen, die in einer niedrigen Nährstoffkonzentration ausgesetzt waren.

Hauptstängel Wachstum

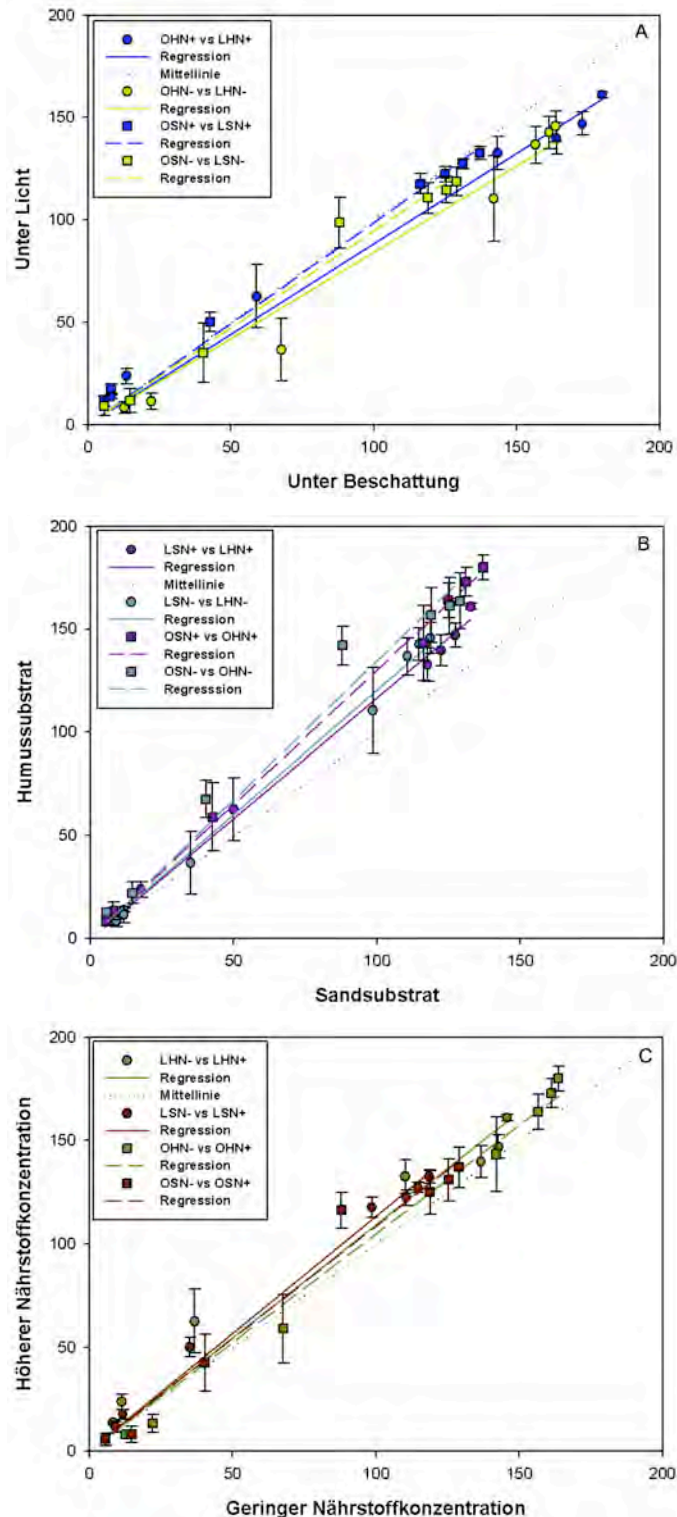


Abbildung 15: A: Hauptstängel Wachstum unter Licht und unter Beschattung; B: Hauptstängel Wachstum in Humussubstrat und in Sandsubstrat; C: Hauptstängel Wachstum in höherer Nährstoffkonzentration und in geringer Nährstoffkonzentration. Behandlungsvarianten: LHN+= Licht, Humus, Nährstoff plus; LHN- =Licht, Humus, Nährstoff minus; LSN+ =Licht, Sand, Nährstoff plus; LSN- = Licht, Sand, Nährstoff minus; OHN+= Schatten, Humus, Nährstoff plus ; OHN- = Schatten, Humus, Nährstoff minus; OSN+ = Schatten, Sand, Nährstoff plus; OSN- = Schatten, Sand, Nährstoff minus.

4 Diskussion

Das Ziel dieser Arbeit war es, die Wachstumsentwicklung von *P. volubilis* unter variablen Umweltbedingungen zu untersuchen. Getestet wurden die Pflanzen unter Licht und Schatten, in Humus und Sand und mit hohen und niedrigen Nährstoffgaben und deren mögliche Kombinationen. Beispielsweise wurden in einer Behandlung Pflanzen unter Licht in Humus und mit einer hohen Menge an Nährstoffen (LHN+) untersucht, während andere Pflanzen im Schatten, in Sand und mit einer niedrigen Konzentration von Nährstoffen (OSN-) getestet wurden. Auf diese Weise war es möglich, einen Vergleich zwischen den verschiedenen Variablen und deren Einfluss auf das Pflanzenwachstum zu untersuchen.

Im Folgenden werden die verschiedenen Punkte des Ergebnisteils diskutiert.

4.1 Gesamtzahl der Blätter

Bei Beobachtung der Pflanzenentwicklung zeigte sich, dass diejenige Pflanzen, die unter Licht aufgewachsen sind, eine größere Anzahl von Blättern trugen (Fig. 12 A). Es sollte auch darauf hingewiesen werden, dass es in der Lichtbehandlung in Humus zu einer kontinuierlichen Bildung neuer Blätter kam. Pflanzen, die im Schatten und Humus aufwuchsen, bildeten langsamer neue Blätter als die, die unter Licht in Humus wuchsen. Juarez (2007) gibt an, dass *P. volubilis* eine Pflanze ist, die Licht für ihre Photosynthese-Prozesse benötigt, welche durch die Bildung von Blättern begünstigt wird. Zugleich wird die belichtete Oberfläche erhöht und die Energieeffizienz der Pflanze verbessert.

Außerdem weißt Manco (2003) darauf hin, dass sich die Pflanze bei niedrigen Lichtintensitäten entwickeln kann, die photosynthetische Aktivität jedoch verringert wird und die Pflanze mehr Zeit braucht, um ihren Wachstumszyklus abzuschließen. Daraus folgt, dass die Bildung von Blüten und Früchten verlangsamt und bei Fortdauer der Situation die Bildung von Blüten und Früchten erheblich verringert werden kann. Cai (2011) zeigte, dass Pflanzen, die bei geringer Lichtintensität (20-52%) gewachsen sind, mehr Zeit bis zur ersten Blüte benötigen, als Pflanzen, die bei hoher Lichtintensität gewachsen sind (75-100%). Eine andere Studie von Semino (2008) weist jedoch darauf hin, dass *P. volubilis*

unter schlechten Lichtbedingung wachsen kann. Diesbezüglich ist es wichtig, zwischen den Lichtintensitäten, bei denen *P. volubilis* optimalen Wuchs zeigt und denen, bei denen die Pflanze lediglich überleben kann, zu unterscheiden.

4.2 Gesamtzahl der Verzweigungen

Bei starkem Licht gewachsene Pflanzen zeigten eine größere Anzahl von Verzweigungen als die beschatteten Pflanzen (Abbildung 12 B). Pflanzen mit hoher Blattzahl zeigten ebenfalls eine erhöhte Bildung von Verzweigungen. Je größer die Blattfläche, desto mehr Licht kann gesammelt werden und es kommt folglich zu einer Zunahme der Photosyntheseaktivität sowie der Biomasse der Pflanze.

Ein weiterer wichtiger Faktor für die Entwicklung neuer Verzweigungen ist der Bodentyp. *P. volubilis* Pflanzen, die in Humus wuchsen, bildeten mehr Verzweigungen als diejenigen in Sand. In Sand entwickelten die Pflanzen weniger Verzweigungen, da die Ressourcen begrenzt sind. Es ist bekannt, dass sandige Böden arm an Nährstoffen sind und die Wasserhaltekapazität sehr gering ist. Die Pflanzen investieren keine Energie, um neue Strukturen wie beispielsweise Verzweigungen zu bilden. Es gibt keine Studien über die Gesamtzahl der Verzweigungen in *P. volubilis*. Daher dient hier eine Studie von Valdes *et al.* (2012) über *Jatropha curcas*, ebenfalls eine Art aus der Familie der Euphorbiaceae, als Referenz. Diese Studie belegt, dass *Jatropha curcas* in sandigen Böden eine nur geringe Entwicklung der oberirdischen (Stamm, Äste und Blätter) und unterirdischen Organe (Wurzeln) zeigt.

4.3 Höhe des Hauptstängels

P. volubilis Pflanzen, die im Schatten gewachsen sind, hatten längere Hauptstängel im Vergleich zu Pflanzen unter Licht (Figur 12 D). Eine mögliche Erklärung dafür könnte sein, dass Pflanzen, die im Schatten gewachsen sind mehr Energie in den Hauptstängel investiert haben, um eine Lichtquelle zu erreichen. Diese Behauptung fällt mit der Tatsache zusammen, dass Pflanzen, die im Schatten gewachsen sind, weniger Verzweigungen gebildet haben. Eine Möglichkeit ist, dass die Höhe des Hauptstängels mit einer Internodienstreckung, als Reaktion auf die Konkurrenz um Raum und Licht zwischen benachbarten Pflanzen, zu erklären ist.

Das Wachstum der Hauptstängel wurde auch vom Bodentyp beeinflusst. Im Fall von Pflanzen, die in Humus wuchsen, ergab sich ein höheres Wachstum im Vergleich zu den Pflanzen, die in Sand gewachsen sind. *P. volubilis* ist eine Pflanze mit einer hohen Anpassungsfähigkeit an unterschiedlichen Bodentypen. Sie wächst sowohl in fruchtbaren als auch in nährstoffarmen, sich im Prozess der Degradation befindlichen oder von Erosion betroffenen Böden (Juarez 2007).

Das Wachstum wird jedoch durch Böden von mittlerer bis hoher Fruchtbarkeit, guter Drainagefähigkeit und guter Belüftung verbessert (IIAP, 2009). In sandigen Böden wächst die Pflanze nicht optimal und hat ein begrenztes Wachstum, im Gegensatz zu *Jatropha curcas*, die auch in sandigen Böden wächst, da ihr Lebensraum unter anderem Küstengebiete beinhaltet (Valdes, 2012). *P. volubilis* ist dagegen eine Art, die im Tiefland (Amazonas Regenwald) und im Hochlandregenwald (Berg Regenwald) wächst, aber nicht in der Nähe der Küstengebiete mit überwiegend sandigen Böden.

4.4 Blattfläche

Die Versuchsergebnisse zeigen, dass die Substratwahl einen wesentlichen Einfluss auf die Blattfläche hat. Pflanzen in Humus zeigten eine höhere Blattfläche als Pflanzen in Sand (Figur 12 C). Dies könnte damit erklärt werden, dass die Blattfläche von Pflanzen die erfasste Lichtmenge begrenzt und somit die Möglichkeit der Gewebeneubildung und den Grad der Nährstoffverbindungen bestimmt (Severino *et al.*, 2007). Pflanzen können mehr Blattfläche entwickeln, wenn, wie in Humus, eine ausreichende Nährstoffversorgung gewährleistet ist.

4.5 Gesamtgewicht des Pflanzen

Die Ergebnisse zeigen, dass in Bezug auf die Gesamtgewicht des Pflanzen (oberirdischer Trockenmasse), der Boden Typ einen wichtigen Einfluss auf das Wachstum der Pflanzen *P. volubilis* hatte, da diejenigen Behandlungen, die in Humus wuchsen viel höhere Werte beim Gesamtgewicht des Pflanzen zeigten, als die Behandlungen in Sand (Figur 12 F).

Außerdem zeigen die Pflanzen die unter Schatten wuchsen, höhere Werte in Gesamtgewicht des Pflanzen im Vergleich zu Pflanzen die unter Licht gewachsen sind. Das Gesamtgewicht der Pflanzen unter Schatten-Behandlung war höher, weil

die Hauptstängel eine größere Höhe als die Stängel der Pflanzen unter Licht-Behandlung erreichte.

4.6 Blattbiomasse

Lichtintensität und Bodentyp gehören zu den wichtigsten Faktoren bei der Bildung von Biomasse im allgemeinen und von Blattbiomasse im speziellen. Diejenige Pflanzen die unter Licht gewachsen sind, bildeten eine größere Anzahl von Blättern und hatten folglich erhöhte Werte bei der Blattbiomasse in diesen Behandlungen. Mit einer größeren Anzahl an Blättern kann die Pflanze mehr Licht einfangen. Die Photosyntheseaktivität wird erhöht und bringt eine bessere Nutzung der Verfügbarkeit von Nährstoffen und Wasser mit sich und führt zu einem beschleunigten Wachstum der Pflanze (Sotolongo *et al.* 2009).

4.7 Spezifische Blattfläche (SBF)

P. volubilis zeigt hohe SBF-Werte in Humus (nährstoffreich) und nur relativ niedrige Werte in Sand (nährstoffarm). Es ist wichtig zu ergänzen, dass die Pflanzen die unter Schatten aufgewachsen sind, allgemein höherer SBF-Werte hervorgebracht haben als unter Licht. Nach Cai (2011), haben sie dies mit vielen anderen Gehölzen gemeinsam, bei denen eine Beschattung die spezifische Blattfläche deutlich erhöht.

Nach Severino *et al.* (2007) ist der SBF ein Indikator für die Ressourcennutzung seitens der Pflanze. Sind die SBF-Werte hoch bedeutet dies, dass die Pflanze mehr Biomasse produziert. Diese Situation kann auftreten, wenn die Pflanze günstigen Wachstumsbedingungen begegnet. Niedrige SBF-Werte zeigen im Gegensatz dazu, dass die Pflanze die verfügbaren Ressourcen mehr effizient nutzt, weil keine optimalen Wachstumsbedingungen vorliegen.

5 Schlussfolgerung

Plukenetia volubilis ist aufgrund ihrer hohen Konzentration an Protein und Omega-Fettsäuren ein interessantes Objekt für wissenschaftliche Untersuchungen. Allerdings konzentrieren sich viele Studien nur auf die chemische Zusammensetzung oder die Inhaltstoffe der Samen und Informationen über Wachstum und Entwicklung unter Gewächshausbedingungen wurden bislang vernachlässigt.

Das Ziel dieser Studie war es, die Entwicklung von *P. volubilis* unter kontrollierten Wachstumsbedingungen in einem Gewächshaus aufzeigen. Dafür wurden die folgenden Parameter variiert: Lichtintensität, Bodentyp und Nährstoffverfügbarkeit.

Die Ergebnisse bestätigten die Hypothese, dass Pflanzen, die unter den in der Literatur als optimal beschriebenen Lichtbedingungen, in Humus Substrat und einer höheren Nährstoffkonzentration gewachsen sind, generell ein stärkeres Wachstum zeigen.

6 Zusammenfassung

Plukenetia volubilis zeigt eine rasche Produktion von Biomasse und ist durch ihren hohen Öl- (48%) und Proteingehalt (29%), mit einem erheblichen Anteil an ungesättigten Fettsäuren (Ölsäure, Linolsäure und Linolensäure) ein interessantes Objekt für wissenschaftliche Untersuchungen. Diese Eigenschaften machen sie zu einem hochwertigen Produkt, das sowohl in der menschlichen Ernährung, als auch in der Medizin und Kosmetik Anwendung findet.

Diese Forschung wurde zwischen den Monaten Juni und September des Jahres 2013 in dem Gewächshaus von der Universität Hohenheim durchgeführt. In dieser experimentellen Studie wurde die Wirkung von drei Umweltparametern auf *P. volubilis* ausgewertet: Lichtintensität, Bodenart und Nährstoffkonzentration. Die Behandlungen wurden in einem randomisierten Entwurf je mit drei Wiederholungen verteilt. Für die statistische Auswertung wurde mit einer Varianzanalyse (ANOVA), einem Signifikanztest von $p \leq 0,05$ und dem Post-hoc Tukey HSD-Test gearbeitet. Die ausgewerteten Variablen sind: Gesamtzahl der Blätter, Gesamtzahl der Verzweigungen, Höhe des Hauptstängels, Blattfläche, Gesamtgewicht des Pflanzen, Blattbiomasse und Spezifische Blattfläche. Die Ergebnisse zeigten, dass Pflanzen unter Licht gewachsen sind, eine höhere Anzahl von Blättern und Verzweigungen hervorbrachten. Diejenigen, die im Schatten gewachsen sind, weisen eine höheres Wachstum der Hauptstängel und größeren Werte von Spezifische Blattfläche (SBF). In Humus gewachsenen Pflanzen, hatten höhere Werte beim Gesamtgewicht des Pflanzen, der Spezifische Blattfläche (SBF), Blattfläche und der Blattbiomasse als Pflanzen in sandigen Boden. Pflanzen mit einer erhöhten Nährstoffversorgung, zeigten höhere Werte für die Gesamtzahl der Blätter, die Gesamtzahl der Verzweigungen, das Hauptstängel Wachstum und der Spezifische Blattfläche (SBF).

7 Literaturverzeichnis

Alvarez, L., Rios, S. (2007): Estudio de viabilidad económica del cultivo de *Plukenetia volubilis* L. "Sacha inchi", Departamento de San Martín. Estudio apoyado por IIAP-San Martín Perú (Auf Spanisch).

Arévalo, G. (1999): El cultivo del sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en la Amazonia -Tecnología de Post-cosecha (Auf Spanisch).

Avello, M., Suwalski, M. (2006): Radicales libres, antioxidantes naturales y mecanismos de protección. *Atenea* 494:161-172. (Auf Spanisch).

Boletín técnico (2012): Cultivo de Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) . Ministerio de Agricultura Dirección General de Competitividad Agraria Dirección de Información Agraria Jr. Yauyos 258- Lima (Auf Spanisch).

Cai, Z.Q. (2011): Shade delayed flowering and decreased photosynthesis, growth and yield of Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis*) plants. *Industrial Crops and Products* 34:1235-1237.

Chirinos, R., Zuloeta, G., Pedreschi, R., Mignolet, E., Larondelle, Y., Campos, D. (2013): Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.): a seed source of polyunsaturated fatty acids, tocopherols, phytosterols, phenolic compounds and antioxidant capacity, *Food Chemistry*.

Dostert, N., Roque, J., Brokamp, G., Cano, A., La Torre, M.I., Weigend, M. (2009): Desarrollo de monografías botánicas (factsheets) para cinco cultivos peruanos. Hojas Botánicas: Sacha inchi – *Plukenetia volubilis* L. Proyecto Perú Biodiverso. GTZSECO- MINCETUR 2009. (Auf Spanisch).

Fanali, Ch., Dugo, L., Cacciola, F., Beccaria, M., Grasso, S., Dacha, M., Dugo, P., Mondello, L. (2011): Chemical Characterization of Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) Oil. *J. Agric. Food Chem.* 59: 13043-13049.

Follegatti-Romero, L.A., Piantino, C., Grimaldi, R., Cabral, F.A. (2009): Supercritical CO₂ extraction of omega-3 rich oil from Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) seeds. J. of Supercritical Fluids. 49:323-329.

Flores, A.M. (2009): Monografía 73, Ficha técnica Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) Publicación virtual red peruana de alimentación y nutrición Lima, Perú (Auf Spanisch).

Gillespie L.J. (1993): A synopsis of neotropical *Plukenetia* (Euphorbiaceae) including two new species. Syst Bot 18: 575 - 592.

Guillen M.D., Ruiz A., Cabo N, Chirinos R, Pascual G. (2003): Characterization of sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) oil by FTIR spectroscopy and H-1 NMR. J Am Oil Chem Soc 2003, 80(8):755–762.

Gorriti A., Arroyo J., Quispe F. (2010): Toxicidad oral a 60 días del aceite de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) y linaza (*Linum usitatissimum* L.) Rev. Perú Med. Exp. Salud Pública. 27(3): 352-60. (Auf Spanisch).

Gutiérrez L.F., Rosada L.M., Jiménez, A. (2011): Chemical composition of Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) seeds and characteristics of their lipido fraction. Grasas y aceites. 62: 76-83.

Hamaker, B.R., Valles C., Gilman, R., Hardmeier, R. M., Clark, D., García, H.H., Gonzales, A.E., Kohlstad, I. and Castro, M. (1992). Amino Acid and Fatty Acid Profiles of the Inca Peanut (*Plukenetia volubilis* L.), Cereal Chem. 69:461–463.

Hanssen H.P., Schmitz-Hübsch M. (2011): Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) Nut Oil and Its Therapeutic and Nutritional Uses. Nuts & Seeds in Health and Disease Prevention. DOI: 10.1016/B978-0-12-375688-6.10117-3 2011 Elsevier Inc.

Hazen, Stoewesand. (1980). Resultados de análisis del aceite y proteína del cultivo de Sacha inchi. Universidad de Cornell. USA.

Huamán J., Chávez K., Castañeda E. (2008): Efecto de la *Plukenetia volubilis* Linneo (sacha inchi) en la trigliceridemia posprandial An. Fac. med, 2008; 69 (4): 263-266 (Auf Spanisch).

Huamani P.T., Flores, E. (2009): Estrategias de comercialización de Sacha inchi. Gestión en el Tercer Milenio. Rev. de Investigación de la Fac. de Ciencias Administrativas, UNMSM .Vol. 12, N°23, Lima. (Auf Spanisch).

Hurrel J.A., Pochettino M.L., Puentes J.P., Arenas P.M. (2013): From traditional frame to urban scenario: Ancient plants became dietary supplements in conurbation Buenos Aires-La Plata, Argentina. Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas 12 (5): 499 – 515.

IIAP, Instituto de investigaciones de la amazonia peruana. (2009): Estudio de viabilidad económica del cultivo de *Plukenetia volubilis* Linneo, Sacha inchi, en el departamento de San Martín. Avances económicos N° 3. Iquitos, Perú. (Auf Spanisch).

Juarez, E. (2007): Citado en Arevalo, G. 1996. El cultivo de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en la amazonia. 1era. Edición. Lima-Perú. pp. 8-24 (Auf Spanisch).

La Rosa, R., Quijada J. (2013): Germination of Sacha inchi, *Plukenetia volubilis* L. (MCBRIDE 1951) (Malpighiales, Euphorbiaceae) under four different conditions. The Biologist (Lima) Vol. 11, N°1.

Manco, E. (2006): Cultivo de Sacha inchi. Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria (INIEA). San Martín. Perú (Auf Spanisch).

Manco, E. (2003): Informes de Resultados de Investigación. Programa Nacional de INIEA – SUDIRGEB - EEA. El porvenir, Cultivo de Sacha Inchi_ Investigación en Recursos Genéticos y Biotecnología. E.E. “El Porvenir”. Años 1996-2003 (Auf Spanisch).

Manchego, J.L. (2008): Análisis de plagas y enfermedades en el cultivo de Sacha inchi en Amazonas. Perú biodiverso. Lima, Perú. 2008. (Auf Spanisch).

Mondragón, I. (2009): Estudio farmacognóstico y bromatológico de los residuos industriales de la extracción del aceite de *Plukenetia volubilis* L. (Sacha inchi). PhD thesis, UNMSM-Facultad de Farmacia y Bioquímica. Lima Perú. (Auf Spanisch).

Muñoz Jáureguia A. , Ramos Escudero Fernando , Alvarado Ortiz-Uretaa Carlos, Castañeda Castañeda Benjamin, Barnett Mendoza Edy , Yáñez Farfán Jaime, Cajaleón Asencios Delia (2010): Evaluación del contenido de fitoesteroles, compuestos fenólicos y métodos químicos para determinar la actividad antioxidante en semilla de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) Rev. Soc. Quím. Perú 76 :3 Lima. (Auf Spanisch).

Maurer N., Hatta-Sakoda, B., Pascual-Chagman, G., Rodriguez-Saona, L. (2012): Characterization and authentication of a novel vegetable source of omega-3 fatty acids, Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) oil. Food Chemistry 134:1173-1180.

MINAG (2012), Boletín técnico: Cultivo de Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.). Ministerio de Agricultura Dirección General de Competitividad Agraria Dirección de Información Agraria Jr. Yauyos 258- Lima (Auf Spanisch).

Moreau, R., Whitaker, B., Hicks, K. (2002): Phytosterols, and their conjugates in foods: structural diversity, quantitative analysis, and health-promoting uses. Progress in Lipids Research. 41: 457-500.

Paitán-Mera, P. R. (2006): Adaptabilidad del cultivo de Sacha Inchi en el valle de Jetepeque (Auf Spanisch).

Pascual, G., Mejia, M. (2000): Extracción y Caracterización de aceite de sachá inchi. Anales Científicos; XLII, 146 (Auf Spanisch).

PBD (2009): Proyecto Perú Biodiverso. Manual de producción de Sacha inchi para el biocomercio y la agroforestería sostenible. 1ra Edición, Biblioteca Nacional del Perú (Auf Spanisch).

Semino, C.A., Rojas, F.C., Zapata, E.S., (2008): Protocolo del cultivo de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.). La Merced, Perú, PhD Thesis, pp. 1-87 (Auf Spanisch).

Severino L.S., Silva do Vale L., De Macedo Beltrao. (2007): A simple method for measurement of *Jatropha curcas* leaf area. Rev. bras. ol. fibros., Campina Grande, v.11, n.1, p.9-14.

Sotolongo J.A., Vigil M.C., Figueroa R., Marquetti O., Montes de Oca S., del Valle J., Rodríguez D., Garrido O., García W.,Díaz A. (2009): *Jatropha curcas* L.: principios para su sustentabilidad. Centro Aplicaciones Tecnológicas para el desarrollo Sostenible, Delegación CITMA Guantánamo. Cuba. Matanzas: Editorial Universitaria, 2009 / Memorias Agodesarrollo '09. -- ISBN 978-959-16-1036-2 (Auf Spanisch).

Valdés Rodríguez O.A., Sánchez Sánchez O., Pérez Vázquez A. (2012): Crecimiento aéreo y estructura radical de *Jatropha curcas* L. En tres tipos de suelo. SMCS, AC Zacatecas, Zac., México – 11 al 16 de noviembre de 2012 congreso.smcs@gmail.com (Auf Spanisch).

Valenzuela R., Tapia G., Gonzalez M., Valenzuela A. (2011): Omega-3 fatty acids (EPA and DHA) and its application in diverse clinical situations. Rev Chil Nutr Vol. 38, N°3.

Internetquellen

Contentmapas.didactalia.net (2014)

<http://contentmapas.didactalia.net/imagenes/Documentos/ImagenesSemanticas/cdeff8e7-8717-4831-9299-3e8a8561d4a5/bbae3b23-76bb-48d1-acf6-8b0c985cb116.jpg>

Ecured (2010)

<http://www.ecured.cu/index.php/Caroteno>

Omegasana.org (2013)

http://www.omegasana.ch/?sacha_inchi_oel_vergleich

Pinnacle Biotech (2011)

<http://sachainchi.com.my/modules/AMS/article.php?storyid=13>

Trans gen (2011)

http://www.transgen.de/datenbank/zusatzstoffe/328.pflanzliche_sterole_phytosterole.html

Tropicos.org (2014)

<http://www.tropicos.org/Image/100230291>