universität wien

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

Ermittlung der erforderlichen Stickstoffmenge zur Herstellung von mit ^{15}N-gelabelter Folsäure in Spinat

Verfasserin

Susanne Dormayer

angestrebter akademischer Grad

Magistra der Naturwissenschaften (Mag.ª rer.nat.)

Wien, 2010

Matrikel-Nummer:	0400229
Studienkennzahl lt. Studienblatt:	A 474
Studienrichtung (lt. Studienblatt:	Diplomstudium Ernährungswissenschaften
Betreuer:	Univ.-Prof. Dr. Jürgen König Department für Ernährungswissenschaften Emerging Focus Nutrigenomics
Institut der Durchführung der Arbeit:	Department für Ernährungswissenschaften Department für Molekulare Systembiologie Universität Wien

Danksagung:

An dieser Stelle möchte ich folgenden Personen meinen Dank aussprechen:

Univ.-Prof. Dr. Jürgen König und seiner Arbeitsgruppe (Doris, Elisabeth, Martina, Sandra, Ulrike),

Univ.-Prof. Dr. Wolfram Weckwerth sowie seiner Arbeitsgruppe (Christiane, Doris, Fan, Lena, Luis, Mette, Peter, Stefanie, Takeshi, Wolfgang, Wolfgang,....),

den Gärtnern des Instituts für Molekulare Systembiologie Thomas Joch, Andreas Schröfl und ihren Lehrlingen (Dominik, Nathalie, Pamela, Thomas, Wolfgang),

Hubert Kraill vom Department für Limnologie,

Gheorge Mare vom Department für Ernährungswissenschaften,

meinen FreundInnen und teilweise auch StudienkollegInnen: Alex, Ben, Chris, Christopher, Daniel, Helene, John, Kathi, Katharina, Lisa, Markus, Reinald, Susi, Thomas, Sabine und Wolfi, Babsi sowie dem gesamten Gesangverein Langenzersdorf 1877, meiner Familie und meinem Freund Martin

für euer Verständnis sowie eure Unterstützung, Hilfsbereitschaft, Aufmunterungen, Freundschaft, Zeit,...

Herzlichen Dank!

Susanne

Das wäre eine armselige Wissenschaft, die die große, tiefe, geheiligte Unendlichkeit des Nichtwissens vor uns verbergen wollte, über welcher alle Wissenschaft wie bloßer oberflächlicher Nebel schwimmt.

Thomas Carlyle (1795 - 1881)

Inhaltsverzeichnis

Inhaltsverzeichnis I
Abbildungsverzeichnis III
Diagrammverzeichnis IV
Tabellenverzeichnis V
Abkürzungsverzeichnis VI
1. Einleitung und Fragestellung 1
2. Literaturübersicht 3
2.1. Folsäure 3
2.1.1. Chemische Struktur 3
2.1.2. Funktionen 5
2.1.3. Folsäurebedarf 6
2.1.4. Beeinflussung des Folsäurebedarfs 8
2.1.5. Absorption, Transport und Speicherung 11
2.1.6. Metabolismus und Exkretion 13
2.1.7. Mangelerscheinungen 14
2.1.8. Messung und Erfassung von Nahrungsfolaten 15
2.2. Spinat 16
2.3. Intrinsische Markierung von Nahrungsfolaten mit Stickstoff (^{15}N) 19
3. Material und Methoden 21
3.1. Priming 21
3.1.1. Ablauf des Primings in Versuch 1 22
3.1.2. Ablauf des Primings in Versuch 2 25
3.2. DutchPot™-System 26
3.2.1. Füllmaterial 28
3.2.2. Nährlösungskreislauf 29
3.2.3. Versuch 1 31
3.2.4. Versuch 2 31
3.3. Nährlösung 33
3.3.1. Versuch 1 34
3.3.2. Versuch 2 35
3.3.3. Vergleich zwischen beiden Versuchen 35
3.4. Messung der Nährlösung während des Verlaufs 37
3.5. Versuchsablauf 40
3.5.1. Versuch 1 40
3.5.2. Versuch 2 42
3.6. Ernte 44
3.6.1. Versuch 1 44

3.6.1.1. Blanchieren im Wasserbad 44
3.6.1.2. Blanchieren in der Mikrowelle 46
3.6.2. Versuch 2 46
3.6.2.1. Ernte der Wurzeln 47
4. Ergebnisse 48
4.1. Priming 48
4.1.1. Versuch 1 48
4.1.2. Versuch 2 48
4.1.3. Vergleich beider Versuche 48
4.2. Nährlösung 49
4.2.1. Versuch 1 49
4.2.1.1. pH-Wert und EC-Leitwert der Nährlösung im Versuchsverlauf 49
4.2.1.2. Kalium- und Magnesiumkonzentrationen der Nährlösung im Versuchsverlauf 51
4.2.1.3. Nitrat- und Ammoniumstickstoffkonzentration der Nährlösung im Versuchsverlauf 52
4.2.2. Versuch 2 54
4.2.2.1. pH-Wert und EC-Leitwert der Nährlösung im Versuchsverlauf 54
4.2.2.2. Nitratstickstoff- und Magnesiumkonzentration der Nährlösung im Versuchsverlauf 55
4.3. Ernte 56
4.3.1. Versuch 1 56
4.3.2. Versuch 2 57
4.3.3. Vergleich 57
4.3.4. Schätzung der Wurzelmasse von Versuch 1 und Berechnung des gesamten Verlustes beider Versuche 59
5. Diskussion 63
6. Schlussbetrachtung 67
7. Zusammenfassung 69
8. Abstract 70
9. Literaturverzeichnis 71
10. Anhang I
11. Lebenslauf i

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Pteroylmonoglutamat, Grundstruktur der Folsäure 3
Abbildung 2: Aktive Form: Tetrahydrofolat 4
Abbildung 3: Beispiel der Struktur reduzierter Formen von THF 4
Abbildung 4: Vorbereitungen zum Einlegen der Spinatsamen in NaClO 22
Abbildung 5: In PEG eingelegte Spinatsamen 23
Abbildung 6: Abspülen der Spinatsamen mit destilliertem Wasser 23
Abbildung 7: Saatkiste 24
Abbildung 8: Primingutensilien des zweiten Versuchs 25
Abbildung 9: In PEG eingelegte, mittels Luftpumpe bewegte Spinatsamen 26
Abbildung 10: DutchPot™-System 27
Abbildung 11: Innenansicht des DutchPot™-Systembehälters 28
Abbildung 12: Zu- und Abflussleitungen 30
Abbildung 13: Hinterseite des DutchPot™-Systems 30
Abbildung 14: Pumpe im Wasserreservoir 31
Abbildung 15: Filterung der zurückfließenden Nährlösung 32
Abbildung 16: pH Meter 37
Abbildung 17: Messung des EC-Leitwertes 38
Abbildung 18: Vorbereitung zur Messung der Nährstoffkonzentration 38
Abbildung 19: Kaliumtest 39
Abbildung 20: Reflectoquantmessung der Kaliumkonzentration 39
Abbildung 21: Spinatpflanze am 03.08.2009 (Wachstumstag 26) 41
Abbildung 22: Spinatpflanzen am 13.08.2009 (Wachstumstag 38) 41
Abbildung 23: Spinatpflanzen am 16.08.2009 (Wachstumstag 47) 42
Abbildung 24: Spinatpflanzen am 28.09.2009 (Wachstumstag 46) 43
Abbildung 25: Spinatpflanzen am 28.09.2009 (Wachstumstag 46) 43
Abbildung 26: Skizze der benützten Materialien für das Blanchieren mit heißem Wasser 45
Abbildung 27: Spinatpflanzen des zweiten Versuchs vor der Ernte 47
Abbildung 28: Folsäurebiosyntheseweg an Arabidopsis thaliana I

Diagrammverzeichnis

Diagramm 1: Vergleich der Nährlösungszusammensetzung I 36
Diagramm 2: Vergleich der Nährlösungszusammensetzung II 36
Diagramm 3: Vergleich der Nährlösungszusammensetzung III 37
Diagramm 4: Verlauf von pH-Wert und EC-Leitwert in Versuch 1 49
Diagramm 5: Konzentrationen von Kalium und Magnesium im Verlauf von Versuch 1 51
Diagramm 6: Konzentrationen von Nitrat- und Ammonium-Stickstoff im Verlauf von Versuch 1 53
Diagramm 7: Verlauf von pH-Wert und EC-Leitwert in Versuch 2 54
Diagramm 8: Konzentrationen von Nitrat-Stickstoff und Magnesium im Verlauf von Versuch 2 55
Diagramm 9: Vergleich des Blattgewichtes pro Pflanze 57
Diagramm 10: Vergleich des Gesamtgewichtes der Organe 58

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Bioverfügbarkeit der unterschiedlichen Folate 5
Tabelle 2: EAR und RDA von Folsäure für bestimmte Personengruppen (wenn nicht anders angegeben in µg Folsäureäquivalent pro Tag): 8
Tabelle 3: Löslichkeit von Perlit 28
Tabelle 4: Chemische Zusammensetzung von Leca, Perlit und Vermiculit 29
Tabelle 5: Zugesetzte Düngermenge im Verlauf von Versuch 1 34
Tabelle 6: Zugesetzte Düngermenge im Verlauf von Versuch 2 35
Tabelle 7: Prozentuelle Keimfähigkeit der Spinatsamen 48
Tabelle 8: Vergleich des Erntegewichtes der Versuche 59
Tabelle 9: Prozentuale Verteilung nach oberirdischen Pflanzenteilen 59
Tabelle 10: Prozentuale Verteilung nach gesamter Pflanzenmenge 60
Tabelle 11: Schätzung des Gesamtgewichtes von Versuch 1 durch Rückschluss aus dem Unterschied zwischen beiden Versuchen 60
Tabelle 12: Gewicht aller Pflanzenteile beider Versuche (* geschätzt) 61
Tabelle 13: Folsäuregehalt unterschiedlicher Lebensmittel II
Tabelle 14: Vergleich der Nährlösungskonzentrationen in Versuch 1 und Versuch 2 III
Tabelle 15: Vergleich der Elementkonzentrationen der Nährlösungen IV
Tabelle 16: Versuchsablauf 1 V
Tabelle 17: Versuchsablauf 2 IX
Tabelle 18: Ausbeute bei Versuch 1 gegliedert nach Pflanzenteilen XII
Tabelle 19: Ausbeute bei Versuch 2 gegliedert nach Pflanzenteilen XIV

Abkürzungsverzeichnis

ACS = American Chemical Society

AI = Adequate Intake

CED = Chronisch Entzündliche Darmerkrankungen

CU = Colitis Ulcerosa

DNS = Desoxyribonukleinsäure

EAR = Estimated Average Requirement

EDTA = Ethylendiamintetraacetat

FÄ = Folsäureäquivalent

FIGLU = Formiminoglutamat

HPLC = High Pressure Liquid Chromatography

ISO = Internationale Organisation für Normung

M = Molekulargewicht

MetSyn = Methionin-Synthase

MSR = Methionin-Synthase-Reduktase

MTHFR = 5,10-Methylentetrahydrofolatreduktase

p.a. = pro analysi

PteGlu = Pterolyglutamat

RA = Rheumatoide Arthritis

RDA = Recommended Dietary Allowance

SHMT = Serinhydroxymethyltransferase

THF = Tetrahydrofolat

UL = Upper Level

1. Einleitung und Fragestellung

Folsäure ist bekannt durch ihre Wirkung bei der Vorbeugung von Neuralrohrdefekten wie Spina bifida, sie spielt ebenfalls eine wichtige Rolle im Metabolismus von Nuklein- und Aminosäuren. Die Tatsache, dass Folsäurezufuhr den Homocysteinspiegel im Blut senken kann, ist ein Hinweis auf ihre Rolle bei der Entstehung von kardiovaskulären Erkrankungen. Dieses B-Vitamin wird außerdem mit der Vorbeugung von unterschiedlichen Krankheiten wie Demenz, verschiedenen Krebsarten, affektiven Störungen, dem Down-Syndrom und anderen Geburtsdefekten in Zusammenhang gebracht.

Wichtige Folsäurelieferanten sind grüne Blattgemüse. Als sehr gute Quelle hat sich, neben Kohlgemüsen wie Grünkohl (Winterkohl) insbesondere Spinat erwiesen (Siehe Tabelle 13 im Anhang auf Seite II). Der relativ anspruchslose Anbau sowie die kurze Vegetationsperiode von maximal 53 Tagen sind zusätzliche Gründe, die für diese Pflanze sprechen. Um den Anbau des Spinats zu vereinfachen, wird in dieser Arbeit das DutchPot™-Hydro-System erprobt. Für die Sicherstellung konstanter Versuchsbedingungen wurden die Versuche in einer Klimakammer für eine Zeitperiode von 49 Tagen durchgeführt. Im Gegensatz zu Kohlarten ist Spinat hervorragend für die Anzucht unter den Bedingungen in einer Klimakammer geeignet.

Diese Diplomarbeit beschäftigt sich mit der Frage, ob die in von Hart et al. (2006) verwendete Nährlösung, durch jene von Ippel et al. (2004), welche eine andere Zusammensetzung (vor allem einem geringeren Stickstoffgehalt) hat, ersetzt werden kann, um ein gutes Verhältnis zwischen Stickstoffzufuhr und Ertrag zu schaffen sowie die Produktionskosten intrinsisch markierter Pflanzen zu senken.

Schlussendlich soll herausgefunden werden, wie viel Stickstoff benötigt wird, um eine adäquate Menge an Spinat zu erhalten. Hart et al. haben in ihrem 2006 veröffentlichten Versuch 40 % des Stickstoffes durch ^{15}N ersetzt. Ippel et al. (2004) konnten ihre Pflanze zu über 98 % mit ^{15}N markieren. Die vorliegende Arbeit dient als Vorarbeit für das Department Ernährungswissenschaf-

ten, Emerging Focus Nutrigenomics in Zusammenarbeit mit dem Department für Molekulare Systembiologie, um Spinat mit komplett intrinsisch gelabelter Folsäure zu erzeugen und diese dann nach oraler Verabreichung im Plasma von Probanden nachzuweisen. Metabolom und Proteom der markierten Pflanzen sollen in weiterer Folge vom Department für Molekulare Systembiologie untersucht werden.

In weiteren Arbeiten soll ein Beitrag zur Lösung folgender Fragen geleistet werden:

- Können extrinsisch markierte Folate in gleicher Weise wie intrinsisch markierte absorbiert werden?
- Können Nahrungsfolate leichter absorbiert werden als künstlich erzeugte Folsäure?

Bei einer gesetzlich vorgeschriebenen Anreicherung von Lebensmitteln mit Pteroylmonoglutamat kann es zu einer Verstärkung der Überdosierung bei den so genannten „High consumers“, also jener Bevölkerungsgruppe, die regelmäßig Nahrungsergänzungsmittel zu sich nimmt, kommen. Somit stellt sich die Frage, ob es wirklich sinnvoll ist, den Folatstatus der Bevölkerung durch synthetisch hergestellte Folsäure zu erreichen oder ob dies eher durch natürliche Nahrungsfolate – durch den Anbau und die Verwendung von folsäurereichen Sorten – erreicht werden sollte.

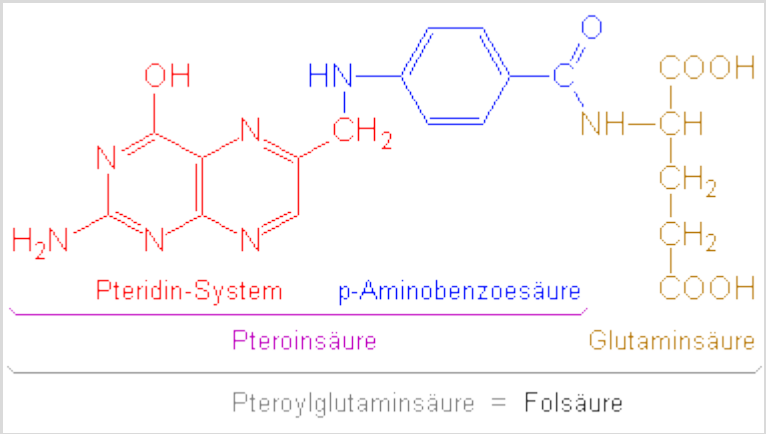
2. Literaturübersicht

2.1. Folsäure

1931 entdeckte Lucy Wills bei indischen Schwangeren, dass Hefeextrakt bei tropischer makrozytischer Anämie hilft. Viele Forscher trugen zur Isolierung des kritischen Faktors bei. Dieser wurde nach dem lateinischen Wort „folium“ für Blatt „Folsäure“ genannt [Lucock, 2000]. 1946 wurde von R. B. Angier et al. in den USA erstmals Pteroylmonoglutamat isoliert und synthetisiert [Elmadfa und Leitzmann, 2004].

2.1.1. Chemische Struktur

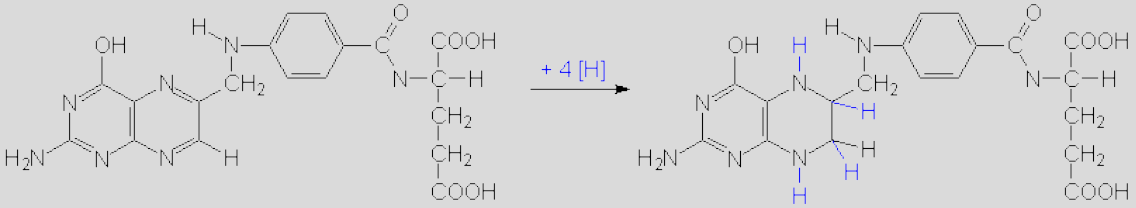
Abbildung 1: Pteroylmonoglutamat, Grundstruktur der Folsäure



[Gasteiger und Schunk, 2003]

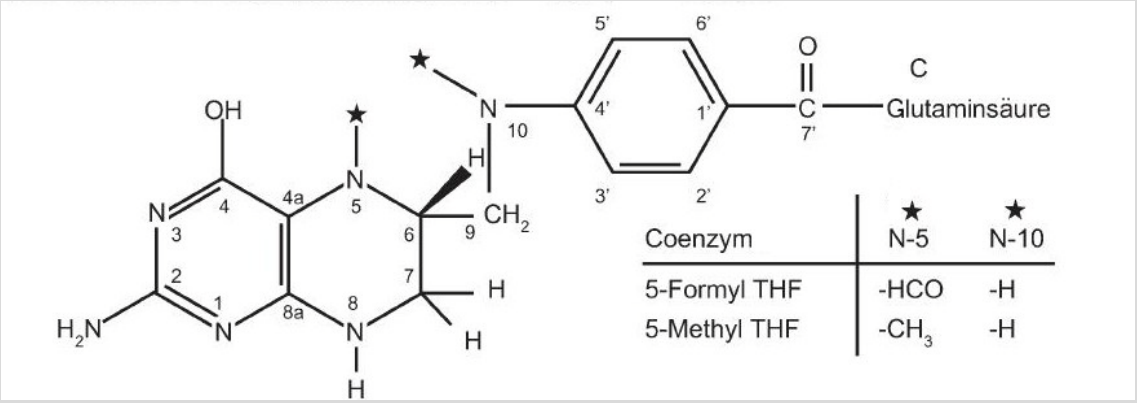
Folate sind wasserlösliche Vitamine des B-Komplexes, die in vielen verschiedenen chemischen Strukturen existieren. Die Grundstruktur besteht aus p-Aminobenzoesäure, die an dem einen Ende mit einem Pteridinring (2-Amino-4-Hydroxy-6-Methylpteridin) und auf dem anderen Ende mit einer Glutaminsäure (Glutamat) verbunden ist [Institute of Medicine, 1998]. Folate sind empfindlich gegenüber Hitze, Licht, Säure, Laugen sowie Sauerstoff. Besonders einfach können sie durch Erhitzen in saurer oder basischer Umgebung zerstört werden [Elmadfa und Leitzmann, 2004].

Abbildung 2: Aktive Form: Tetrahydrofolat



[Gasteiger und Schunk, 2003]

Abbildung 3: Beispiel der Struktur reduzierter Formen von THF



[modifiziert nach Hart et al. 2006]

Die stabilste Form ist die am meisten oxidierte - nämlich Pteroylmonoglutamat, auch Folsäure oder im Englischen „folic acid“ genannt. Sie kommt nur in geringen Mengen in der Nahrung vor, wird aber bei der Anreicherung von Lebensmitteln sowie in Supplementen verwendet. Nahrungsfolate sind Folsäureformen, die in der Natur vorkommen und 1 bis 6 zusätzliche Glutamatmoleküle, welche mittels Peptidbindung an die γ-Carboxyl-Gruppe des Glutamats gebunden sind, enthalten [Institute of Medicine, 1998]. Sie unterscheiden sich nicht nur durch die Anzahl an Glutamatresten, sondern auch durch den Oxidationsstatus des Pteridinringes sowie den C1-Substituenten an N5 und N10. Die am häufigsten vorkommenden Formen sind 5-Methyltetrahydrofolsäure (5-Methyl-$H_4PteGlu_n$) sowie Formyltetrahydrofolsäure (Formyl-$H_4PteGlu_n$) [Lucock, 2000]. Nahrungsfolate werden auch als Folacin bezeichnet. Sie haben eine um 50 % geringere Bioverfügbarkeit im Vergleich zu reiner Folsäure (Pteroylmonoglutamat) [Elmadfa und Leitzmann, 2004 und Institute of Medicine, 1998].

Tabelle 1: Bioverfügbarkeit der unterschiedlichen Folate

1 Folsäure-äquivalent (FÄ) =	1 µg Nahrungsfolat
	0,6 µg aus mit Folsäure angereicherten Lebensmitteln oder durch Supplemente gleichzeitig mit Nahrung eingenommen
	0,5 µg Folsäuresupplement auf leeren Magen eingenommen
[Institute of Medicine, 1998].	

Im Modellorganismus Arabidopsis thaliana konnte die pflanzliche Biosynthese von Folsäure weitgehend aufgedeckt werden, welche in Abbildung 28 im Anhang auf Seite I skizziert ist. Da der menschliche Organismus nicht in der Lage ist, Folsäure zu synthetisieren, muss diese mit der Nahrung aufgenommen werden (siehe Abschnitt 2.1.5 sowie 2.1.6 ab Seite 11).

2.1.2. Funktionen

Folsäure spielt eine wichtige Rolle als Coenzym in C1-Transfers beim Metabolismus von Nuclein- und Aminosäuren. Der Folsäure-vermittelte Transport der C1-Einheiten von Serin stellt die Hauptquelle im C1-Metabolismus dar. Die Umwandlung von Homocystein zu Methionin dient als Methionin-Hauptquelle bei der Synthese von S-adenosyl-Methionin, welches ein wichtiges Methylierungsagens ist [Wagner, 1996 in Institute of Medicine, 1998].

- Reaktionen bei der DNS-Synthese:
  - Folsäure dient als Coenzym der Pyrimidin- (Nucleotid-) Biosynthese: Die Methylierung der Deoxyuridylsäure zu Thymidylsäure wird für die Zellteilung benötigt.
- Reaktionen bei der Purinsynthese:
  - Bildung von Glycinamidribonukleotid und 5-Amino-4-Imidazol-Carboxamidribonucleotid.
  - Einspeisung von Formiat in den Formiatpool sowie Verwendung von Formiat.
- Reaktionen bei der Aminosäureninterkonversion:
  - Katabolismus von Histidin zu Glutaminsäure.
  - Gegenseitige Umwandlung von Serin und Glycin.
  - Konversion von Homocystein zu Methionin [Institute of Medicine, 1998].

2.1.3. Folsäurebedarf

Der Folsäurestatus bei Menschen wird durch die Folatkonzentration im Serum (Normbereich: 6 – 20 ng / ml) oder Erythrozyten (Normbereich: 150 – 700 ng / ml) bestimmt. Seltener geschieht dies durch den Desoxyuridin-Suppressionstest oder den Nachweis der Ausscheidung von Formiminoglutamat (FIGLU) im Harn nach Histidinbelastung. Um eine Vitamin B12-Defizienz ausschließen zu können, wird auch der Cobalamingehalt im Serum gemessen [Elmadfa und Leitzmann, 2004].

Die **RDA** beziehungsweise Recommended Dietary Allowance ("Empfohlene tägliche Zufuhr" oder „Empfohlene Tagesdosis") ist die Menge eines Nährstoffes, die laut Food and Nutrition Board zirka 98 % des Bedarfs aller gesunden Individuen jeden Alters und Geschlechts deckt. Sie ist meist 20 % höher als der **EAR** (Estimated Average Requirement). Die RDA ist mit den D-A-CH-Referenzwerten gleichzusetzen [Elmadfa und Leitzmann, 2004 und Institute of Medicine, 1998]. Als Abschätzung für die Recommended Daily Allowance welche mit 400 µg FÄ / Tag für Erwachsene festgelegt ist, dienen die Folsäurekonzentration in den Erythrozyten, da diese in direktem Zusammenhang mit der Plasmahomocysteinkonzentration steht, weiters das Plasmahomocystein selbst sowie die Folatkonzentration in Plasma und Serum [Institute of Medicine, 1998].

EAR steht auf Deutsch für den „durchschnittlichen Bedarf einer Bevölkerungsgruppe" und ist die Menge eines Nährstoffes, die den Bedarf von 50 % einer definierten Bevölkerungsgruppe deckt Die EAR- und RDA-Werte für die verschiedenen Bevölkerungsgruppen sind in Tabelle 2 auf Seite 8 zu finden. Es konnte beobachtet werden, dass Frauen, die Supplemente im Ausmaß von 360 – 800 µg FÄ (Folsäureäquivalente) pro Tag sowie gleichzeitig 300 µg Nahrungsfolat pro Tag konsumierten, ein geringeres Risiko hatten, Kinder mit Neuralrohrdefekten zu gebären. Somit ist für Schwangere und Frauen im gebärfähigen Alter die Empfehlung auszusprechen, 4 Wochen vor einer Schwangerschaft zusätzlich zum Folsäuregehalt einer ausgewogenen Ernährung, 400 µg Folsäure durch angereicherte Lebensmittel beziehungsweise aus Supplementen einzunehmen [Institute of Medicine, 1998].

Der Adequate Intake (**AI**), gleicht dem D-A-CH-Schätzwert und wird für jene Nahrungsbestandteile festgelegt, für die kein RDA bestimmt werden konnte. Er ist experimentell gestützt, aber nicht genügend abgesichert [Elmadfa und Leitzmann, 2004].

Der Tolerable Upper Intake Level (**UL** bedeutet Upper Level) ist die höchste tägliche Zufuhrmenge eines Nahrungsbestandteiles, aus allen Quellen zusammen, unter welcher bei kontinuierlicher Zufuhr keine die Gesundheit schädigenden Effekte erwartet werden. Es konnten auch nach längerer Einnahme von 4 mg / Tag keine schädigenden Wirkungen festgestellt werden. Um sicher zu gehen, wurde die Höchstdosis für Erwachsene mit insgesamt 1000 µg / Tag (aus angereicherten Lebensmitteln sowie Supplementen) festgelegt, jedoch gilt der UL nicht für Nahrungsfolate [Elmadfa und Leitzmann, 2004 und Institute of Medicine, 1998].

Laut Österreichischem Ernährungsbericht 2008 beträgt die Aufnahme an Folsäure bei Schulkindern und Jugendlichen oft nicht einmal die Hälfte der empfohlenen Aufnahme der D-A-CH-Referenzwerte. Ebenso mangelhaft in Bezug auf den Folsäuregehalt ist die Ernährung der Erwachsenen. Die durchschnittliche Versorgung der Senioren mit Folsäure ist um rund 57 % niedriger als die D-A-CH-Referenzwerte empfehlen. Somit besteht bei der gesamten Bevölkerung Handlungsbedarf [Elmadfa et al., 2009].

Tabelle 2: EAR und RDA von Folsäure für bestimmte Personengruppen (wenn nicht anders angegeben in µg Folsäureäquivalent pro Tag):

Alter:	**0-6 Monate**	**7-12 Monate**	**1-3 Jahre**	**4-8 Jahre**	**9-13 Jahre**	**14-18 Jahre**	**19->70 Jahre**	**Schwangere**	**Stillende**
EAR	65*	80*	120	160	250	330	320	520	450
RDA	9,4* µg/kg KG	8,8* µg/kg KG	150	200	300	400	**400**	600	500
* Der Adequate Intake (AI) für gesunde, gestillte Säuglinge ist die mittlere Aufnahme aus der Muttermilch									
[Institute of Medicine, 1998]									

2.1.4. Beeinflussung des Folsäurebedarfs

- Die unterschiedliche Bioverfügbarkeit von Folsäure und Nahrungsfolaten wurde schon erwähnt und ist in Tabelle 1 auf Seite 5 ersichtlich.

- Nährstoff-Nährstoffinteraktionen:
  Kein anderer Nährstoff erhöht oder senkt den Bedarf an Folsäure, jedoch kann ein gleichzeitiger Eisen- oder Vitamin B12-Mangel die Diagnose der Folsäuredefizienz erschweren.

- Interaktionen mit anderen Nahrungskomponenten:
  Ballaststoffe per se haben keine adversen Effekte auf die Bioverfügbarkeit. Folsäure, welche von intestinen Bakterien produziert wird, erhöht den Folsäurestatus von Ratten, da Folsäure im Colon absorbiert werden kann. Bei chronisch Alkoholkranken besteht allgemein das Problem der inadäquaten Aufnahme von Vitaminen und Mineralstoffen, außerdem verstärkt Ethanol Folsäuremangel durch Beeinflussung der intestinen Folsäureabsorption und des hepatobiliären Metabolismus. Weiters wird durch Ethanol die renale Folsäureexkretion erhöht.

- Raucher haben eine erniedrigte Konzentration von Folsäure im Blut, Ursache dafür ist vermutlich eher die geringere Aufnahme durch die Nahrung als ein generell gesteigerter Folsäurebedarf.

- Interaktion von Folsäure mit Medikamenten:

  - Nichtsteroide entzündungshemmende Medikamente:
    Sehr hohe Dosen von Aspirin, Ibuprofen und Acetoaminophen könnten Antifolsäure-Aktivität entwickeln. Jedoch konnte dieser Effekt bei niedrigen Dosen nicht festgestellt werden.

  - Antikonvulsika wie Diphenylhydantoin (Dilantin®) und Phenobarbitol beeinflussen den Folsäurestatus nur bei chronischem Gebrauch. Diphenylhydantoin inhibiert die intestinale Absorption von Folsäure [Institute of Medicine, 1998].

  - Methotrexat ist ein Folsäureantagonist, der häufig bei der Behandlung von Nicht-neoplastischen Erkrankungen wie RA (Rheumatioder Arthritis), Psoriasis, Asthma, primärer billiärer Cirrhose, sowie CED (chronisch entzündliche Darmerkrankungen) eingesetzt wird. Patienten mit RA haben häufig auch einen Folsäuremangel, da, wenn diese Methotrexat zu sich nehmen, ihre Folatspeicher erniedrigt sind [Institute of Medicine, 1998]. Durch gleichzeitige Gabe von Folsäure in Form von 5-Formyl-H_4PteGlu (auch als Leucovorin bezeichnet) und Methotrexat können die toxischen Nebenwirkungen verringert werden, ohne gleichzeitig auch die Wirksamkeit von Methotrexat einzuschränken [Lucock, 2000 und Institute of Medicine, 1998].

  - Weitere Medikamente, die den Folsäuregehalt im Blut negativ beeinflussen sind Pyrimethamin (gegen Malaria), Trimethoprim (gegen Bakterieninfektionen), Triamteren (bei Bluthochdruck), Trimetrexat (bei Infektion mit Pneumocystis carinii) sowie Sulfasalazin (bei „CU“ - Colitis ulcerosa).

- Die Aussage, dass orale Kontrazeptiva den Folsäurestatus beeinträchtigen, konnte nicht bestätigt werden. Zwar zeigten frühere Studien, dass sehr hohe Östrogenlevel adverse Effekte auf den Folsäurestatus haben, dieses Ergebnis konnte aber von nachfolgenden größeren Populationsstudien nicht bestätigt werden.

- Genetische Variation folatabhängiger Enzyme:
  Schwere 5,10-Methylentetrahydrofolatreduktase (MTHFR)-Mängel sind selten, häufiger kommt es zum C667→T-MTHFR-Polymorphismus, der ein thermolabiles MTHFR-Enzym erzeugt. Bei bis zu 50 % der mitteleuropäischen und amerikanischen Bevölkerung kann dieser Polymorphismus heterozygot nachgewiesen werden. 2 - 16 % der Bevölkerung sind homozygot, was häufig mit einem hohen Homocystein-Plasmaspiegel sowie erniedrigten Konzentrationen von Folsäure in Erythrozyten und Blutplasma einhergeht [Institute of Medicine, 1998]. Weitere in der Bevölkerung verbreitete Allelvarianten der Folatgene sind 1298A→C-MTHFR sowie 2756A→G-MetSyn (Methionin-Synthase) und 66A→G-MSR (Methionin-Synthase-Reduktase) [Lucock, 2000].

- Sonstige Erkrankungen:
  Neueste Forschungsergebnisse zeigen Hinweise auf den Zusammenhang von verringerten Folsäurespeichern und einem erhöhten Risiko für Brustkrebs, vor allem in Zusammenhang mit erhöhtem Alkoholkonsum. Weitere Krebsarten an denen im Zusammenhang mit Folsäure geforscht werden sind Colon-, Lungenkrebs sowie Leukämie.

  Die genaue Wirkung von 5-Methyl-H_4PteGlu bei der Behandlung von affektiven Störungen ist noch nicht restlos geklärt. Es konnte gezeigt werden, dass der Folsäurestatus von Müttern, die Kinder mit Trisomie 21 gebären, abnormal ist. Umstritten ist noch ein Zusammenhang von Folsäuremangel mit Gefäßverschlusskrankheiten und Alzheimer.

Studien konnten die inverse Korrelation von maternalem Homocysteinstatus und Geburtsgewicht aufzeigen. Auch Erythrozyten- und Serumfolatspiegel der Mutter hängen mit dem Geburtsgewicht zusammen. Präklampsie geht mit erhöhten Homocysteinspiegeln einher. Jedoch ist bei allen aufgezählten Erkrankungen weitere Forschung zur restlosen Aufklärung notwendig [Lucock, 2000]. Die Hinweise auf die Rolle von Folsäure bei der Reduzierung von vaskulären Erkrankungen, Krebs sowie psychiatrischen und mentalen Störungen sind nicht stark genug, um als Basis für das EAR und die RDA zu dienen [Institute of Medicine, 1998].

2.1.5. Absorption, Transport und Speicherung

5-Methyltetrahydrofolsäure (5-Methyl-$H_4PteGlu_n$), die einen Großteil der in der Nahrung vorkommenden Folate ausmacht, wird zu 5-Methyl-5,6-Dihydrofolat oxidiert, welches durch die leicht sauren Bedingungen nach der Nahrungsaufnahme abgebaut wird - das 5-Methyltetrahydrofolat jedoch zeigt sich stabiler. Vermutlich wird Vitamin C aktiv in den Magen sekretiert, um das 5-Methyl-5,6-Dihydrofolat zum stabileren 5-Methyltetrahydrofolat zu reduzieren und so die Bioverfügbarkeit zu erhöhen [Lucock, 2000]. Die Folylpolyglutamate aus der Nahrung werden im Darm durch die γ-Glutamylhydrolase (γ-Glutamatcarboxypeptidase, auch als Folatkonjugase bezeichnet) zu Monoglutamaten hydrolysiert. Durch die intestinale Bürstensaummembran werden die Folsäuremonoglutamate mittels aktivem, sättigbarem und pH-abhängigem Mechanismus transportiert. Da Folsäure bei dem interluminalen pH-Wert anionisch ist, kann sie durch ein Hydroxylanion ausgetauscht werden. Pharmakologische Dosen von Folsäuremonoglutamat können auch mittels nicht-sättigbarem Mechanismus - also mittels passiver Diffusion - absorbiert werden. Im gesamten Jejunum, vor allem aber im proximalen, wird Folsäure absorbiert. Ins Blut gelangt sie hautsächlich als 5-Methyltetrahydrofolat. Das meiste wird in die Leber, die in der Folathomöostase eine zentrale Rolle spielt, aufgenommen, dort zu Polyglutamaten umgewandelt und gespeichert oder in Blut respektive Galle freigesetzt, wobei es wieder in den enterohepatischen Kreislauf eingebracht wird. Zirka zwei Drittel

der Folsäure im Blutplasma sind an Proteine gebunden, 50 % davon an Albumin, der Rest an α2-Macroglobulin und Ferritin, welche niedrige Affinität haben. Es sind auch geringe Mengen an Bindungsproteinen mit hoher Affinität im Blutplasma zu finden [Institute of Medicine, 1998 und Lucock, 2000]. Die im Plasma befindliche Pteroyl-γ-Glutamylhydrolase spaltet Polyglutamate zu Monoglutamaten. 3 – 30 ng 5-Methyltetrahydrofolat sind normalerweise in 100 ml Plasma nachzuweisen. Niedrige Folsäurekonzentrationen werden durch Freisetzung von Folsäure aus dem Zellpool sowie dem enterohepatischen Kreislauf ausgeglichen [Lucock, 2000]. Der Transport in die Zelle geschieht durch verschiedene Folat-Transportsysteme, die entweder Membran-Carriers oder folatbindene Protein-vermittelnde Systeme sind. Der zelluläre Folat-Transport ist unter physiologischen Bedingungen nicht sättigbar [Institute of Medicine, 1998].

Erniedrigte Aufnahme von Folsäure in die Gewebe führt zu geringerer zellulärer Folsäuresynthese und zur Erhöhung der Folylpolyglutamathydrolyse, sodass das Plasmalevel aufrecht erhalten werden kann. Während der Entstehung der Erythrozyten im Knochenmark wird Folsäure als Formylfolat in die roten Blutkörperchen eingebaut. Diese Oxidationsform ist leider eine der am schwierigsten zu quantifizierenden, da alle Quantifizierungsschritte durch einen pH-abhängigen Komplex sowie Enzyminterkonversionen kontrolliert sind. Neben dem nicht-enzymatischen Enzyminterkonversionsweg gibt es auch die Möglichkeit mittels Serinhydroxymethyltransferase (SHMT) 5,10-Methenyl-H_4PteGlu in 5-Formyl-H_4PteGlu umzuwandeln. Die hauptsächlich in Erythrozyten vorkommenden Folatformen sind 5-Methyl-H_4PteGlu sowie Formyl-H_4PteGlu. Durch die unterschiedlichen Nachweismethoden, die Tatsache, dass der Nachweis schwierig ist sowie die unterschiedlichen Folatformen und ihrer Labilität, kommen Forscher zu unterschiedlichen Ergebnissen.

Der Großteil der Forscher kommt zum Schluss, dass der Hauptanteil der zellulären Folatreserve aus Folylpenta- und Folylhexaglutamaten besteht. Die Konzentration in den Erythrozyten wird nicht durch die unmittelbare Aufnahme von Folaten aus der Nahrung beeinflusst, wie jene im Plasma, somit wird die Erythrozytenfolatkonzentration zur Bestimmung des Folatstatus herangezo-

gen [Lucock, 2000]. Wenn 50 % der Folsäure in der Leber gespeichert werden, die ungefähr 8 µg Folsäure pro Gramm enthält, sind gesamt 11 mg in der Leber beziehungsweise 22 mg im gesamten Körper zu finden [Hoppner und Lampi, 1980 in Institute of Medicine, 1998]. Elmadfa und Leitzmann geben an, dass 5 bis 10 mg Folsäure im gesamten Körper gespeichert sind [Elmadfa und Leitzmann, 2004].

2.1.6. Metabolismus und Exkretion

Vor der Speicherung oder Benützung als Coenzym werden Folsäuremonoglutamate durch die Folsäurepolyglutamat-Synthetase zu Polyglutamaten. Bei der Freisetzung von Folsäure aus dem Gewebe in den Blutkreislauf werden aus den Folsäurepolyglutamaten durch die γ-Glutamylhydrolase wieder Monoglutamate. Durch enzymatische Reduktion und Resynthese zu Folsäurepolyglutamaten können sie bei C1-Transferreaktionen mitwirken. Vitamin B12 und Folsäure werden für die Bildung von 5-10-Methylentetrahydrofolat benötigt und sind bei der Thymidilatsynthese als Vitamin B12-enthaltendes Enzym involviert [Institute of Medicine, 1998].

Beim Folsäureabbau ist es notwendig, dass zuerst die intrazellulären Folylpolyglutamate an der C9-N10 Bindung getrennt werden. Die daraus entstehenden p-Aminobenzoylpolyglutamate müssen dann zu Monoglutamaten hydrolysiert werden. Vor der Ausscheidung der Monoglutamate werden diese N-acetyliert. Der Großteil der in den Urin absonderten Folsäure wird im proximalen Tubulus der Niere wieder aufgenommen. Somit verbleibt nur ein sehr kleiner Teil des intakten Folates tatsächlich im Urin. Hauptsächlich werden Folate in gespaltener Form ausgeschieden. Die Exkretion über die Galle beträgt 100 µg pro Tag [Herbert und Das, 1993; Whitehead, 1986 in Institute of Medicine, 1998] wobei der Großteil im Dünndarm wieder absorbiert wird [Weir et al., 1985 in Institute of Medicine, 1998]. Es ist schwer, die vom Körper fäkal ausgeschiedene Folsäure von jenem Folat zu unterscheiden, dass die Mikroflora des Darmes erzeugt [Krumdieck et al., 1978 in Institute of Medicine, 1998].

2.1.7. Mangelerscheinungen

Das Auftreten von Folatdefizienz ist heutzutage - außer in Entwicklungsländern - weniger durch zu geringe Zufuhr als durch folgende Faktoren bedingt: Malabsorption verursacht von Zöliakie, Tropische Sprue, Therapie mit Antikonvulsika (krampflösenden Medikamenten), Malutilisation bei chronischem Alkoholkonsum sowie durch erhöhten Bedarf wie etwa während einer Schwangerschaft auf [Elmadfa und Leitzmann, 2004 und Lucock, 2000]. Beginnender Mangel zeigt sich durch die Abnahme der Serumfolatkonzentration unter 3 ng / ml, danach folgt eine Abnahme der Folatkonzentration in den Erythrozyten (unter 160 ng / ml) sowie die Erhöhung der Homocysteinkonzentration. Bei fortschreitendem Mangel wird die Erythropoese gestört und es kommt zu megaloblastischen Änderungen in Knochenmark und anderen Zellen mit hoher Teilungsrate, wie den Epithelzellen von Haut und Schleimhaut. Da Erythrozyten 120 Tage leben, kann man Makrozytose in den frühen Stadien des Folatmangels nicht erkennen. Bei makrozytischer Anämie erniedrigt sich zuerst die Erythrozytenzahl, wobei die wenigen roten Blutkörperchen überdurchschnittlich groß und hämoglobinreich werden (makrozytische, hyperchrome Anämie) [Institute of Medicine, 1998 und Elmadfa und Leitzmann, 2004]. In manchen Fällen sind sowohl Erythrozyten- und Hämoglobinkonzentration als auch der Hämatokrit erniedrigt. Je weiter die Anämie fortschreitet, desto mehr versucht der Körper sich an die verminderte Sauerstofftransportkapazität des Blutes anzupassen, bis die Anämie zu schwer wird. Symptome wie Schwäche, Müdigkeit, Konzentrationsschwierigkeiten, Reizbarkeit, Kopfweh, Herzrhythmusstörungen und Kurzatmigkeit sind typisch für eine fortgeschrittene Anämie. Atrophische Glossitis (Zungenentzündung) kann ebenfalls auftreten [Institute of Medicine, 1998]. In der Schwangerschaft führt Folsäuremangel zu verschiedenen fetalen Missbildungen, Entwicklungsstörungen bis zum Abort. Bei älteren Menschen kann es auch zu Depression, Rückenmarkdegeneration sowie Polyneuropathie kommen [Elmadfa und Leitzmann, 2004].

2.1.8. Messung und Erfassung von Nahrungsfolaten

Lange Zeit war die Standardmethode zur Quantifizierung der Folate ein mikrobiologisches Assay, welches das Wachstum von Lactobazillus rhamnous in einem folatabhängigen Medium gemessen hat [Garratt et al., 2005]. Die Probleme mit traditionellen Methoden sind die unvollständige Herauslösung von Nahrungsfolaten aus der Lebensmittelmatrix sowie die unvollständige Hydrolyse von Polyglutamaten vor der Quantifizierung. Im Jahr 1990 konnten Gregory et al. aufzeigen, dass die früher genutzten Puffer für die Homogenisierung der Proben zu unvollständiger Wiedergewinnung führten. Mit neueren Methoden kann bis zu zwei Mal mehr Folsäure in Lebensmitteln gemessen werden. 1998 war ein Trienzym-Ansatz die Methode der Wahl, wobei zusätzlich zur Folatkonjugase noch eine Amylase- und Proteasebehandlung stattfindet [Institute of Medicine, 1998]. Eine Auftrennung der verschiedenen Folsäureformen erfolgt durch HPLC (High Pressure Liquid Chromatography) mit anschließender spektrometrischer Detektion beziehungsweise durch reversed-phase HPLC und Fluoreszenzdetekion. Durch die unterschiedlichen Ergebnisse der verschiedenen Methoden, die im Laufe der Zeit für bestimmte Lebensmittel angewandt wurden, stimmt der Folsäuregehalt, der in verschiedenen Lebensmitteldatenbanken verzeichnet ist, nicht mit dem tatsächlichen Gehalt im Lebensmittel überein [Institute of Medicine, 1998].

Erst 2005 wurde ein komplettes Profil von den Folat-basierten Metaboliten inklusive der natürlichen Folate sowie deren Polyglutamatylderivate und biosynthetischen Vorstufen aus pflanzlichem und tierischem Gewebe mittels reversed-Phase ion-Pair Chromatographie, welche mit Elektrospray Ionisation Massenspektrometrie gekoppelt wurde, erstellt. Die untersuchten Pflanzen waren Arabidopsis (Acker-Schmalwand), Spinacia (Spinat), Brassica (Kohlarten) und Triticum (Weizen). Die angewandte LC/MS/MS-Methode bringt die Möglichkeit, erstmals ein komplettes Profil des Folatgehaltes in Lebensmitteln zu erstellen [Garratt et al., 2005].

2.2. Spinat

Spinat (Spinacia oleracea) gehört ebenso wie Zuckerrüben, rote Rüben und Mangold zu der Familie der Chenopodiaceen (Fuchsschwanzgewächse), die Oxalsäure enthalten und relativ robust gegenüber Krankheiten sind [Wonneberger et al., 2004].

Spinat ist ein Windblütler und Fremdbefruchter, seine Pfahlwurzel kann bis 140 cm tief wachsen. Die einjährige Langtagpflanze blüht ab einer Tageslänge von 12 Stunden. Das Blühen wird durch hohe Temperatur und Trockenheit beschleunigt. Es gibt männliche, weibliche und zwittrige Spinatpflanzen. Die weiblichen Blüten in den Blattachseln fallen im Gegensatz zu den männlichen Blüten, welche gelben Pollen enthalten, der in der Lebensmittelproduktion unerwünscht ist, kaum auf. Das Saatgut ist meist rundsamig. Weibliche Pflanzen schossen später und verlieren dadurch im Falle der Blüte nicht so schnell ihren Verkaufswert, da Schosser mehr Nitrat enthalten und außerdem bitter schmecken. Die meisten Spinatsorten sind zwittrig, mit möglichst wenigen, spät schießenden männlichen Pflanzen. Außerdem wird beim Anbau im Freiland darauf geachtet, dass die Pflanzen resistent gegen Falschen Mehltau sowie das Gurkenmosaikvirus, glattblättrig, dunkelgrün und aufrecht stehend sind, damit sie besser maschinell geerntet werden können. Der optimale Erntezeitraum, in dem die Pflanzen viel Blattmasse, aber wenig Ansatz zum Schossen zeigen, ist kurz. Am Besten erntet man in den kühlen Morgenstunden, so kann der Gewichtsverlust durch Austrocknung vermindert werden. Außer auf sehr schweren oder leichten Böden ist ein intensiver Landbau mit Beregnung möglich. Wichtig ist nur ein tiefgründiger, neutraler Boden mit guter Wasserführung. Mehltaugefahr droht nur bei eingeschlossenen Lagen. Die höchsten Erträge sind durch Aussaat im Frühjahr oder Herbst zu erzielen, da Spinat im Langtag eine hohe Schossneigung hat. Durch seine kurze Vegetationszeit ist er eine ideale Vor- und Nachkultur vor allem nach frühen Erbsen oder Bohnen, mittelfrühen Kartoffeln und Getreide. Ein Anpflanzen nach oder neben anderen Chenopodiaceen ist nicht ratsam [Wonneberger et al., 2004].

Um ganzjährig Spinat ernten zu können, werden im geschützten Anbau vorwiegend mittelschnelle, schosstolerante, mehltauresistente Sorten, die mehrfach geschnitten werden, verwendet. Für einwandfreie Blattqualität sollen etwa 5 – 8 g / m² (400 Korn/m²) in Reihen mit 15 – 20 cm Abstand, 3 cm tief gesät werden. Werden sie zu eng gesetzt, vergilben und schossen sie schneller. Vergilbte Blätter werden durch Staunässe, Trockenheit, Stickstoffmangel, Virosen oder Überständigkeit verursacht. Um dies zu vermeiden, muss man Standort, Bodenbearbeitung, Bewässerung, Fruchtfolge und Düngung beachten sowie Blattläuse rechtzeitig bekämpfen. Durch Lichtmangel und hohe Temperaturen kommt es zu langen Blattstielen und hohen Nitratwerten [Wonneberger et al., 2004].

Hersteller von Tiefkühlware sowie von Kleinkindernahrung kaufen 80 % des angebauten Spinates. Meist werden die Felder in der Nähe von Verarbeitungsfirmen als Vor- und Nachfrucht mit Spinat bebaut. Nach der Ernte wird Spinat rasch gekühlt oder tiefgefroren und schonend verpackt. Die Haltbarkeit von frischem Spinat beträgt bei 0 bis +5 °C maximal 14 Tage. Wichtig für die Erhaltung der Qualität sind eine niedrige Erntetemperatur, der Einsatz von Vakuumkühlung, optimierter Kälteanlagen, Folienverpackung sowie lockere Stapelung der Gemüsesteigen [Wonneberger et al., 2004].

Der Gehalt an Oxalsäure ist im Blatt mit 120 mg – 350 mg/100 g höher als im Stängel, jedoch wird sie durch eine normale Zufuhr von Calzium und Vitamin D mit der Nahrung, wie zum Beispiel Milch, neutralisiert. Durch Düngung mit Nitrat wird die Oxalsäurekonzentration nur wenig erhöht, jedoch steigt bei hoher Nitratdüngung und geringer Lichteinstrahlung die Konzentration von Nitrat und Nitrit (230 – 6500 mg NO_3/kg bei einem Grenzwert von 2000 mg für verarbeitete Ware und 2500 – 3000 mg/kg bei Frischmarktware) im Stängel stärker als im Blatt. Bei einer geringen Photosyntheseleistung ist zuwenig Energie in Form von NAD(P)H vorhanden, sodass die Nitrat- und Nitritreduktasen Nitrat nicht abbauen können. Durch die Verwendung von Kaliumsalzen (40er Kali) kann die Aufnahme von Nitrat gering vermindert werden. Spinat ist chloridverträglich [Ebermann und Elmadfa, 2008; Wonneberger et al., 2004].

Dieses Gemüse hat einen hohen Gehalt an Chlorophyll und Carotinoiden, wie beta-Carotin (2,814 mg all-trans-beta-Carotin/100 g), Lutein und Zeaxanthin. Außerdem ist der Gehalt von Folsäure mit 190 µg/100 g[1] im Gegensatz zu Mangold weitaus höher. Der Vitamin K-Gehalt ist ebenfalls relativ hoch (89 µg/100 g), der von Vitamin C (28 mg/100 g) sowie Vitamin E (1,8 mg/100 g) eher durchschnittlich. Spinat hat eine sehr hohe Konzentration an Liponsäure (3 mg/g Trockenmasse). Der Gehalt an Eisen (2,7 mg/100 g) ist, im Vergleich zu anderen Lebensmitteln, mittel, der an Mangan (1 mg/100 g) sowie Selen (1 µg/100 g) jedoch beachtlich hoch. Im Blatt sind ebenfalls Flavonoide wie Quercentin (10 mg/100 g). Spinat hat einen hohen Gehalt an Ballaststoffen (2,7 %), Phytosterinen (9 mg / 100 g) sowie alpha-Spinasterin und beta-Sitosterin [Ebermann und Elmadfa, 2008].

[1] Die Unterschiede zwischen Tabelle 13 im Anhang auf Seite II und dem hier angegebenen Wert beruhen auf den wie schon unter Punkt 7.1.8 auf Seite 15 angegebenen Nachweisschwierigkeiten und somit unterschiedlichen Ergebnissen.

2.3. Intrinsische Markierung von Nahrungsfolaten mit Stickstoff (^{15}N)

Die Markierung von Substanzen mit Isotopen ist eine wichtige Technik bei der Erforschung des menschlichen Stoffwechsels, jedoch ist unklar, ob der Absorptionsgrad der extrinsisch markierten Komponenten, die einem Lebensmittel zugesetzt werden, dem von natürlich im Lebensmittel vorkommenden Substanzen, die intrinsisch markiert worden sind, gleicht. Ebenso ist die Absorptionsrate der einzelnen Folat-Vitamere nicht bekannt [Hart et al., 2006].

Die Arbeit von Hart et al. diente als Grundlage für diese Diplomarbeit. Dort wurde mit einem „nutrient-flow“ Hydroponiksystem sowie einer Nährlösung, bei der 50 % des Nitratstickstoffes durch ^{15}N ersetzt wurden, gearbeitet. 40 % des Stickstoffes wurde in den Pflanzen als ^{15}N aufgenommen. Pro Kilo enthielten diese Pflanzen 630 µg 5-CH_3-H_4PteGlu, welches im Plasma der Probanden mittels LCMS gemessen wurde. Es wurden 3 verschiedene Methoden untersucht, um Folate intrinsisch zu markieren, wobei die Methode, bei welcher der Spinat in einem Hydroponiksystem mit einer Nährlösung nach Bentley (1959) gezüchtet wurde, die erfolgreichste war [Hart et al., 2006]. Letztere Nährlösung („Nährlösung 1“) wurde bei dem ersten Versuchsdurchlauf verwendet.

Ippel et al. pflanzte Kartoffeln in einem Hydroponiksystem im Glashaus an. Hier konnte zum ersten Mal gezeigt werden, dass es möglich ist, Kartoffeln komplett (>98 %) mit ^{15}N-Isotopen zu markieren [Ippel et al., 2004]. Diese Nährlösung („Nährlösung 2“) wurde im Rahmen des zweiten Versuchsdurchlaufes angewandt.

Normalerweise werden, um mit Isotopen markierte Moleküle zu erhalten, diese von Hefen oder Bakterien produziert, die auf mit Isotopen angereicherten Medien wachsen. In dem in vivo-Versuch von Ippel et al. konnte demonstriert werden, dass es möglich ist, eine Pflanze komplett mit ^{15}N-Isotopen zu markieren. Der Vorteil der in vivo-Markierung höherer Lebewesen ist, dass alle Proteine markiert und richtig gefalten werden und somit nicht in ihrer Funktion eingeschränkt sind.

Im von Ippel et al. beschriebenen Versuchsablauf wurden Kartoffeln (Solanum tuberosum L., cv. Elkana) in einer Hydrokultur angebaut. Knollen, Stolonen, Wurzeln sowie das Blattwerk waren komplett gelabelt. Aus den Knollen wurde markiertes, lösliches Protein isoliert und mittels NMR- (Nuclear Magnetic Resonance-) Spektroskopie ein komplettes Proteom des Kartoffelsaftes erstellt. Es ist einfach, die beschriebene Methode modifizert bei der Erzeugung anderer ^{15}N-markierter Pflanzen anzuwenden [Ippel et al., 2004].

Alle physiologischen Mengen von Nahrungsfolaten, die von den Schleimhautzellen im oberen Dünndarm aufgenommen werden, erscheinen im Plasma nur als 5-Methyl-H_4PteGlu. Um die Folatabsorption bei Menschen zu messen, wird die sogenannte „Plasmaresponse“ ermittelt. Es handelt sich dabei um die Konzentration im Plasma nach einer einzelnen oral aufgenommenen Dosis, welche mit der nach einer Folsäurereferenzdosis verglichen wird. Es wird die AUC (Area-under-curve: Fläche unter der Kurve des Anstiegs der Plasmafolatkonzentration von der Nüchtern-Baseline) über 7 oder mehr Stunden gemessen. Ein Großteil der Plasma-AUC-Antwort auf die orale Folatdosis wird von dieser ausgelöst, stammt aber nicht von der Testdosis, sondern aus dem Folatpool. Da die Menge an Gewebe-5-CH_3-H_4PteGlu, welches in den Plasmapool übertritt, nicht ermittelt werden kann, ist es eher unzuverlässig, die relative Absorption einer nicht-markierten Folat-Testdosis mit einer nicht-markierten Referenzdosis zu vergleichen [Hart et al., 2006]. Dies ist ein triftiger Grund für die Markierung von Folsäure. Auch für rein chemisch synthetisierte Komponenten ist der Gebrauch von Isotopenmarkierung in Folatabsorptionsstudien essentiell, weiters ist es wichtig, herauszufinden, ob intrinsische Markierung von Nahrungsmitteln physiologisch relevanter als extrinsische Markierung ist, da Folate ja in die Lebensmittelmatrix eingebaut sind. Somit kann zum Beispiel mittels Massenspektrometrie die Menge an Folsäure einer markierten Testdosis von der einer unmarkierten Dosis aus dem Lebensmittel unterschieden werden [Hart et al., 2006].

3. Material und Methoden

Die verwendeten, ungebeizten Samen sind Spinacia oleracia var. Matador der Firma AustroSaat AG (Fülljahr 2009). Laut AustroSaat-Katalog handelt es sich um eine rasch wachsende Sorte mit guter Qualität, die spät aufschießt, winterfest ist und fleischige, sehr große Blätter entwickelt. Das 1000-Korngewicht beträgt zirka 10 g. Pro Hektar können 25 – 40 kg angebaut werden - das sind 2,5 bis 4 g Korn / m² mit einem Reihenabstand von 25 – 30 cm. Die optimale Keimungstemperatur liegt bei zirka 23 °C. Im Freiland dauert es 53 Tage von der Aussaat bis zur Ernte [AustroSaat-Katalog, 2006].

Die Hälfte der Spinatsamen wird geprimt, die andere Hälfte nicht. Beide werden mit Gibberellinsäure behandelt und in eine Perlit-Vermiculit-Mischung gepflanzt. In einer Klimakammer, deren Lichtzufuhr eine Tageslichtkurve simuliert, welche die Tagestemperatur 14 Stunden lang auf maximal 22 °C steigt und die Temperatur bei Nacht 10 Stunden lang auf 16 °C gehalten wird, werden die ausgewählten Spinatpflanzen bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 50 % mittels DutchPot™-System in zwei Versuchsdurchläufen mit je einer unterschiedlichen Nährlösung bewässert. Nach 49 Tagen wird der Spinat geerntet, gewogen, blanchiert und tiefgekühlt.

3.1. Priming

Spinatsamen enthalten Inhibitoren, die dazu führen, dass die Samen ungleichmäßig keimen. In der Natur führt das zeitversetzte Ankeimen der Samen zu einer erhöhten Überlebenschance. Um gleichmäßige Größe und Wachstum zu erreichen, können Samen „geprimt“ werden. Durch „Priming“ kann der Samen die Ruhephase durch Aufnahme von Feuchtigkeit und Reduzierung der Inhibitoren brechen. Verschiedene Varietäten reagieren unterschiedlich bei Anwendung der einzelnen Priming-Protokolle [Albright, 2004].

In dieser Diplomarbeit wurde zwei modifizierte Versionen des Priming-Protokolls aus dem „Spinache Handbook“ des Departments of Biological and Environmental Engeneering der Cornell Universität angewandt.

3.1.1. Ablauf des Primings in Versuch 1

Abbildung 4: Vorbereitungen zum Einlegen der Spinatsamen in NaClO

Primingtag 1: 01.07.2009

Samen 10 Minuten in 1 %ige Natriumhypochloridlösung legen, um Krankheiten vorzubeugen: 12 %ige NaClO (NaClO in H_2O der Firma Roth; M = 74,45sine H_2O g / mol, D ~1,22) mit destilliertem Wasser der Hausdestillieranlage verdünnen (8,3 ml / 100 ml) und in das 250 ml Becherglas mit den zuvor eingefüllten 50 ml Spinatsamen gießen. Danach Abspülen mit destilliertem Wasser.

01.07.2009 14 Uhr – 06.07.2009 10 Uhr:

Einlegen der Samen in ein 500 ml Becherglas mit einer Polyethylenglycollösung: 30 g PEG (4000 Da; der Firma Merck) / 100 ml destilliertes Wasser auf unbeheiztem Magnetblock (IKA® RCT basic) mit einem Magnetrührer rühren.

Primingtag 6: 06.07.2009

Abspülen mit destilliertem Wasser und erneut 10 Minuten lang in 1 %ige NaClO einlegen. Abspülen mit destilliertem Wasser und 5 Stunden lang im Trocken-

schrank (Heraeus) bei 36 °C trocknen. Samen über Nacht bei 6 °C im Kühlschrank (Kühl-Gefrierschrank Elektra Bregenz) aufbewahren.

Abbildung 5: In PEG eingelegte Spinatsamen

Abbildung 6: Abspülen der Spinatsamen mit destilliertem Wasser

Primingtag 7: 07.07.2009

Von 6:45 bis 10 Uhr wurden geprimten sowie ungeprimte Samen in 1,11 g Gibberellinsäure / l (1000 ppm GA_3 $C_{19}H_{22}O_6$; <90 % Reinheit, Merck-Schuchard) eingelegt, anschließend in einen Styropor-Anzuchtbehälter mit einer mit Leitungswasser befeuchteten 1:1 Vermiculit-Perlit-Mischung (der Firma Diwoky) einsetzt, mit Leitungswasser gegossen und die ersten 48 Stunden mit einer Glasplatte abgedeckt um die Feuchtigkeit zu erhalten. Das verwendete Leitungswasser stammt aus der Wiener Hochquellwasserleitung 1 mit einem pH-Wert von 7,62 sowie einem Nitratgehalt von maximal 7,1 mg NO_3 /l [Wiener Wasserwerke und Institut für Umweltmedizin, 2009].

Abbildung 7: Saatkiste

3.1.2. Ablauf des Primings in Versuch 2

Abbildung 8: Primingutensilien des zweiten Versuchs

Primingtag 1: 14.08.2009

Samen 10 Minuten in 1 %ige Natriumhypochloridlösung legen, um Krankheiten vorzubeugen (Herstellung siehe Punkt 3.1.1, Seite 22). Danach Abspülen mit destilliertem Wasser.

14.08.2009 12:16 Uhr –17.08.2009 12.30 Uhr

Einlegen der Samen in ein 500 ml Becherglas mit Polyethylenglycollösung: 30 g PEG (4000 Da) / 100 ml destilliertes Wasser mit einer Luftpumpe (EHEIM 200; Typ: 3702010) bewegen, damit die Samen Sauerstoff bekommen.

Abbildung 9: In PEG eingelegte, mittels Luftpumpe bewegte Spinatsamen

Primingtag 4: 17.08.2009

Abspülen mit destilliertem Wasser und erneut 10 Minuten lang in 1 %ige NaClO einlegen. Abspülen mit destilliertem Wasser.

Geprimte und ungeprimte Samen wurden von 13:30 bis 15 Uhr in Gibberellinsäure 1,11 g / l (1000 ppm GA_3 $C_{19}H_{22}O_6$) eingelegt, anschließend in eine mit Leitungswasser befeuchtete Vermiculit-Perlit-Mischung (1:1) einsetzt und mit Leitungswasser gegossen, wenn das Material trocken war.

3.2. DutchPot™-System

Das „DutchPot Hydro™ 1 m² System“ der Firma GHE Frankreich besteht aus einem 60 l fassenden Reservoir mit zweiteiligem Deckel, 12 Kulturtöpfen, Rohr- und Schlauchleitungen aus Plastik, einer Pumpe, einem Trägersystem aus Aluminium sowie dem nötigen Montagematerial.

Abbildung 10: DutchPot™-System

Die Abmessungen des DutchPot™-Systems sind 120 x 100 x 67 cm (l x b x h) und es ist für 12 – 60 Pflanzen geeignet [GHE, 2005].

Die Behälter und Leitungen wurden zuerst mit MennoFlorades® der Menno Chemie GmbH (Wirkstoff: Benzoesäure 9 % (konzentriert) Lot 07010 2012-05) desinfiziert und das DutchPot™-System anhand der Betriebsanleitung aufgebaut, wobei zwischen den Siphonteilstücken ein Kunststoffgitter (handelsübliches PVC-Fliegengitter) eingeklemmt wurde, damit kein Füllmaterial in das Wasserreservoir gelangt.

Das System wurde auf zwei aneinandergestellte und zusammengebundene Tische gestellt, um eine angenehme Arbeitshöhe zu erreichen und damit die Pflanzen ausreichend Licht erhalten.

Abbildung 11: Innenansicht des DutchPot™-Systembehälters

3.2.1. Füllmaterial

Als Füllmaterialien der DutchPot™-Systembehälter und der Töpfe wurden Leca, Vermiculit und Perlit benutzt. Die verwendeten Leca-Tonkugeln sind Liaporofit Blähton mit der Korngröße 4 – 8 mm der Firma Lias Österreich GesmbH. Vermiculit und Perlit grober Körnung stammen von der Firma Diwoky. Tabelle 3 auf dieser Seite zeigt die Löslichkeit von Perlit. Die chemische Zusammensetzung von Leca, Perlit und Vermiculit ist in untenstehender Tabelle 4 auf Seite 29 nachzulesen. Jene Materialien die bei einem Versuch angewandt wurden sind unter Punkt 3.2.3 sowie 3.2.4 ab Seite 31 aufgeführt.

Tabelle 3: Löslichkeit von Perlit

löst sich auf	heiße konzentrierte Lauge
mäßig (<10 %)	1N NaOH
mild (<3 %)	1N Mineralsäure
sehr mild (<1 %)	Wasser und milder Säure
[Pannon Perlit Kft., 2009]	

Tabelle 4: Chemische Zusammensetzung von Leca, Perlit und Vermiculit

%	Leca	Perlit	Vermiculit
SiO_2	50 - 55	60 - 75	35 - 41
Al_2O_3	16 - 24	12 - 16	6 – 9,5
Na_2O		5 - 10	0,80
Fe_2O_3	8 - 14	0 - 1	6 – 9,5
CaO	1 - 5	0 - 2	2 - 6
K_2O	1 - 3	2 - 5	3 - 6
MgO	1 - 3	0 - 1	21,5 - 25,5
[modifiziert nach Bundesverband Leichtzuschlag-Industrie, o.D.; Knauf Perlite, 2009 und Dämmstoff-Fabrik Klein, 2009]			

3.2.2. Nährlösungskreislauf

Die Nährlösung aus dem über 60 l fassenden Flüssigkeitsreservoir wird mittels der dem System beigelegter Pumpe in 12 dünne Plastikschläuche gepumpt, von denen pro Topf je einer so befestigt wird, dass die Nährlösung entlang der Wurzeln hinabfließen kann. An den Schlauchenden sind rote Plastikköpfe angebracht, welche die Flüssigkeit nur auf einer Seite austreten lassen, sodass diese nicht aus dem Topf spritzen kann.

Die Nährlösung sickert durch das Füllmaterial und somit steigt der Füllstand der Flüssigkeit im Topf. Da in den Kulturtöpfen ein Siphon (Siehe Abbildung 11, Seite 28) eingebaut ist, fließt die Lösung ab einer Höhe von zirka 10 cm wieder ab und wird über ein Abflussrohr zurück in das Wasserreservoir geleitet, wo sie sich mit der vorhandenen Nährlösung mischt und wieder von der Pumpe in die Töpfe befördert wird. Um Algenbildung in der Nährlösung zu vermeiden sowie ihre Verdunstung gering zu halten, ist das Wasserreservoir mit einem lichtundurchlässigen Deckel abgedeckt. Ein Teil des Deckels ist separat abnehmbar, um die Nährlösung kontrollieren zu können.

Abbildung 12: Zu- und Abflussleitungen

Abbildung 13: Hinterseite des DutchPot™-Systems

Abbildung 14: Pumpe im Wasserreservoir

3.2.3. Versuch 1

Die Kulturtöpfe wurden im ersten Versuchsdurchlauf mit Leca-Tonkugeln (Liaporofit Blähton) befüllt. Anschließend wurde mittig ein leerer Topf mit 18 cm Durchmesser eingegraben, in den ein weiterer, mit einer 1:1 Mischung aus Vermiculit grober Körnung und Perlit gefüllter, Topf gleicher Größe geschoben wurde. Darin wurden schließlich die Spinatpflanzen pikiert. Da der pH-Wert aufgrund der stetigen Anionenabgabe der Leca-Tonkugeln nicht einstellbar war, wurden diese durch reines Perlit mit grober Körnung ersetzt.

3.2.4. Versuch 2

Im zweiten Versuch wurden die Kulturtöpfe von Anfang an mit Perlit befüllt, in welches die Töpfe eingebettet wurden. Da jedoch die Abflüsse verstopften und die DutchPot™-Systembehälter überzulaufen drohten, wurde zuerst versucht, das Perlit zu reinigen und erneut einzufüllen. Als dies nicht die

gewünschte Wirkung zeigte, wurde das Perlit komplett aus den DutchPot™-Systembehältern entfernt und die gefüllten Töpfe auf kleinere, mit der Öffnung nach unten platzierte Plastiktöpfe mit 7 cm Durchmesser gestellt. Nach kurzer Zeit wurde jedoch in den Kulturtöpfen Algenwachstum festgestellt, weswegen der Raum zwischen den DutchPot™-Kulturtöpfen und den bepflanzten Töpfen mit Aluminiumfolie abgedeckt wurde (siehe Abbildung 11, Seite 28). Um Verunreinigungen herauszufiltern, wurde ein dünnes Nylonnetz (handelsübliche Strumpfhose) auf ein Metallsieb (handelsübliches kleines rostfreies Metallsieb mit 7 cm Durchmesser) gespannt und vor dem Ausfluss des Abflussrohres installiert.

Abbildung 15: Filterung der zurückfließenden Nährlösung

3.3. Nährlösung

Es wurden Kaliumnitrat (KNO_3 ≥99 % p.a.; ACS; M: 101,11 g), Natriumnitrat ($NaNO_3$ ≥99 % p.a.; ACS; ISO; M: 84,99 g), Ammoniumsulfat ($H_8N_2O_4S$ ≥99,5 % p.a.; ACS; ISO; M: 132,14 g), Magnesiumsulfat (Magnesiumheptahydrat; $MgSO_4\ 7H_2O$ ≥99 % p.a.; ACS; M: 246,48 g), Calciumnitrat (Calciumnitrat Tetrahydrat; $Ca(NO_3)_2\ 4H_2O$ ≥99 % p.a.; ACS; M: 236,15 g), Calciumchlorid (Calciumchlorid Dihydrat; $CaCl_2\ 2H_2O$ ≥99 % p.a.; ACS; M: 147,02 g), Kaliumdihydrogenphosphat (KH_2PO_4 ≥99 % p.a.; ACS; M: 136,09 g), Phosphorsäure (o-Phosphorsäure ≥85 % p.a.; ACS; ISO; Dichte: 1,69 kg / 1000 ml; M: 98 g), Borsäure (H_3BO_3 ≥99,8 % p.a.; ACS; ISO; M: 61,83 g), Zinksulfat (Zinksulfat-heptahydrat; $ZnSO_4\ 7H_2O$ ≥99,5 % p.a.; ACS; M: 287,54 g), Kupfersulfat (Kupfer-II-sulfat-pentahydrat; $CuSO_4\ 5H_2O$ ≥99,5 % p.a.; ACS; ISO; M: 249,68 g), Molybdänoxid (Molybdän-IV-oxid MoO_2 ≥99 %; M: 127,94 g), Nickelsulfat (Nickel-II-Sulfat-hexahydrat $NiSO_46H_2O$; M: 262,86 g), Calciumsulfat (Calciumsulfatdihydrat; $CaSO_4\ 2H_2O$ ≥ 98 % p.a.; ACS; M: 172,17 g), Mangansulfat (Mangan(II)-sulfat Monohydrat; $MnSO_4\ H_2O$ ≥99 % p.a.; ACS; M: 169,02 g), Natriummolybdat (Natriummolybdat-Dihydrat; $Na_2MoO_4\ 2H_2O$ ≥99,5 % p.a.; M: 241,95 g) der Firma Roth sowie Kaliumsulfat (K_2SO_4 ≥99 %; M: 174,27 g), Eisen(III)EDTA ($C_{10}H_{12}FeN_2NaO_8$ M: 367,05 g) der Firma Sigma Aldrich mit Waagen von Denver Instrument (Modelle: SI-114 sowie SI-602) gewogen. Die genauen Konzentrationen der Nährstoffe beider Nährlösungen sind in der Tabelle 14 im Anhang auf Seite III zu finden.

3.3.1. Versuch 1

In diesem Versuch wird die Nährlösung nach Hart et al. (2006) verwendet, später auch „Nährlösung 1“ genannt.

Tabelle 5: Zugesetzte Düngermenge im Verlauf von Versuch 1

Datum	Nährstoff	N Anzahl	mmol	mmol N
10.07.09	$(NH_4)_2SO_4$	2	174	348
10.07.09	$Ca(NO_3)_2$	2	234	468
10.07.09	KNO_3	1	234	234
10.07.09	$NaNO_3$	1	234	234
31.07.09	$(NH_4)_2SO_4$	2	174	348
31.07.09	$Ca(NO_3)_2$	2	234	468
31.07.09	KNO_3	1	234	234
31.07.09	$NaNO_3$	1	234	234
04.08.09	$(NH_4)_2SO_4$	2	87	174
04.08.09	$Ca(NO_3)_2$	2	117	234
04.08.09	KNO_3	1	117	117
04.08.09	$NaNO_3$	1	117	117
10.08.09	KNO_3	1	250,2	250,2
11.08.09	KNO_3	1	82,5	82,5
13.08.09	KNO_3	1	42,43	42,43
17.08.09	KNO_3	1	94,5	94,5
18.08.09	KNO_3	1	147,93	147,93
18.08.09	KNO_3	1	32,2	32,2
20.08.09	KNO_3	1	211,6	211,6

Gesamt wurden 4071,36 mmol (4,1 mol) Stickstoff im Laufe des ersten Versuchs zugesetzt.

3.3.2. Versuch 2

„Nährlösung 2“ ist jene Nährlösung, die von Ippel et al. (2004) verwendet wurde.

Tabelle 6: Zugesetzte Düngermenge im Verlauf von Versuch 2

Datum	g KNO_3	mmol N
24.08.2009[2]	20,5	202,8
26.08.2009	20,5	202,8
27.08.2009	48,59	480,57
15.09.2009	24,27	240,04
15.09.2009	12,73	125,9
15.09.2009	12,22	120,86

Insgesamt wurden 138,82 g Kaliumnitrat für das Wachstum der gesetzten Spinatpflanzen im zweiten Versuch zugesetzt, was 967,36 mmol Stickstoff entspricht.

3.3.3. Vergleich zwischen beiden Versuchen

Die Unterschiede zwischen Versuch 1 und 2 sind in folgenden drei Diagrammen sowie in Tabelle 14 und Tabelle 15 im Anhang ab Seite III ersichtlich.

[2] Die beiden Anzuchtkisten wurden am 24.08.2009 und am 26.08.2009 mit insgesamt 1 l einer Lösung mit 405,59 mmol / l Stickstoff gegossen. Je eines mit 101,4 mmol Stickstoff bei einem Mal gießen.

Diagramm 1: Vergleich der Nährlösungszusammensetzung I

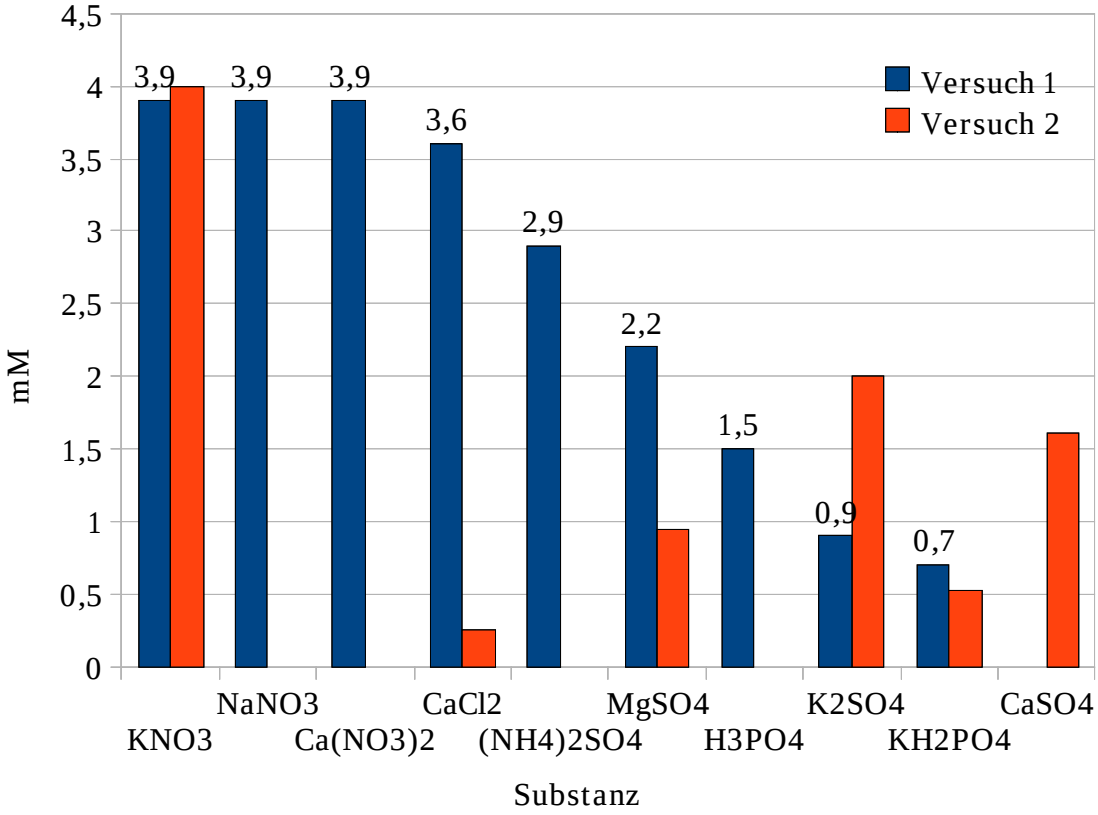


Diagramm 2: Vergleich der Nährlösungszusammensetzung II

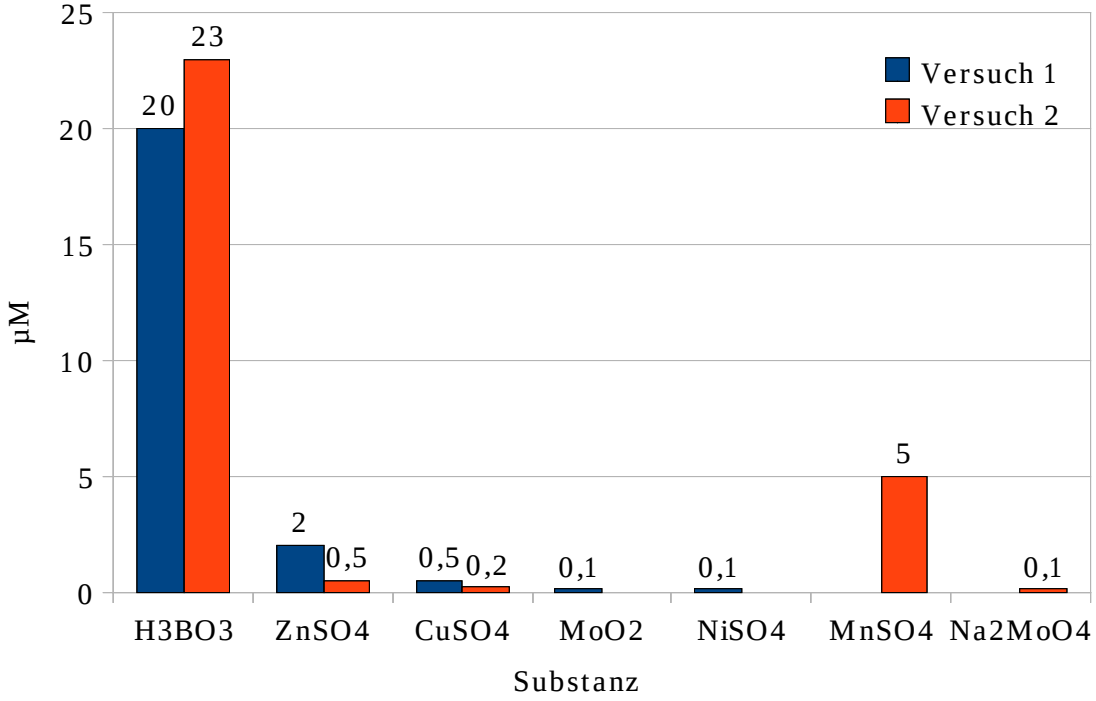
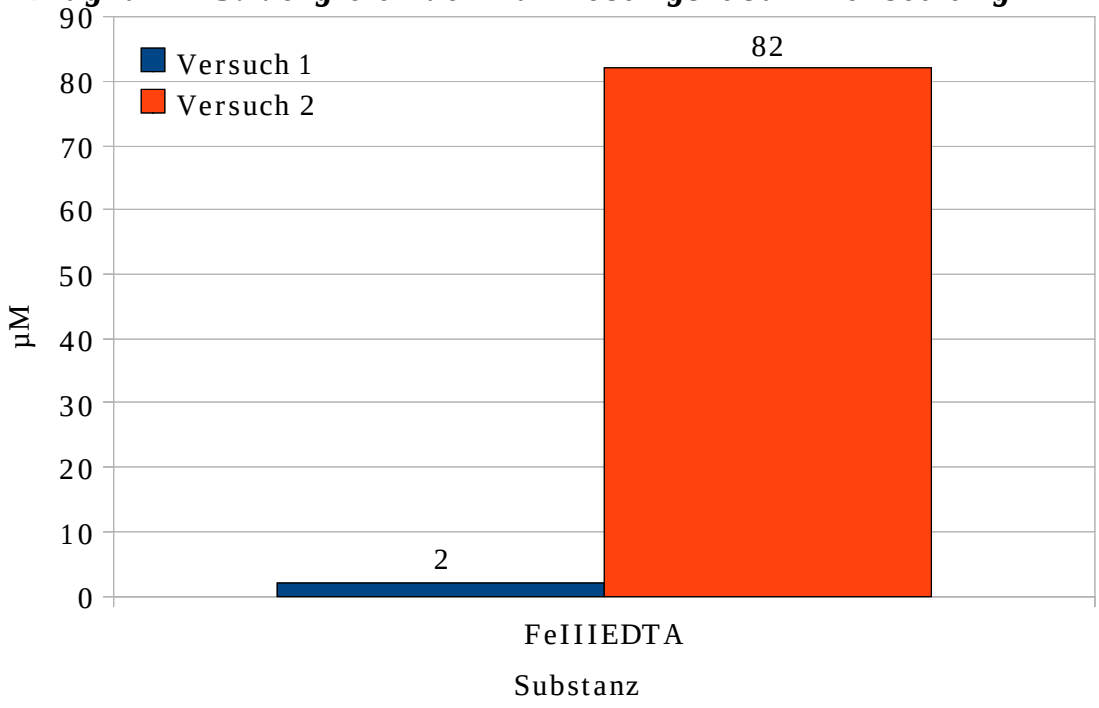


Diagramm 3: Vergleich der Nährlösungszusammensetzung III



3.4. Messung der Nährlösung während des Verlaufs

Abbildung 16: pH Meter

Der pH-Wert der Nährlösung wird mittels regelmäßig kalibriertem ThermoScientific Orion 4 Star pH-Meter, der EC-Leitwert mit einem HANNA instruments EC-Messgerät (Modell: HI98304) gemessen. Nitrat-, Magnesium-, Kalium- und Ammoniumgehalt werden im ersten Versuch mittels Reflectoquant Photometer (Merck RQflex 2947) sowie dem dazu passenden Nitrattest (1.16995.0001), Magnesiumtest (1.16124.0001), Kaliumtest (1.16992.0001), sowie Ammoniumtest (1.16892.0001) kontrolliert. Im zweiten Versuch wurden nur der Nitrat- und der Magnesiumgehalt der Nährlösung überprüft. Teilweise erfolgte die Auswertung der Nährlösungsprobe zeitversetzt (zwischenzeitlich wurde sie verschlossen bei 6 °C im Kühlschrank (Kühl-Gefrierschrank Elektra Bregenz) gelagert).

Abbildung 17: Messung des EC-Leitwertes

Abbildung 18: Vorbereitung zur Messung der Nährstoffkonzentration

Abbildung 19: Kaliumtest

Abbildung 20: Reflectoquantmessung der Kaliumkonzentration

3.5. Versuchsablauf

3.5.1. Versuch 1

In Tabelle 16 im Anhang auf Seite V ist der genaue Ablauf des ersten Versuchs erläutert. Nach dem Priming, das genauer unter Punkt 3.1.1 beschrieben ist, werden 48 geprimte und 60 ungeprimte Samen in eine Vermiculit-Perlit-Mischung eingesetzt und im Anschluss an die 8 Tage dauernde Keimung werden 24 ungeprimte Samen in die vorbereiteten DutchPot™-Systembehälter pikiert - zwei pro Topf. Am 16. Tag werden sie mit verdünnter Nährlösung 1 gegossen, danach regelmäßig per Hand mit unverdünnter Nährlösung. Der Kalium-, Magnesium- und Nitratgehalt sowie EC-Leitwert und pH-Wert der Nährlösung werden regelmäßig ab dem 20. Tag (Wachstumstag 14) gemessen. Da die Leca-Tonkugeln den pH-Wert von Leitungswasser erhöhen, werden diese mehrmals mit entionisiertem Wasser gewaschen und anschließend wieder in die DutchPot™-Behälter gefüllt. Ab dem 27. Tag wird das Pumpsystem eingeschalten. Durch die von den Leca-Tonkugeln verursachte Beeinträchtigung des pH-Wertes wurde es notwendig die Nährlösung mit Salzsäure und Schwefelsäure anzusäuern. Die Nährlösung wird an Tag 31 erneuert und das Leca gänzlich durch Perlit ersetzt. 30 l Nährlösung werden am 35. Tag hinzugefügt, da das Perlit mehr aufsaugt beziehungsweise auch mehr verdunsten lässt. Am 41. und den drei darauffolgenden Tagen sowie am 48., 49. sowie 51. Tag werden verschieden konzentrierte KNO_3-Lösungen der Nährlösung zugesetzt. An Tag 52 werden 30 l Leitungswasser hinzugefügt, um den Flüssigkeitsverlust bis zur Ernte am 55. Tag (Wachstumstag 49) zu kompensieren. Durch den Ausfall der Klimakammer an diesem Tag wurden die Pflanzen vor der Ernte in das Ericarium des Gewächshauses übersiedelt.

Abbildung 21: Spinatpflanze am 03.08.2009 (Wachstumstag 26)

Abbildung 22: Spinatpflanzen am 13.08.2009 (Wachstumstag 38)

Abbildung 23: Spinatpflanzen am 16.08.2009 (Wachstumstag 47)

3.5.2. Versuch 2

Tabelle 17 auf Seite IX des Anhangs zeigt Versuchsablauf 2. Nach dem Priming werden je 60 geprimte und ungeprimte Samen 11 Tage lang gekeimt und an Wachstumgstag 8 und 10 (Tag 11 und 13) mit einer KNO_3-Lösung gegossen. 12 Tage nach dem Einpflanzen werden 24 geprimte Samen (je zwei pro Topf) in die DutchPot™-System-Behälter pikiert. PH-Wert, Nitrat- und Magnesiumkonzentration der Nährlösung werden ab dem 19. Tag in bestimmten Abständen gemessen, der EC-Leitwert wird erst ab Tag 26 aufgezeichnet. Bis zum 19. Tag werden die Pflanzen mit Leitungswasser per Hand gegossen, danach nur mehr mit Nährlösung 2. Das DutchPot™-Pumpsystem wird an Tag 26 eingeschalten und gleichzeitig werden 30 l Nährlösung hinzugefügt, um die in den Töpfen verbleibende Flüssigkeit auszugleichen. Zusätzlich werden 5 l Leitungswasser hinzugegeben. Die Nährlösung trübt sich zusehends ein. Durch die Zugabe von Wasser und konzentrierter Nährlösung wird versucht, den kontinuierlichen Flüssigkeitsabfall im Auffangbecken auszugleichen. Am 28. Tag werden die DutchPot™-Kulturtöpfe grob gereinigt, da die Töpfe verschlammt sind. Da diese Maßnahme nicht ausgereicht hat, wird durch gründliches Auswaschen des Perlits versucht, eine Besserung herbeizuführen. Schlussendlich wird an Tag 34 das DutchPot™-Pumpsystem abgeschalten, die Nährlösung ausgetauscht und an Tag 36 das gesamte Perlit komplett aus den Behältern entfernt.

Nach der Reinigung werden die bepflanzten Töpfe auf umgedrehte kleinere Plastiktöpfe gestellt und die DutchPot™-Pumpe wird wieder eingeschalten. Zur Eindämmung der Algenbildung werden am 39. Tag die Behälter mit Aluminiumfolie abgedeckt, außerdem wird die Nährlösung für die verbliebene Zeit bis zur Ernte gefiltert. Am 44. Tag riecht die Klimakammer nach verbranntem Kunststoff beziehungsweise Gummi, jedoch kann die Ursache nicht festgestellt werden. 30 l Nährlösung werden an Tag 46 hinzugefügt. Drei Tage später kommt es zu einem Ausfall der Klimakammer. Die Ernte findet an Tag 52 (Wachstumstag 49) statt.

Abbildung 24: Spinatpflanzen am 28.09.2009 (Wachstumstag 46)

Abbildung 25: Spinatpflanzen am 28.09.2009 (Wachstumstag 46)

3.6. Ernte

Zuerst wird sichergestellt, dass die benötigten Geräte sowohl für das Ernten als auch für das anschließende Blanchieren bereitgestellt und funktionsfähig sind. Die Pflanzen in den Töpfen werden mit nummerierten Steckschildern gekennzeichnet und aus der Klimakammer ins Labor gebracht. Mit einer Schere werden alle Stiele der Blätter direkt an der Rosette abgeschnitten und auf die saubere Arbeitsfläche gelegt. Die Rosette wird in einen eigenen Behälter (Becherglas oder flache Glasschüssel) gegeben. Die Blätter werden mit einem Skalpell auf einem Schneidbrett in Blattspreite sowie Blattstiel und Mittelrippe geteilt und in zwei getrennte Behälter gegeben. Sobald der Oberteil der Pflanze zerteilt ist, wird von einer Person gewogen, während eine zweite Person die nächste Pflanze zu ernten und zu zerteilen beginnt.

Die leeren (bereits beschrifteten), feinen Papiersäckchen werden gewogen, die Waage tariert, das Pflanzenmaterial eingefüllt und abgewogen. Danach werden die Säckchen sofort blanchiert und tiefgekühlt.

3.6.1. Versuch 1

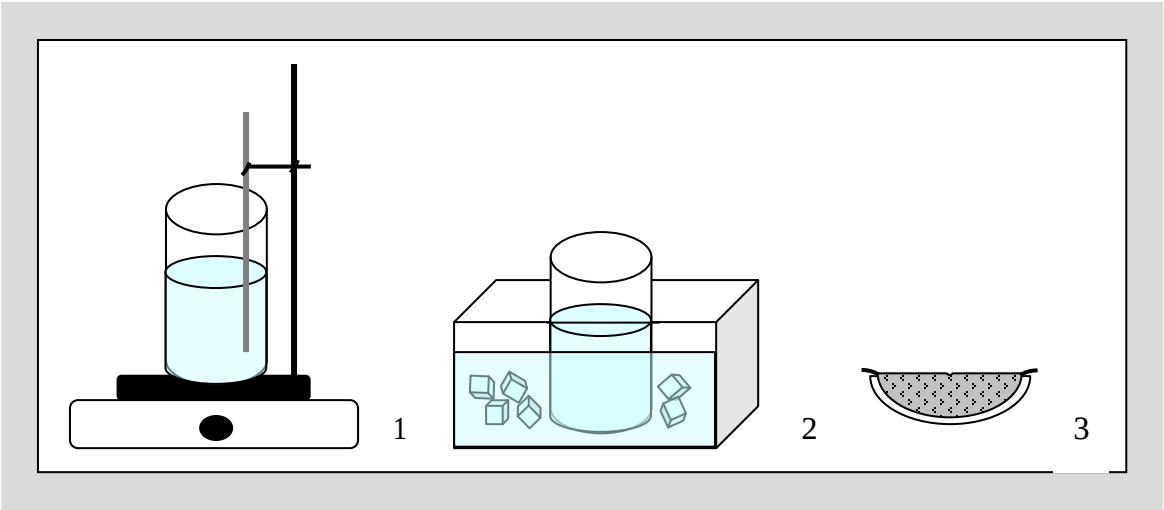
Insgesamt wurden 12 Pflanzen (2 pro Topf) in 80°C heißem Wasser mit anschließendem Eisbad, sowie 12 Pflanzen in der Mikrowelle blanchiert. Bei diesem Versuch wurden die Wurzeln nicht gewogen.

3.6.1.1. Blanchieren im Wasserbad

Zuerst werden das 80°C heiße Wasser-, das Eisbad und das Abtropfsieb vorbereitet: Auf einer handelsüblichen Kochplatte wird Leitungswasser in einem 2 l-Becherglas erwärmt. Ein Thermometer wird mit Klammern auf einem Stativ so befestigt, dass die Wassertemperatur im Becherglas gemessen werden kann (Abbildung 26/1, Seite 45). Direkt daneben wird eine verschließbare Thermobox aus Styropor gestellt, die mit Eis halb voll gefüllt wird. Das Eis wird von einer Eismaschine oder mittels mit Wasser gefüllten Eiswürfelbeuteln an den Vortagen erzeugt. In die Thermobox wird ebenfalls ein 2 l-Becherglas mit Wasser und Eiswürfeln gestellt (Abbildung 26/2, Seite 45). Daneben steht eine große Glasschüssel (handelsübliche Salatschüssel) in die ein Sieb (handelsüblicher Nudelsiebtopf) zum Abtropfen gestellt wird (Abbildung 26/3, Seite 45).

Die Plastiksäcke (handelsübliche 2 l-Gefrierbeutel), in denen der blanchierte Spinat eingefroren wird, werden vorher beschriftet und bereitgelegt.

Abbildung 26: Skizze der benützten Materialien für das Blanchieren mit heißem Wasser



Nach dem Ernten und Wiegen wird das Blanchiergut sofort in das 80°C heiße Wasser gegeben und mit einer handelsüblichen Schaumkelle komplett untergetaucht. Es wird nach wenigen Sekunden wieder aus dem Wasserbad - welches sich mit der Zeit grünlich verfärbt - genommen und in das Eiswasser überführt. Nach kurzer Zeit (maximal einer Minute), wenn durch das Abkühlen der Blanchiervorgang unterbrochen wurde, werden die Pflanzenteile aus dem Eisbad genommen und in das vorbereitete Sieb gelegt. Anschließend wird das Blanchiergut zwischen den Handflächen vorsichtig gepresst, um den Großteil des im Zuge des Blanchiervorgangs aufgesogenen Wassers zu entfernen und schließlich in die beschrifteten Plastikbeutel gelegt, die verschlossen im Tiefkühlschrank (Kühl-Gefrierschrank Elektra Bregenz) bei –20 °C gelagert werden. Die Temperatur des Heißwasser- und des Eiswasserbades müssen vor jedem Blanchierdurchgang kontrolliert werden, um das bestmögliche Ergebnis zu erzielen. Das Heißwasser sollte erst am Schluss gewechselt werden, um die Auslaugung der Pflanzenteile zu minimieren. Zuerst sollten die Stängel, dann die Blätter und zuletzt die Rosetten blanchiert werden, da diesen noch Reste des Substrats anhaften könnte, was eine Verunreinigung des Wassers zur Folge hätte.

Pro Pflanze dauern die Arbeitsschritte vom Schnitt bis in die Gefriertruhe durchschnittlich 15 Minuten. Das Blanchieren im Wasserbad ist ein langwieriger Prozess, der die Inhaltsstoffe des Pflanzenmaterials auslaugt und nicht gewährleistet, dass die einzelnen Pflanzen nicht von anderen Pflanzen kontaminiert werden. Um eine Kontamination zu verhindern, würde es nötig sein, das Wasser beider Wasserbäder nach jeder Pflanze zu wechseln.

3.6.1.2. Blanchieren in der Mikrowelle

Nach dem Wiegen und Einpacken in beschriftete und gewogene feine Papiersäcke, werden die Pflanzenteile in einen Mikrowellenherd (Mikrowellenherd Philips Whirlpool M760, Space Cube – high power line, Modell: AVM 760) gestellt, in den ein Becherglas mit kaltem Wasser gestellt wurde. Bei der Einstellung „jet“ (850 Watt) wird das Gerät für 2-3 Sekunden eingeschalten. Es wird nachgesehen und gefühlt ob das Pflanzenmaterial heiß genug ist. Wenn Knackgeräusche hörbar werden, war es zu heiß, da die Zellwände geplatzt sind und nun der Zellsaft austritt. Stängel und Wurzeln brauchen etwas länger als Blätter. Sobald die richtige Temperatur erreicht wird, die Papiersäckchen in beschriftete Plastikbeutel geben und in den Tiefkühler (Kühl-Gefrierschrank Elektra Bregenz) geben.

Die Arbeitsschritte von der Ernte bis zum Einfrieren dauern bei dieser Variante zirka 10 Minuten pro Pflanze.

3.6.2. Versuch 2

Beim zweiten Versuch wurden sowohl die oberirdischen Pflanzenteile (wie unter Punkt: 3.6.1.2 Seite: 46 beschrieben), als auch die Wurzeln gewogen, mit der Mikrowelle blanchiert und anschließend sofort tiefgekühlt.

3.6.2.1. Ernte der Wurzeln

Da zwei Pflanzen pro Topf eingepflanzt wurden, ist bei der Entnahme aus dem Topf Vorsicht geboten. Teilweise sind Wurzeln, die man nicht zuordnen konnte, aus dem Topf in die Nährlösung gewachsen, diese wurden gesammelt und ebenfalls gewaschen, gewogen, blanchiert und eingefroren. Der gesamte Wurzelballen der Pflanzen aus einem Topf wird in einen handelsüblichen 10 l Kübel gestellt und mit Wasser bedeckt. Durch vorsichtiges Hin- und Herbewegen im Wasser kann das meiste Substrat entfernt und schließlich ist es auch möglich, die Wurzeln beider Pflanzen zu trennen. Unter fließendem Wasser werden die Wurzeln weiter gespült und einzelne Vermiculit beziehungsweise Perlitkügelchen von Hand entfernt. Das verschmutzte Wasser wird durch ein feinporiges Sieb gegossen, um den Abfluss nicht zu verstopfen. Die Wurzeln werden gut mit Papierhandtüchern getrocknet, anschließend gewogen, blanchiert und tiefgekühlt.

Abbildung 27: Spinatpflanzen des zweiten Versuchs vor der Ernte

4. Ergebnisse

4.1. Priming

4.1.1. Versuch 1

Eine Hand voll Samen wurde dem Priming (siehe Punkt 3.1.1, Seite 22) unterzogen und anschließend mit Gibberellinsäure versetzt. 48 Samen wurden in eine Vermiculit-Perlit-Mischung (1:1) gesetzt und im Glashaus im Anzuchtbereich (unter Glas) 8 Tage lang gekeimt. 22 (45,83 %) von 48 gesetzten Samen keimten, bis sie durchschnittlich 3 cm groß waren und Primärblätter entwickelt hatten.

Gleichzeitig wurden 60 ungeprimte, also „normale“ Samen, die nur mit Gibberellinsäure versetzt wurden, unter den gleichen Bedingungen eingepflanzt. Von 60 eingepflanzten Samen keimten 42 Pflanzen (70 %), die in weiterer Folge in die DutchPot™-Systembehälter gepflanzt wurden, da diese vitaler aussahen als die geprimten.

4.1.2. Versuch 2

Geprimte und ungeprimte Samen wurden mit Gibberellinsäure versetzt und wie oben beschrieben behandelt. Am siebten und neunten Tag nach dem Ansatz wurden sie mit je 250 ml Kaliumnitratlösung gegossen. 29 von 60 geprimten (48,33 %) und 38 von 60 ungeprimten Samen (63,33 %) keimten innerhalb von 11 Tagen. Die Setzlinge aus geprimten Samen wuchsen gleichmäßiger und wurden somit in die DuchtPot-Behälter pikiert.

4.1.3. Vergleich beider Versuche

Tabelle 7: Prozentuelle Keimfähigkeit der Spinatsamen

	geprimt	**ungeprimt**
Versuch 1	45,83 % (22 von 48)	70 % (42 von 60)
Versuch 2	48,33 % (29 von 60)	63,33 % (38 von 60)
Durchschnittlich	47,22 % (51 von 108)	66,67 % (80 von 120)

Zwar verringert Priming die Keimfähigkeit der verwendeten Spinatsamen um rund 20 %, doch sind die Pflanzen, die sich aus geprimten Samen entwickeln, von gleichmäßiger Größe (siehe Punkt 3.1, Seite 21 beziehungsweise Diagramm 9 auf Seite 57).

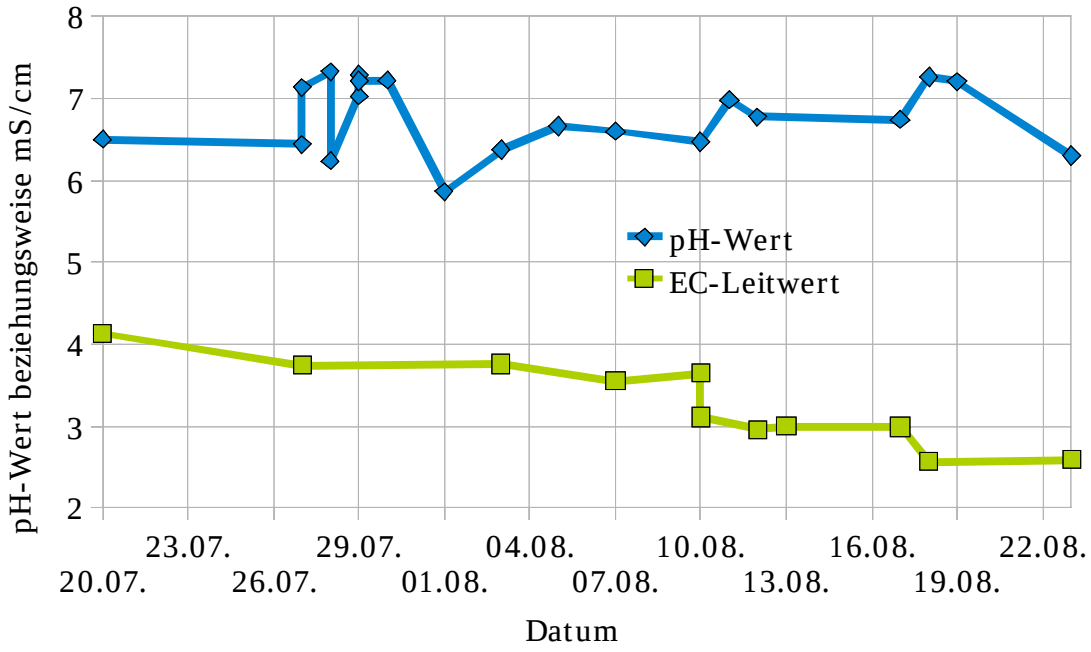
4.2. Nährlösung

4.2.1. Versuch 1

4.2.1.1. pH-Wert und EC-Leitwert der Nährlösung im Versuchsverlauf

Wie in Tabelle 16 Versuchsablauf 1 im Anhang auf Seite V ersichtlich, wurde die Nährlösung am 10. Tag – somit 4 Tage nach dem Einsetzen der Samen in die Saatkiste - hergestellt.

Diagramm 4: Verlauf von pH-Wert und EC-Leitwert in Versuch 1



Ab dem 20. Tag wurden regelmäßig pH-Wert, EC-Leitwert sowie die Nitrat-, Magnesium- und Kaliumkonzentration der Nährlösung gemessen. Außerdem wurde der pH-Wert der Füllmaterialien (Leca sowie die Vermiculit-Perlit-Mischung) vor Versuchsbeginn gemessen, um eventuelle Auswirkungen auf den pH-Wert der Nährlösung durch Ausschwemmung von Ionen abschätzen zu können. 100 ml Füllmaterial wurden mit destilliertem Wasser (pH 7,3) auf

200 ml aufgefüllt. Die Messung nach einer Stunde bei 24°C ergab einen pH-Wert von 9,5 im Wasser, in das die Blähtonkugeln eingelegt waren, sowie von 7,3 in dem mit der Vermiculit-Perlit-Mischung.

Die Nährlösung wies am 20. Tag den pH-Wert von 6,5 sowie einen EC-Leitwert von 4,13 mS / cm auf. Trotz des Ausspülens der Leca-Kugeln kam es nach dem Einschalten des DutchPot™-Pumpsystems zu einer Erhöhung des pH-Wertes. Der pH-Wert von 6,5 der Nährlösung konnte auch durch mehrfache Zugabe von Säuren nicht konstant im Anfangszustand gehalten werden. In der Folge wurde die Nährlösung am 31. Tag getauscht und die Leca-Kugeln vollständig durch Perlit ersetzt. Der pH-Wert der Nährlösung stieg auch nach dem Austausch der Nährlösung weiter an, da sich in den mit Spinat bepflanzen Töpfen Reste von der vorhergehenden Nährlösung befanden. Außerdem wird die Nährlösung durch die kontinuierliche Verdunstung konzentriert. Es mussten nachträglich 30 l Nährlösung hinzugefügt werden, damit der Füllstand des Auffangbehälters nicht unter die Ansaugöffnungen der Pumpe sinkt.

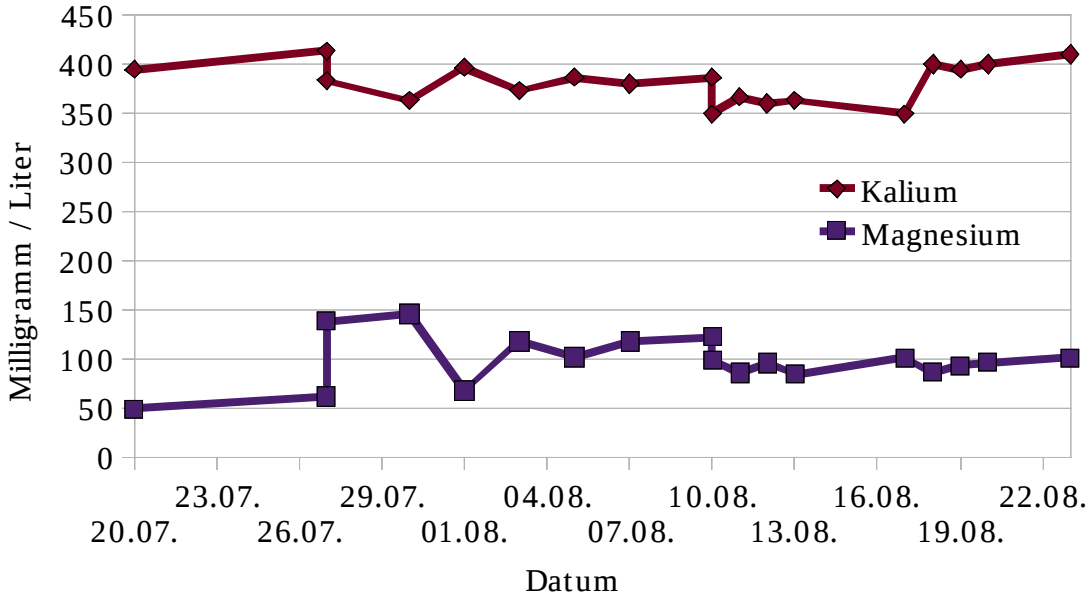
Zwischen dem 38. und 41. Tag sinkt der pH-Wert wieder leicht, da nun mehr KNO_3 von den Pflanzen aufgenommen wird. Die regelmäßige Zugabe von KNO_3 beginnt ab dem 41. Tag. Durch Verdünnen der Nährlösung mit Leitungswasser und Zugabe von unterschiedlichen Mengen an KNO_3 wurde die Nährlösung neutralisiert. Durch die Verdünnung sinkt auch der EC-Leitwert. Am 49. Tag wurde wieder eine größere Menge KNO_3-Lösung hinzugefügt. Durch das zugefügte Wasser erfolgte ein Ansteigen des pH-Werts über 7. Die letzte Düngergabe vor der Ernte fand zwei Tage später statt. 30 l Leitungswasser (pH 7,6) wurden 3 Tage vor der Ernte (52. Tag) hinzugefügt. Die Stickstoff-Aufnahme von Pflanzen sowie die Zugabe von Leitungswasser würden den pH-Wert erhöhen. Die Nährlösungprobe wurde gekühlt und in einer dunklen Glasflasche verschlossen gelagert, somit sollte die Lagerung keinen Einfluss auf die Werte haben. Plausible Gründe für die aufgetretene pH-Wert-Senkung könnten die Abgabe von Substanzen aus den Wurzeln der Pflanze sowie den Eintrag von CO_2 aus der Luft und die Konzentrierung durch Verdunstung sein. Außerdem ist es möglich, dass es gegen Ende der Wachstumsperiode zu einer geringeren Zunahme an Masse gekommen ist, als in den früheren Wachstumsphasen. Somit

wurde der Nährlösung auch weniger Stickstoff von den Pflanzen entzogen. Diese Annahme kann nicht verifiziert werden, da keine genaue Dokumentation der Wachstumsfortschritte erfolgte. Für weitere Versuche wäre eine derartige Vorgangsweise erforderlich. In Versuch 2 hatten die Pflanzen, wie auch an den Ernteerträgen ersichtlich, eine geringere Masse, deswegen muss sich der vorher beschriebene Effekt des geringeren Stickstoffverbrauchs am Ende der Wachstumsperiode im folgenden Versuch nicht widerspiegeln.

Im Laufe des erstenVersuchs kommt es zu Veränderungen des Volumens, somit könnten eventuell vorhandene Effekte überlagert werden, da sich durch Verdunstung die Konzentration unterschiedlich ändert. Bei dem folgenden Versuch wurden die Änderungen des Volumens dokumentiert. Geringe Schwankungen sind durch die Methodengenauigkeit bedingt.

4.2.1.2. Kalium- und Magnesiumkonzentrationen der Nährlösung im Versuchsverlauf

Diagramm 5: Konzentrationen von Kalium und Magnesium im Verlauf von Versuch 1



Durch Zugabe von KNO_3 wurde versucht, den Stickstoffgehalt konstant zu halten. Dieser schwankte jedoch stärker als der Kaliumgehalt (Vergleich Diagramm 5, Seite 51 mit Diagramm 6, Seite 53). Die Konzentrationsschwank-

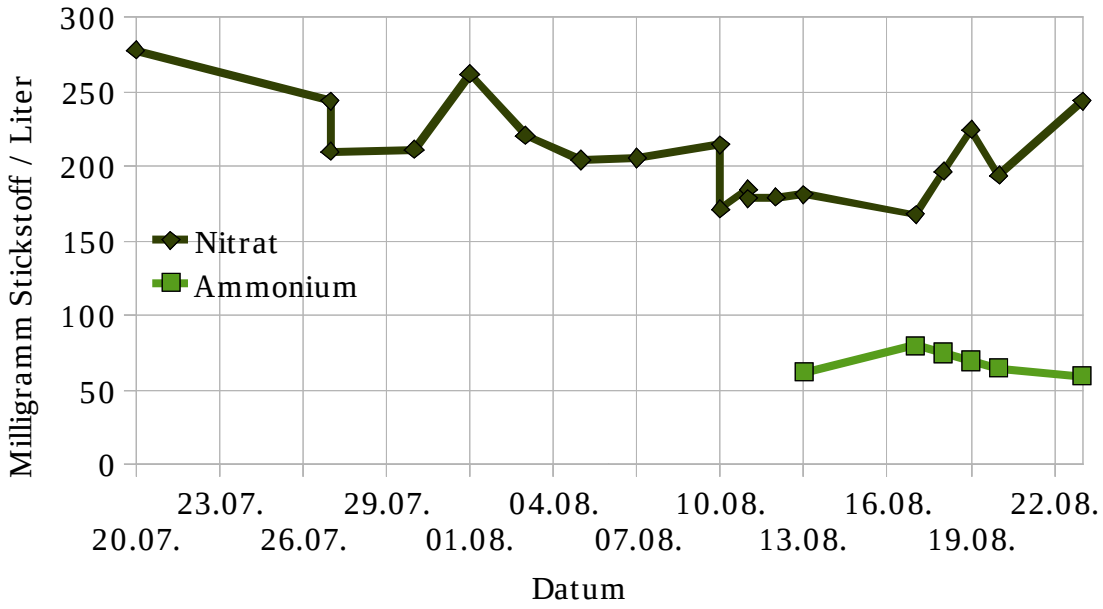
ungen von Kalium und Magnesium lassen sich großteils durch obig bereits beschriebene Gründe erklären. An Tag 27 wurde das Pumpsystem eingeschalten. Trotz des Auswaschens der Leca-Tonkugeln wurde der pH-Wert der Nährlösung durch die ausgeschwemmten Ionen verändert. Das mehrheitliche Ausschwemmen von Magnesiumionen aus den Leca-Tonkugeln verursachte einen Anstieg der Magnesiumkonzentration, während die Konzentration der Kaliumionen verringert wurde. Näheres zur Zusammensetzung des verwendeten Blähtons siehe Tabelle 4, Seite 29. Durch Austausch der Nährlösung am 31. Tag stieg die Kalium-Konzentration, während jene von Magnesium sank. Abermals kehrte sich dieser Trend durch in den Töpfen verbliebene alte Nährlösung wieder in geringem Ausmaß um. Am 35. Tag wurde neue Nährlösung zugegeben, was wiederum zu einer Umkehr führte. Die Bewegungen in den Konzentrationskurven zwischen dem 41. und 50. Tag lassen sich durch Zugabe von unterschiedlich konzentrierter KNO_3-Lösung erklären. Nach Zugabe von hochkonzentrierter KNO_3-Lösung am 51. Tag stieg die Kaliumkonzentration merklich an, das Hinzufügen von 30 l Leitungswasser am 52. Tag lies die Kurven in Folge relativ stabil mit leichtem Aufwärtstrend verlaufen.

4.2.1.3. Nitrat- und Ammoniumstickstoffkonzentration der Nährlösung im Versuchsverlauf

Das Einschalten der DutchPot™-Pumpe an Tag 27 bewirkte einen merklichen Abfall der Stickstoffkonzentration, der noch stärker als das zuvor gemessene Absinken durch das Zufügen von Wasser nach dem Pikieren der Setzlinge ausgefallen ist. Durch den Tausch der Nährlösung am 31. Tag wurde die Ausgangskonzentration wieder annähernd erreicht. Die Flüssigkeitsrückstände in den bepflanzten Töpfen verursachten eine Verdünnung der Nährlösung und somit wieder eine Verringerung der Konzentration. Trotz des Hinzufügens von 30 l neuer Nährlösung am 35. Tag konnte die Konzentration nicht wie gewünscht erhöht werden. Die Zugabe von niedrig konzentrierter KNO_3-Düngerlösung nach einem im Bereich der Messtoleranz liegenden Anstieg der Konzentration bewirkte wiederum ein deutliches Absinken. In der Folge wurde

durch fortlaufende Zugabe von KNO_3-Düngerlösung eine großteils stabile Konzentration erreicht, die schließlich durch mehrmalige Zugabe von hoch konzentrierter KNO_3-Lösunge schrittweise wieder auf das Ausgangsniveau gebracht werden konnte.

Diagramm 6: Konzentrationen von Nitrat- und Ammonium-Stickstoff im Verlauf von Versuch 1



Durch verspätete Anlieferung des Ammoniumtests konnte die Ammoniumkonzentration erst ab Tag 44 gemessen werden. Da laut Betriebsanleitung des DutchPot™-Systems die Düngung einige Tage vor der Ernte eingestellt werden soll, wurden lediglich zum Erhalt des Pegels in dem DutchPot™-Reservoir 30 l Leitungswasser hinzugefügt, was zu einem Abfall der Konzentrationen führen hätte müssen. Die unerwartete Erhöhung des Nitratwertes lässt sich teilweise durch Verdunstung von H_2O aus der Nährlösung erklären. Für weitere Gründe wird auf die ausführliche Erklärung unter Punkt 4.2.1.1 auf Seite 50 verwiesen.

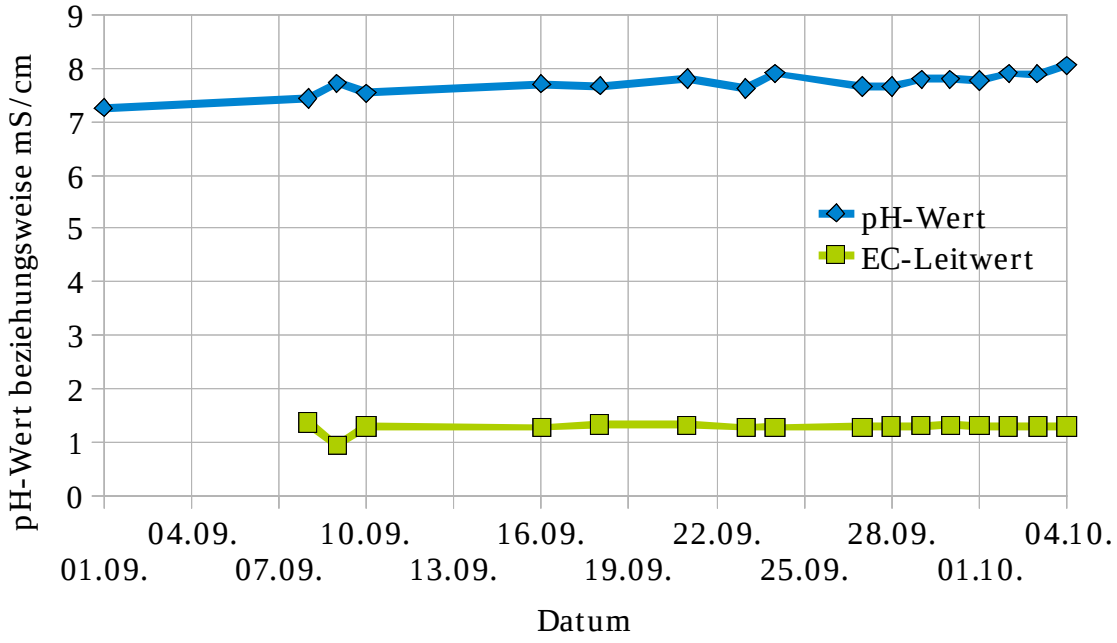
4.2.2. Versuch 2

4.2.2.1. pH-Wert und EC-Leitwert der Nährlösung im Versuchsverlauf

Tabelle 17 Versuchsablauf 2 auf Seite IX im Anhang sowie die nun folgenden Diagramme zeigen den Verlauf des zweiten Versuches.

Die fortlaufende Betreuung der Versuchspflanzenwährend des Versuchsverlaufes hatte durchgängig einen leichten Anstieg des pH-Wertes zur Folge. Nach dem Einschalten des DutchPot™-Systems am 26. Tag kam es zu einem etwas stärkeren Anstieg des pH-Wertes, dieser Trend wurde durch Zugabe von Wasser und konzentrierter Nährlösung am 27. und 28. Tag wieder korrigiert. Bis auf eine kleine Absenkung am 27. Tag bleibt der EC-Wert während des Versuchsdurchlaufes weitgehend stabil. Ein weiteres dezentes Absinken des pH-Wertes zwischen 38. und 41. Tag erklärt sich durch das Abdecken der Behälter mit Aluminiumfolie und der daraus resultierenden Verminderung des Algenwachstums in der Nährlösung. Die folgende Erhöhung nahe pH 8 kann durch den Nährstoffverbrauch der Pflanzen erklärt werden. Durch die Aufnahme von Nährstoffen aus der Nährlösung sowie Verdunstung des Wassers kann man eine Steigung des pH-Wertes ab dem 49. Tag feststellen.

Diagramm 7: Verlauf von pH-Wert und EC-Leitwert in Versuch 2

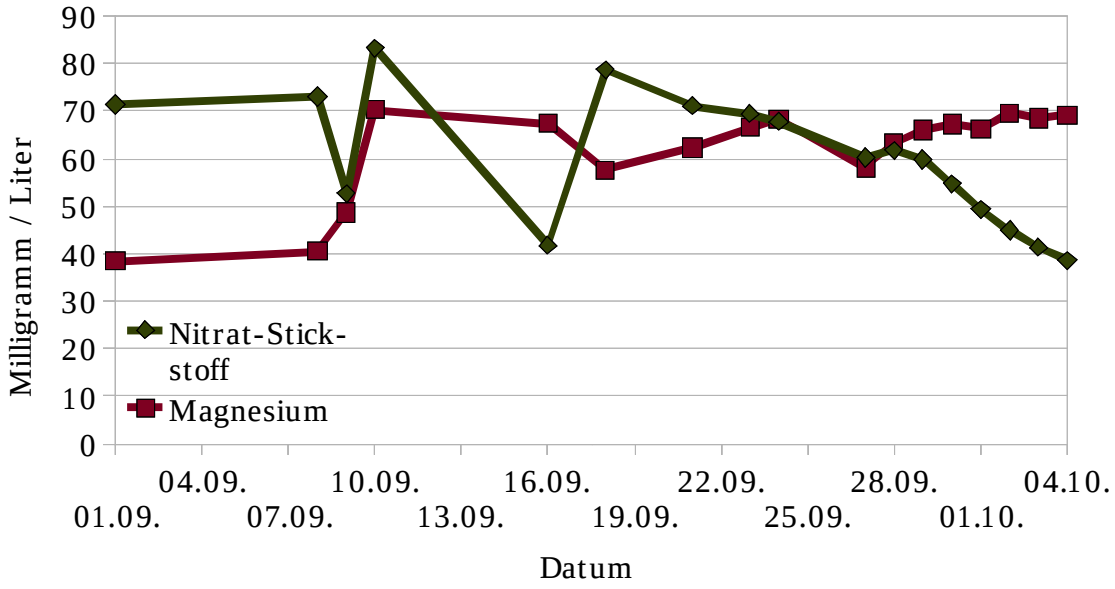


Die Kaliumkonzentration der im zweiten Versuch verwendeten Nährlösung war für die Messung mit dem Reflectoquant Photometer zu gering.

4.2.2.2. Nitratstickstoff- und Magnesiumkonzentration der Nährlösung im Versuchsverlauf

Während die Kurven des pH-Wertes respektive des EC-Leitwerts nahezu linear verlaufen, sind bei der Nitrat- und Magnesiumkonzentration starke Schwankungen zu verzeichnen.

Diagramm 8: Konzentrationen von Nitrat-Stickstoff und Magnesium im Verlauf von Versuch 2



Nach dem Einschalten des DutchPot™-Systems am 26. Tag und Zugabe von 30 l Nährlösung sowie 5 l Wasser (um ein Absinken des Pegelstandes unter die Ansaugschlitze der Pumpe zu verhindern) kam es zu einer leichten Erhöhung der Stickstoff- und Magnesiumkonzentration. Am 27. Tag folgte ein rapides Absinken des Nitratwertes, während die Magnesiumkonzentration nach oben schnellte. Der Pegel der Nährlösung sinkt wieder und es ist eine fortschreitende Eintrübung zu bemerken. Durch Verschlammung der Töpfe ausgelöst von Perlit erfolgt am 28. Tag eine Grobreinigung der Töpfe. Anschließend wird konzentrierte Nährlösung zugegeben um die stark gesunkene Nährstoffkonzentrati-

on auszugleichen. Da auch an den folgenden Tagen die Siphone des Dutch-Pot™-Systems verstopfen, war am 30. und 31. Tag ein abermaliges Waschen des Perlits erforderlich. Am 34. Tag erfolgt ein Tausch der Nährlösung, da der Stickstoffgehalt in der Nährlösung deutlich abgesunken und die Nährlösung durch Perlit-Überreste stark verschmutzt ist. Dadurch verringert sich der Magnesiumgehalt der Nährlösung. Wegen neuerlicher Eintrübung der Nährlösung am 36. Tag erfolgt die Entscheidung, das Perlit zu entfernen. Im weiteren Verlauf steigt die Magnesiumkonzentration jedoch weiterhin leicht an. Der Effekt der neuerlichen Zugabe von Nährlösung bleibt nicht aus und das Niveau der Nitratkonzentration steigt wieder wie geplant. Der deutliche Abfall der Nitratkonzentration konnte am 39. Tag durch ein Abdecken der Töpfe mit Aluminiumfolie (wodurch das Algenwachstum minimiert wurde) gestoppt werden. Unterhalb des Abflusses wird ein Filter montiert, um grobe Verschmutzungen der austretenden Nährlösung zurückzuhalten. Am 44. Tag wird in der Klimakammer der Geruch von verbranntem Gummi wahrgenommen, dessen Ursache nicht genau verifiziert werden konnte. Es konnte ein Sinken der Magnesium- und Stickstoffkonzentration festgestellt werden. Die Zugabe von Nährlösung am 46. Tag erhöht, wie geplant, leicht den Stickstoffgehalt. Im weiteren Verlauf wird keine weitere Düngergabe erfolgen, weshalb man den Stickstoffverbrauch der Pflanzen gut erkennen kann. Die Konzentration an Magnesiumionen in der Nährlösung erhöht sich kontinuierlich gegen Ende des Versuches, da die von den Pflanzen aufgenommene Menge weitaus geringer ist, als das verdunstete Wasser. Der Ausfall der Klimakammer am 49. Tag hat eine größere Auswirkung auf die Magnesium- als auf die Stickstoffkonzentrationskurve.

4.3. Ernte

4.3.1. Versuch 1

Die im Anhang auf Seite XII stehende Tabelle 18 beschreibt die Ausbeute des ersten Versuchs in einzelne Pflanzenteile gegliedert. Das Gewicht der Blattspreite ergibt in Summe 1541,93 g. Im Mittel sind das 64,25 g (±14,66 g) pro Pflanze sowie 128,49 g (±29,32 g) pro Topf. Die von der Blattspreite ge-

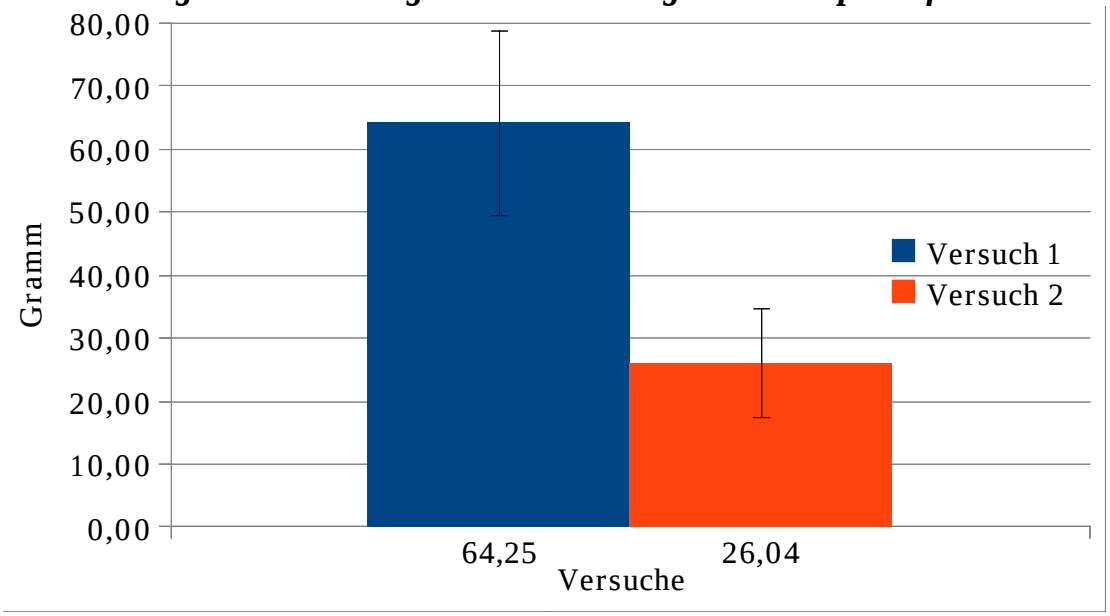
trennte Mittelrippen und Blattstiele (unter „Blattstiele“ zusammengefasst) wiegen insgesamt 629,29 g. Bei einer Pflanze wiegen diese durchschnittlich 26,22 g – pro Topf sind dies 54,44 g (±18,7 g). Die Rosettenansätze aller Pflanzen zusammen wiegen 276,27 g, pro Pflanze bedeutet dies 11,61 g beziehungsweise 23,02 g pro Topf.

4.3.2. Versuch 2

Tabelle 19 auf Seite XIV im Anhang stellt die Ausbeute der Pflanzenteile im zweiten Versuch dar. 624,97 g wiegen die Blattspreiten aller Pflanzen in diesem Versuch. Bei einer Pflanze sind dies im Durchschnitt 26,04 g (±8,72 g), pro Topf sind es 52,08 g (±9,1 g). Die Blattspreiten und –stiele wiegen gesamt 203,27 g sowie durchschnittlich 8,47g (±2,64 g) pro Pflanze und 16,94 g (±2,73 g) pro Topf. Die Rosetten der Pflanzen wiegen gesamt 57,98 g, wobei eine Pflanze durchschnittlich eine Rosette mit dem Gewicht von 2,42 g (±0,87 g) hat und in einem Topf diese 4,83 g (±1,16 g) wiegen. Bei diesem Versuch wurde auch das Gewicht der Wurzeln mit insgesamt 155,37 g festgestellt. Im Mittel hat eine Pflanze 6,6 g (±3,24 g) Wurzelmasse. In einem Topf mit zwei Pflanzen befinden sich somit 12,95 g (±4,6 g) Wurzeln.

4.3.3. Vergleich

Diagramm 9: Vergleich des Blattgewichtes pro Pflanze

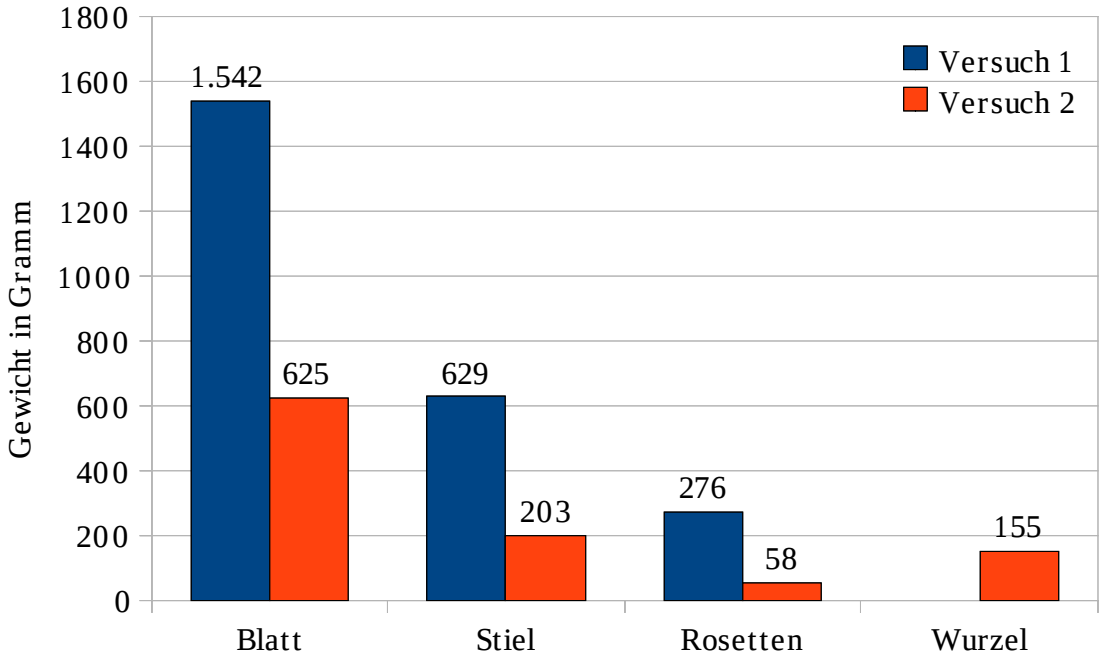


Im ersten Versuch konnte mit insgesamt 1541,93 g mehr Blattmaterial geerntet werden als im zweiten Versuch mit 624,97 g - durchschnittlich waren es 129,48 g (± 58,64 g) pro Topf und 64,25 g (± 29,32 g) pro Pflanze im Ersten sowie 52,09 g (± 18,2 g) pro Topf sowie 26,04 g (± 17,44 g) pro Pflanze im Zweiten.

Die Gesamtmenge der im ersten Versuch geernteten Blattstiele wog 629,95 g, womit auf einen Topf mit 2 Pflanzen durchschnittlich 52,44 g (± 37,4 g) entfielen. Dies ist deutlich mehr, als die im zweiten Versuch gesamt geernteten 203,27 g Blattstiele, bei einem Durchschnitt von 8,47 g (± 5,28 g) pro Pflanze sowie 16,94 g (± 5,46 g) pro Topf.

Der Anteil der Rosetten am Gesamtgewicht war mit 276,27 g, davon durchschnittlich 11,51 g pro Pflanze beziehungsweise 23,01 g (± 8,52 g) pro Topf, beim ersten Versuch deutlich höher. Beim Zweiten, wurden gesamt 57,98 g Rosetten gewogen, was einen Durchschnitt von 2,42 g (± 1,74 g) pro Pflanze und 4,83 g (± 2,32 g) pro Topf ergibt. Zusätzlich wurde beim zweiten Versuch die feuchte Wurzelmasse gewogen. Im Gesamten machte diese 155,37 g aus, wobei durchschnittlich 6,6 g (± 6,48 g) auf die Einzelpflanze sowie 12,95 g (± 9,2 g) auf beide Pflanzen in einem Topf entfielen.

Diagramm 10: Vergleich des Gesamtgewichtes der Organe



4.3.4. Schätzung der Wurzelmasse von Versuch 1 und Berechnung des gesamten Verlustes beider Versuche

Für weitere Versuche wird ausschließlich Blattmaterial benötigt. Alle anderen Organe (Wurzelmasse, Rosette, Blattstiel und –spreite), die zwar für das Wachstum der Pflanze nötig, aber für folgende Versuche nicht brauchbar sind, werden als Verlust bezeichnet. Um die Wurzelmasse, die in Versuch 1 nicht gewogen wurde, zu ermitteln, nimmt man an, dass das Masseverhältnis der oberen sowie der gesamten Pflanzenteile zueinander in beiden Versuchen gleich ist. Das Gesamtgewicht der einzelnen Pflanzenteile beider Versuche ist in untenstehender Tabelle 8 zusammengefasst.

Tabelle 8: Vergleich des Erntegewichtes der Versuche

g	**Versuch 1**	**Versuch 2**
Blatt	1541,93	624,97
Stiele	629,29	203,27
Rosette/Rest	276,27	57,98
oben gesamt	**2447,49**	**886,22**
Wurzel		155,37
gesamte Pflanze		1041,59

In Tabelle 9 und Tabelle 10 ist der Anteil der einzelnen Pflanzenteile am Gesamtgewicht ersichtlich, wobei in Tabelle 9 ausschließlich das Gewicht der oberirdischen Pflanzenteile als Grundlage dient und in Tabelle 10 das Gesamtgewicht aller Pflanzenteile die Basis ist.

Tabelle 9: Prozentuale Verteilung nach oberirdischen Pflanzenteilen

%	**Versuch 1**	**Versuch 2**
Blatt	63,00	70,52
Stiele	25,71	22,94
Rosette/Rest	11,29 (11,28789)	6,54
oberirdische Teile	**= 100 %**	**= 100 %**
Wurzel		17,53
gesamte Pflanze		117,53

Tabelle 10: Prozentuale Verteilung nach gesamter Pflanzenmenge

%	**Versuch 2**
Blatt	60
Stiele	19,52
Rosette/Rest	5,57
oberirdische Teile	85,08
Wurzel	14,92
gesamte Pflanze (ober- und unterirdischer Teile)	**= 100 %**

Durch die in Tabelle 11 verzeichneten Rückschlüsse aus dem Verhältnis der Masse der verschiedenen Pflanzenteile zwischen beiden Versuchen auf den Anteil der Wurzeln sowie der gesamten Pflanze in Versuch 1, werden folgende Werte für die Pflanzenorgane des ersten Versuchs ermittelt: die oberirdischen Teile machen mit 2447,49 g 85,08 % des Gesamtgewichts (100 %) aus, welches 2876,67 g beträgt. Die 14,92 % Wurzeln wiegen somit 429,2 g.

Tabelle 11: Schätzung des Gesamtgewichtes von Versuch 1 durch Rückschluss aus dem Unterschied zwischen beiden Versuchen

o = oberirdische Pflanzenteile g = gesamte Pflanze V1 = Versuch 1, V2 = Versuch 2	0V1 : oV2 = gV1 :gV2 gV1 = oV1 : oV2 * gV2
Blatt	53,60 %
Stiele	21,88 %
Rosette/Rest	9,62 %
oberirdische Teile	**85,08 %**
Wurzel (100 - oberirdischer Teile)	14,92 %
gesamte Pflanze	**100 %**

Eine weitere Möglichkeit der Berechnung wäre die Annahme, dass die Wurzeln wie in Versuch 2 17,53 % der gesamten oberen Pflanzenteile ausmachen. 2447,49 g wären somit 100 % weshalb die Wurzeln 429,04 g und die gesamte Pflanze folglich 2876,53 g wiegen müsste.

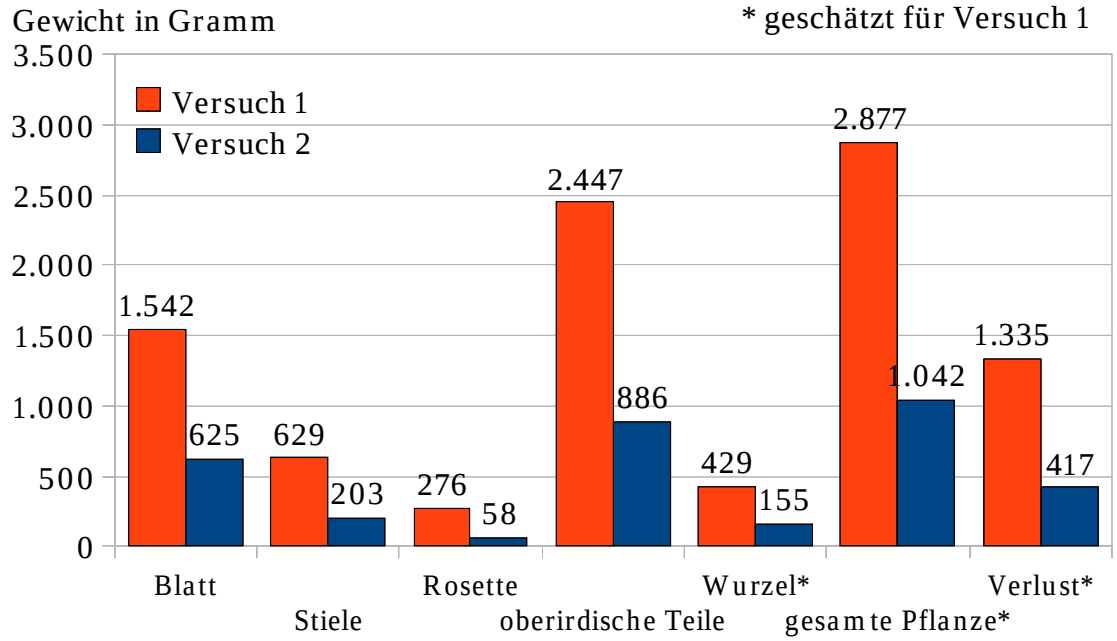
Gesamt gesehen wiegen die oberirdischen Teile in Versuch 1 2447,49 g, die Wurzelmasse 429 g und die Gesamtmasse der Pflanze beträgt somit 2877 g.

Der Verlust beider Versuche in Gramm sowie Prozent ist in der untenstehenden Tabelle sowie in Diagramm 11, Seite 61 ersichtlich.

Tabelle 12: Gewicht aller Pflanzenteile beider Versuche (* geschätzt)

g	Versuch 1 in g	Versuch 1 in %	Versuch 2 in g	Versuch 2 in %
Blatt	1541,93	53,6	624,97	60
Stiele	629,29	21,88	203,27	19,52
Rosette/Rest	276,27	9,60	57,98	5,57
oben gesamt	2447,49	85,08	886,22	85,08
Wurzel	429,09*	14,92*	155,37	14,92
gesamte Pflanze	2876,58*	100*	1041,59	100
Verlust	**1334,65***	46,40*	**416,62**	40

Diagramm 11: Aufschlüsselung des Gesamtgewichtes nach Pflanzenteilen



Einer Gesamtproduktion von 2,9 kg im ersten Versuch steht rund 1 kg im zweiten Versuch gegenüber. Der nutzbare Anteil beträgt 1,5 kg beziehungsweise 0,6 kg. Es kommt zu einem Verlust an Pflanzenmaterial von 1,3 kg respektive 0,4 kg. Somit kommt man nach obenstehenden Berechnungen zu dem Ergebnis, dass bei Versuch 1 um 6,4 % mehr Verlust an Material zu verzeichnen

ist als bei Versuch 2. Wie in Diagramm 13 ersichtlich, war die Ausbeute im zweiten Versuch höher.

Diagramm 12: Vergleich der Erträge von Versuch 1 mit Versuch 2

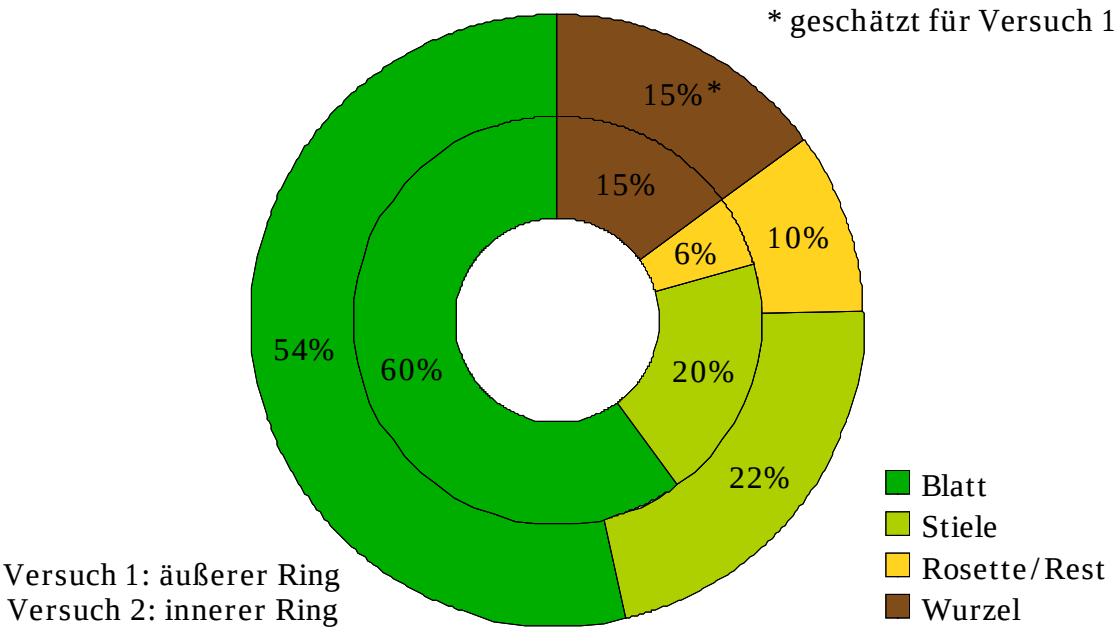
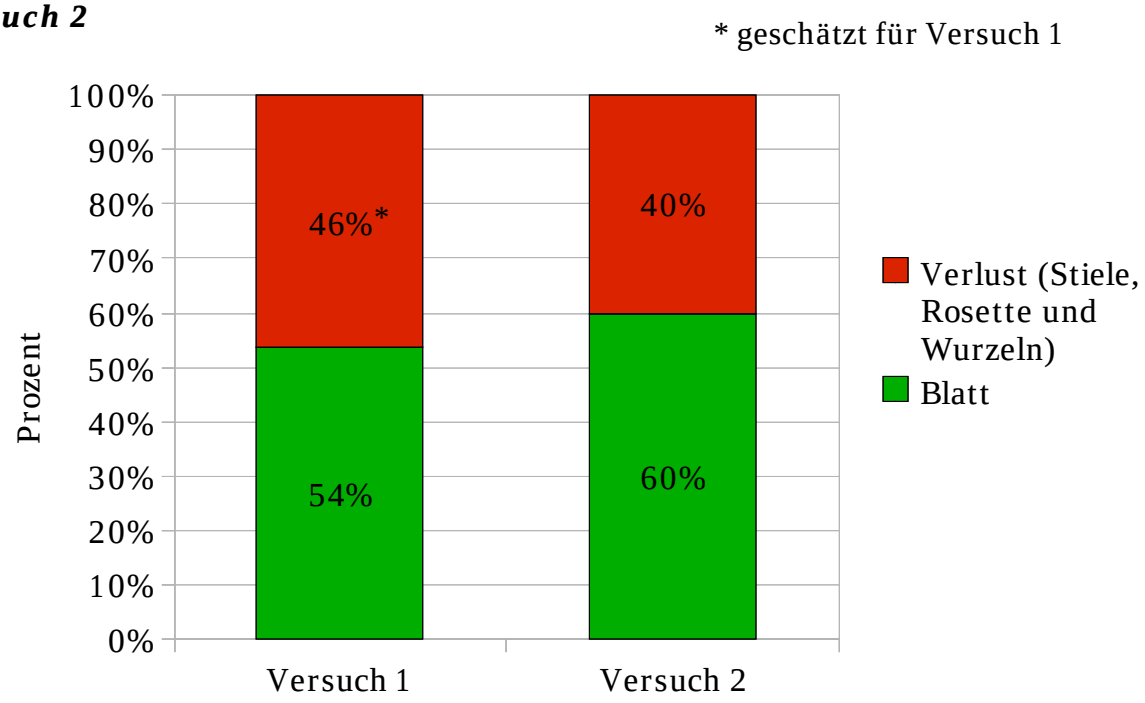


Diagramm 13: Vergleich der Ausbeute zwischen Versuch 1 und Versuch 2



5. Diskussion

Die Spinatvarietät Matador ist eine ausgezeichnete Wahl und sollte auch zukünftig beibehalten werden. Robustheit, rasches Wachstum und die Ausbildung großer Blätter (sodass eine gute Ausbeute erreicht werden kann) sind seine Vorteile. Der gewählte Erntezeitpunkt am 49. Tag ist ideal, dennoch sollte man auf den Wachstumsfortschritt des Spinates achten, um vor der Schoßbildung zu ernten.

Im Rahmen des Primings wurden die Samen des ersten Versuchs länger in PEG eingelegt, dies führte zu einer geringeren Keimfähigkeit und weitaus schlechterem Wachstum als bei den ungeprimten Samen. Somit wurde letzteren der Vorzug gegeben. Die PEG-Einlegedauer wurde im zweiten Versuch gekürzt, was die Keimfähigkeit in etwas geringerem Umfang verringerte, jedoch ein gleichmäßigeres Wachstum der geprimten Pflanzen zur Folge hatte - somit wurden diese in die Töpfe pikiert. Durchschnittlich hat das Priming die Keimfähigkeit um 20 % verringert. Das grundsätzlich sehr gute Primingprotokoll sollte dennoch bei zukünftigen Versuchen verfeinert werden, da der ideale Ablauf von der Sorte beeinflusst wird. Die Dauer des Einlegens in PEG könnte weiter verkürzt werden, die Durchwirbelung der Flüssigkeit mittels Luftpumpe sollte jedoch beibehalten werden, aber es muss jedenfalls darauf geachtet werden, regelmäßig Flüssigkeit hinzuzufügen, um verdampftes Wasser zu ersetzen.

Im ersten Versuch hat sich die Nutzung von Blähton als Füllmaterial der DutchPot™-Behälter nicht bewährt, da dieser den pH-Wert der Nährlösung zu stark beeinflusst. Bei Perlit ergaben sich im ersten Versuch keine Probleme, jedoch hat sich bei der Verwendung im zweiten Versuch die Nährlösung eingetrübt und die Abflüsse verstopften. Die Körnung des Perlits war laut Verpackung bei beiden Versuchen grob. Da die Säcke vom Hersteller jedoch per Hand beschriftet werden, ist auch ein Irrtum bei der Beschriftung des beim zweiten Versuch verwendeten Sackes nicht auszuschließen. Weiters könnten mechanische Beanspruchung beziehungsweise Reibung der Körner untereinander beim Transport oder der Lagerung zur Zerkleinerung des Perlits geführt haben. Um jegliche Beeinträchtigung der Nährlösung durch Staub in Zukunft zu vermeiden,

sollten die Perlitsäcke vorher gründlich durchgespült werden, da Sieben alleine vermutlich nicht ausreicht. Die ökonomischere Variante ist jedoch, wie gegen Ende des zweiten Versuches aufgezeigt, auf das Perlit als Füllmaterial zu verzichten und die bepflanzten Töpfe auf umgedrehte kleinere Töpfe in die Dutch-Pot™-Behälter zu stellen, sodass sie nicht in die stehende Nährlösung tauchen und nach Montage der Zuflüsse, den gesamten Topf (außer der Spinatpflanze selbst) so abzudecken, dass der Lichteinfall auf die verbleibende Nährlösung minimiert wird. Eine undurchsichtige Plastikfolie wäre vermutlich besser geeignet die Algenbildung zu unterbinden, da die hier verwendete Aluminiumfolie das Licht stark reflektiert und Jungpflanzen Schaden zufügen könnte und deshalb nicht von Anfang an eingesetzt werden kann.

Die Mischung von Vermiculit und Perlit, in welche die Setzlinge pikiert wurden, eignet sich hervorragend als Substrat. Je nachdem, ob man eine einzelne Pflanze mit kompletten Wurzeln untersuchen möchte, oder ob die Zuordnung der einzelnen Wurzeln nebensächlich ist, können eine oder zwei Pflanzen problemlos in einen Topf eingepflanzt werden. Ab drei Pflanzen reicht der Platz nicht mehr aus, da die Blätter gegen Ende der Wachstumsperiode nicht ausreichend Licht bekommen würden. Die vor dem Siphon befestigten Kunststoffgitter dienen der Verhinderung von Verunreinigungen des Auffangbehälters, die zur Verstopfung der Pumpe führen könnten. Die zusätzliche Sicherung mit einem Nylonnetz am Ende des Abflussrohres, ist nur notwendig, falls sich trotzdem Füllmaterial aus den Töpfen ausschwemmen sollte, wobei diese Gefahr jedoch als gering einzuschätzen ist. Die Verbindungsstücke der Rohrleitungen sollten auf jeden Fall mit Dichtmaterial verschlossen werden. Es ist anzuraten, täglich oder zumindest jeden zweiten Tag die korrekte Funktionsweise des Systems zu kontrollieren. Obwohl es weitgehend autark ist, sollte es nicht gänzlich sich selbst überlassen werden.

Die Nährlösung sollte als konzentrierter Stock vorbereitet und gekühlt, in einem lichtundurchlässigen Behälter gelagert werden. So kann bei Bedarf durch Verdünnen sofort frische Nährlösung hergestellt und ein etwaiger Verdunstungsverlust ausgeglichen werden. Der Nährstoffverbrauch nimmt mit dem

Wachstum der Pflanze zu, jedoch gegen Ende der Wachstumsphase wieder leicht ab.

Es wurden 4,07 mol Stickstoff im Laufe des 1. Versuchs zugesetzt und insgesamt 0,97 mol Stickstoff beim 2. Versuch verwendet. Der Unterschied zwischen beiden Nährlösungen ist, dass der Stickstoff beim zweiten Versuch nur aus einer Quelle, nämlich Kaliumnitrat stammt, statt wie beim ersten von Kaliumnitrat, Natriumnitrat, Calciumnitrat und Ammoniumsulfat. Außerdem ist bei Versuch 2 insgesamt eine geringere Menge eingesetzt worden. In Nährlösung 1 sind zusätzlich H_3PO_4 und $NiSO_4$ enthalten, die Nährlösung 2 nicht hinzugefügt wurden. $CaSO_4$ sowie $MnSO_4$ sind hingegen Bestandteile, die ausschließlich in der zweiten Nährlösung Verwendung fanden. Als Molybdänquelle wird im ersten Versuch MoO_2 und im zweiten Na_2MoO_4 verwendet, welches sich auch besser löst. Bei einem Versuch, in dem ^{15}N verwendet wird, muss sichergestellt werden, dass alle möglicherweise mit schwerem Stickstoff kontaminierten Materialien so gelagert, beziehungsweise gereinigt werden, dass die Umgebung nicht verunreinigt wird.

Es konnten Magnesium- und Nitratkonzentration, EC-Leitwert und pH-Wert in beiden Versuchen gemessen werden. Im Ersten konnten zusätzlich die Kalium- und Ammoniumkonzentration gemessen werden, welche im Zweiten in zu geringen Mengen vorhanden beziehungsweise nicht enthalten waren.

Die nach dem Priming in Vermiculit-Perlit-Mischung gesetzten Samen werden mit Leitungswasser angegossen und vorsichtig ein bis zwei Tage nach der Ausbildung der Primärblätter in die Töpfe pikiert. Dort werden sie wieder mit Leitungswasser angegossen und nach einer Gabe von verdünnter Nährlösung mit der reinen Nährlösung gegossen. Erst wenn die Pflanzen eingewurzelt sind, sollte das DutchPot™-Pumpsystem eingeschalten werden.

Bei beiden Versuchen wurde nach 49 Wachstumstagen geerntet. Eine Hälfte der Pflanzen des ersten Versuchs wurde mit der herkömmlichen Methode in Heißwasser- und anschließendem Eisbad blanchiert, die andere und der gesamte Spinat in Versuch 2 wurden durch Mikrowellenstrahlung blanchiert.

Die herkömmliche „Haushaltsmethode“ ist weitaus zeitaufwändiger und außerdem werden mehr Inhaltsstoffe ausgelaugt als bei dem Blanchieren in der Mikrowelle. Außerdem müsste, um zu gewährleisten, dass jede Pflanze nicht mit der aus anderen Pflanzen ausgelaugten Flüssigkeit kontaminiert wird, jedes Mal das Wasser in Eis- und Heißwasserbad gewechselt werden.

Hart et al. (2006) konnte 21,9 g / Pflanze (var. Ballett) nach 43 Tagen ernten. Bei beiden hier durchgeführten Versuchen wurde mehr Blattmaterial geerntet (101,98 g / Pflanze bei einem Gesamtgewicht von 2447,49 g im ersten Versuch sowie 36,93 g / Pflanze von gesamt 886,22 g Blattmaterial im zweiten). Die verzehrbaren Blattspreiten wogen 64,25 g / Pflanze bei einem Gesamtgewicht von 1,54 kg im ersten sowie 26,04 g / Pflanze bei gesamt 0,64 kg im zweiten Versuch. Beim ersten Versuch wurden insgesamt4,07 mol Stickstoff, beim zweiten 0,97 mol Stickstoff eingesetzt. Es konnten also 0,38 kg Blattspreiten / mol Stickstoff bei Versuch 1 sowie 0,65 kg Blattspreiten / mol Stickstoff beim 2. Versuch geerntet werden. Um ein Kilogramm verwertbares Blattmaterial erhalten zu können, sind somit 2,6 mol Stickstoff aus der Nährlösung 1 beziehungsweise 1,5 mol Stickstoff aus der Nährlösung 2 einzusetzen.

6. Schlussbetrachtung

Die Verwendung der Spinatvarietät Matador hat sich, wie die Wahl des Erntezeitpunkts mit Wachstumstag 49, bewährt. Dennoch ist es wichtig, auf den Wachstumsfortschritt der Pflanzen zu achten. Das lange Einlegen in PEG bei der ersten Durchführung des Primings führte zu einer verringerten Keimfähigkeit. Jedoch sollte, um das gleichmäßige Wachstum der Pflanzen zu fördern, in den folgenden Versuchen ebenso geprimt werden. Die vorhandenen Protokolle sollten noch verfeinert werden. Ökonomischer ist, die DutchPot™-Behälter nicht mit Füllmaterial wie Leca oder Perlit zu befüllen, sondern die bepflanzten Töpfe auf kleinere umgedrehte Plastiktöpfe zu stellen. Weiters ist es ratsam, diese mit einer Folie so abzudecken, dass nur die Pflanze Licht bekommt, nicht jedoch das Substrat, welches mit der Mischung aus Vermiculit und Perlit gut gewählt war. Beim Aufbau des DutchPot™-Systems ist es wichtig, die Rohrverbindungen abzudichten sowie ein Kunststoffgitter an den Siphonen zu befestigen. Regelmäßige Kontrollen der Dichtheit der Verbindungen und der Befestigung der Schläuche an den Töpfen werden empfohlen.

Der Stickstoff in Nährlösung 1 stammt aus Kaliumnitrat, Natriumnitrat, Calciumnitrat und Ammoniumsulfat, außerdem wurden zusätzlich H_3PO_4 und $NiSO_4$ sowie MoO_2 hinzugefügt, welches in der zweiten Nährlösung durch Na_2MoO_4 ersetzt wurde. In Nährlösung 2 wird ausschließlich Kaliumnitrat verwendet, weiters sind im Unterschied zu Nährlösung 1 $CaSO_4$ sowie $MnSO_4$ zum Einsatz gekommen. Es ist wichtig, beim Arbeiten mit ^{15}N darauf zu achten, dass die Umgebung nicht damit kontaminiert wird. Während der Versuche wurden EC-Leitwert, pH-Wert, Magnesium-, Nitrat- sowie ausschließlich bei Versuch 1 zusätzlich Kalium- und Ammoniumkonzentration der Nährlösungen gemessen.

Nach dem Priming werden beim ersten Versuch 24 ungeprimte und beim zweiten 24 geprimte Samen in Gibberellinsäure eingelegt und anschließend in eine Vermiculit-Perlit-Mischung gesetzt, wo sie nur mit Leitungswasser gegossen werden. Nach 9 - 12 Tagen werden sie vorsichtig in die Töpfe, die mit dem gleichen, vorher verwendeten, Substrat gefüllt sind, pikiert und durch die Anwendung einer 1:1 verdünnten Nährlösung an diese gewöhnt. Nach dem An-

wachsen der Pflanzen kann des DutchPot™-Pumpsystem eingeschalten werden. Die Ernte erfolgte nach 49 Wachstumstagen. Die Blanchierung per Mikrowelle ist der Haushaltsmethode (mittels Heiß- sowie Eiswasserbad) vorzuziehen.

Die Nährlösung von Ippel et al., welche in Versuch 2 verwendet wurde, ist eindeutig die ökonomischere Variante, da mit geringerer Stickstoffzufuhr (0,97 mol statt 4,07 mol Stickstoff zur Produktion von 0,64 kg statt 1,54 kg Blattspreiten) im Verhältnis gesehen mehr nutzbare Biomasse erzeugt werden konnte. Für die Erzeugung von 1 kg Spinat werden 2,6 mol Stickstoff im ersten beziehungsweise 1,5 mol Stickstoff im zweiten Versuch benötigt. Um einer Versuchsperson 400 µg Folsäure zuzuführen sind ungefähr 300 g (211 bis 276 g) Spinat notwendig, sodass bei 10 Versuchspersonen 3 kg verzehrbares Blattmaterial produziert werden müsste. Eine Pflanze erzeugt bei Verwendung der zweiten Nährlösung ungefähr 26 g, somit müssen ungefähr 115 Pflanzen angebaut werden. Beim Anbau von 24 Pflanzen pro Durchlauf sowie 5 Wiederholungen entstehen zirka 3120 g verzehrbarer Spinat.

Somit kann man sagen, dass das Wachstum und die Produktion von ausreichenden Mengen Spinat unter den gewählten Bedingungen mittels DutchPot™-System in der Klimakammer erfolgreich möglich sind.

7. Zusammenfassung

Folsäure spielt eine wichtige Rolle im Metabolismus von Nuklein- und Aminosäuren. Fehlfunktion von Folatenzymsystemen und Mangel stehen mit zahlreichen Krankheiten in Verbindung.

Spinat ist eine gute Folsäurequelle, relativ anspruchslos in der Kultivierung, hat eine kurze Vegetationsperiode und eignet sich zum Anbau in einer Klimakammer. Es wurden zwei Versuche mit der Sorte Matador im DutchPot™-System in einer Zeitperiode von je 49 Tagen unter kontrollierten Bedingungen in einer Klimakammer durchgeführt. Beim ersten Versuch wurde die Nährlösung, die in Hart et al. (2006) beschrieben ist, verwendet. Ihr Stickstoffgehalt stammt aus mehreren Quellen und nicht nur wie in jener von Ippel et al. (2004), die in Versuch 2 zur Verwendung kam, aus Kaliumnitrat. Weitere Unterschiede sind der niedrigere Stickstoffgehalt sowie das Fehlen von H_3PO_4 und $NiSO_4$ in der Nährlösung zwei, außerdem wurde hier MoO_2 durch Na_2MoO_4 ersetzt und $CaSO_4$ sowie $MnSO_4$ hinzugefügt.

Das DutchPot™-System ist ein Hydroponiksystem, bei welchem die Nährlösung mittels einer Pumpe durch Plastikschläuche in die bepflanzten 12 Töpfe befördert wird. Die Töpfe stehen in größeren, befüllbaren Behältern, in welche ein Siphon eingebaut ist, durch den die Nährlösung bis zu einer bestimmten Höhe ab- und über ein Rohrsystem zurück in den Auffangbehälter laufen kann, wo der Kreislauf erneut beginnt.

Bei Versuch 1 wurden 24 ungeprimte, bei Versuch 2 24 geprimte, Samen in eine 1:1 Vermiculit-Perlit-Mischung gesetzt und mit Nährlösung bewässert. Nach 49 Tagen konnten insgesamt 2,4 kg sowie 0,9 kg Spinat geerntet werden. Der verzehrbare Anteil lag bei 64 g/Pflanze beziehungsweise 26 g/Pflanze. Um eine Menge von 1 kg verwertbarem Blattmaterial zu erzeugen, müssen 2,6 mol Stickstoff im ersten Versuch sowie 1,5 mol Stickstoff im zweiten Versuch eingesetzt werden. Somit ist Nährlösung 2 ökonomischer.

Zusammengefasst kann eine adäquate Menge an Spinat unter den gewählten Bedingungen im Glashaus erzeugt werden.

8. Abstract

Folic acid plays an important role in the metabolism of nuclein- and aminoacids. Disfunction of its enzyme systems and folate deficiency are linked to various disorders.

Spinach was used because it is a good folate source; also advantageous are the undemanding cultivation, the short period of vegetation and the possibility to be cultivated in climate chambers.

We used the DuchPot™ hydroponic system in both trials each for a period of 49 days with spinacia oleracia “Matador” under the controlled conditions of a climate chamber.

The first nutrient solution, described in Hart et al., 2006, with a high nitrogen concentration, contains nitrogen from four different sources. The second one, used in Ippel et al., 2004, has a 5,4 times lower nitrogen concentration coming from only KNO_3. The nutrient solution is transported by a pump through plastic hoses from the storage tank to the plants in their pots. The pots are contained within in bigger ones, which can be filled with Leca, Vermiculite or left empty. The embedded Siphon drains the solution only to a certain limit. The rest flows through a drain system right back to the covered storage tank.

A part of the seeds was primed. Primed and non-primed seeds were immersed in Gibberellic acid and planted into a 1:1-mixture of vermiculite and perlite. One to two days after building the primary leaves 24 unprimed plants in trial one as well as 24 primed plants in trial two were planted into the pots.

After 49 days the harvested spinach amounted 2,4 kg in the first, and 0,9 kg in the second trial. The edible part was 64 g and 26 g per plant. To produce 1 kg of esculent spinach 2,6 mol nitrogen in trial one and 1,5 mol nitrogen in trial two was needed. To conclude, the second nutrient solution is far more economical than the first.

In summary it is possible to grow an adequate amount of spinach economically in a climate chamber under the elected conditions.

9. Literaturverzeichnis

- ALBRIGHT, L. (2004) Spinach Handbook; Department of Biological and Environmental Engeneering, Cornell University, Ithaca, NY; Internet unter: http://www.cornellcea.com/spinach_handbook/sp_introduction.htm (Stand: 13.Juni 2009)
- AustroSaat GmbH (2006) AustroSaat Katalog 2006; Wien Inzersdorf: 64
- Bundesverband Leichtzuschlag-Industrie e.V. (ohne Datum) Bundesverband Leichtzuschlag-Industrie e.V.; Ostfildern; Internet unter: http://www.leichtzuschlag.de/produkte.php?page=03 (Stand: 13.09.2009)
- Dämmstoff-Fabrik Klein GmbH (2009) Vermiculit / Vermiculite – Klein Dämmstoffe; Bubenheim; Internet unter: http://www.klein-daemmstoffe.de/vermiculit-vermiculite.html (Stand: 13.09.2009)
- EBERMANN, R.; ELMADFA, I. (2008) Lehrbuch der Lebensmittelchemie und Ernährung; Springer Verlag Wien: 356-357
- ELMADFA, I.; AIGN, W.; MUSKAT, E.; FRITZSCHE, D. (2008) Die große GU Nährwert Kalorien Tabelle; 2. Auflage, Gräfe und Unzer: 82 ff
- ELMADFA, I.; FREISLING, H.; NOVAK, V.; HOFSTÄDTER, D. ,(2009) Österreichischer Ernährungsbericht 2008; 1. Auflage, Wien:407
- GARRATT, L. C.; ORTORI, C. A.; TUCKER, G. A.; SABLITZKY, F.; BENNETT, M. J.; BARRETT, D. A. (2005) Comprehensive Metabolic Profiling of Mono- and Polyglutamated Folates and Their Precursors in Plant and Animal Tissue Using Liquid Chromatography/Negative Ion Electrospray Ionisation Tandem Mass Spectrometry; Rapid Commun. Mass Spectrom. 19: 2390-2398

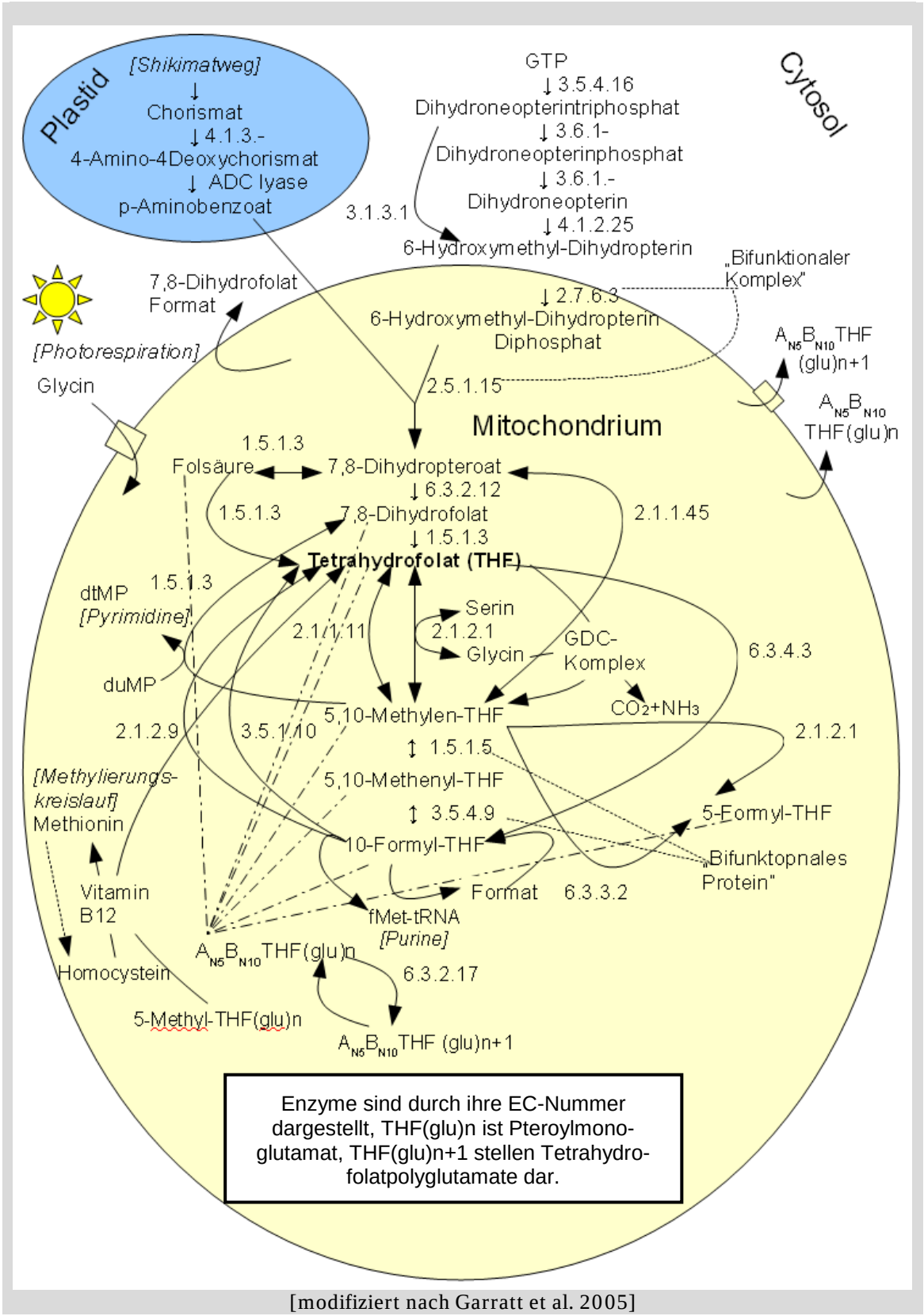
- GASTEIGER, J.; SCHUNK, A. (2003) BMBF-Leitprojekt *Vernetztes Studium – Chemie:* Grundstruktur Pteroylmonoglutamat Universität Erlangen, Internet unter: http://www2.chemie.uni-erlangen.de/projects/vsc/chemie-mediziner-neu/vitamine/vitbf01.html (Stand: 13.05.2010) sowie http://www2.chemie.uni-erlangen.de/projects/vsc/chemie-mediziner-neu/vitamine/vitbf02.html (Stand: 13.05.2010)
- GHE (2005) Dutch Pot Hydro™; General Hydroponics Europe, Fleurance, France; Internet unter: http://www.eurohydro.com (Stand: 07.07.2009)
- HART, D. J.; WRIGHT, A. J.; WOLFE, C. A.; DAINTY, J.; PERKINS, L. R.; FINGLAS, P. M. (2006) Production of intrinsically labelled spinach using stable isotopes (^{13}C or ^{15}N) for the study of folate absorption; Innovative Food Science and Emerging Technologies 7: 147-151
- Institute of Medicine (IoM) (1998) DRI – Dietary Reference Intakes for Thiamin, Riboflavin, Niacin, Vitamin B6, Folate, Vitamin B12, Pantothenic Acid, Biotin, and Choline; National Acadamay Press Washington DC, Chapter 8: 196 ff
- IPPEL, J. H.; POUVREAU, L.; KROEF, T.; GRUPPEN, H. ; VERSTEEG, G.; van den PUTTEN, P.; STRUIK, P. C.; van MIERLO, C.P.M. (2004) In vivo uniform ^{15}N-isotope labelling of plants: Using the greenhouse for structural proteomics; Proteomics 4: 226-234
- Knauf Perlite (2009) Knauf Perlite; Dortmund; Internet unter: http://www.knauf-perlite.de/industrie/perlit.html (Stand: 13.09.2009)
- Pannon Perlit Kft. (2009) Pannon Perlit; Budapest; Internet unter: http://www.pperlit.hu/index_de.php?cmd=1&scmd=O (Stand: 13.09.2009)
- Wiener Wasserwerke; Institut für Umweltmedizin der Magistratsabteilung 39 (2009) Ergebnisse von Trinkwasserüberprüfungen; Wien; Internet unter: http://www.wien.gv.at/wienwasser/qualitaet/ergebnis.html (Stand: 16.12.2009)

- Wiener Wasserwerke (2009) Die Wasserverteilung; Wien; Internet unter: http://www.wien.gv.at/wienwasser/versorgung/verteilung.html (Stand: 16.12.2009)
- WONNEBERGER, C.; Keller, F.; BAHNMÜLLER, H.; BÖTTICHER, H.; GEYER, B.; MEYER, J. (2004) Gemüsebau; Eugen Ulmer GmbH & Co., Stuttgart: 150-154

Ich habe mich bemüht, sämtliche Inhaber der Bildrechte ausfindig zu machen und ihre Zustimmung zur Verwendung der Bilder in dieser Arbeit einzuholen. Sollte dennoch eine Urheberrechtsverletzung bekannt werden, ersuche ich um Meldung bei mir. Nicht gekennzeichnete Abbildungen stammen vom Urheber dieser Arbeit: Susanne Dormayer, Susanne.Dormayer@gmx.at

10. Anhang

Abbildung 28: Folsäurebiosyntheseweg an Arabidopsis thaliana



[modifiziert nach Garratt et al. 2005]

Tabelle 13: Folsäuregehalt unterschiedlicher Lebensmittel

Lebensmittel	**µg Folsäure / 100 g Frischgewicht**
Bierhefe	3170
Bäckerhefe	716
Leber (Rind)	592
Leber (Huhn)	380
Kichererbsen	340
Leber (Lamm)	280
Leber (Kalb)	240
Grünkohl	**187**
Weiße Bohnen	187
Rosenkohl	182
Niere (Rind)	170
Sojasprossen	160
Spinat	**145**
Leber (Schwein)	136
Niere (Schwein)	93
Walnuss	77
Kohlrabi	70
Camembert 30% FIT	66
Mangold	30
Vollbier (hell)	2,67
[modifiziert nach Elmadfa et al., 2008]	

Tabelle 14: Vergleich der Nährlösungskonzentrationen in Versuch 1 und Versuch 2

	Bentley in Hart et al.	**Tibbitts et al. in Ippel et al.**
mM KNO_3	3,9	4
mM $NaNO_3$	3,9	-
mM $Ca(NO_3)_2$	3,9	-
mM $(NH_4)_2SO_4$	2,9	-
mM KH_2PO_4	0,7	0,52
mM H_3PO_4	1,5	-
mM $MgSO_4$	2,2	0,95
mM K_2SO_4	0,9	2
mM $CaCl_2$	3,6	0,25
mM $CaSO_4$	-	1,61
µM H_3BO_3	20	23
µM $Fe^{III}EDTA$	2	82
µM $ZnSO_4$	2	0,5
µM $CuSO_4$	0,5	0,2
µM MoO_2	0,1	-
µM Na_2MoO_4	-	0,1
µM $NiSO_4$	0,1	-
µM $MnSO_4$	-	5
[modifiziert nach Hart et al., 2006 und Ippel et al., 2004]		

Tabelle 15: Vergleich der Elementkonzentrationen der Nährlösungen

	Bentley in Hart et al.	**Tibbitts et al. in Ippel et al.**
mg/l N	299,74	56
mg/l P	68,14	16
mg/l K	250,23	176
mg/l Ca	300,59	75
mg/l Mg	53,47	23
mg/l S	192,48	82
mg/l Fe	0,11	4,6
mg/l Cu	0,03	0,01
mg/l Mn	-	0,25
mg/l Zn	0,13	0,03
mg/l B	0,22	0,25
mg/l Mo	0,01	0,01
mg/l Cl	255,26	18,1
mg/l Ni	0,0059	-
[modifiziert nach Hart et al., 2006 und Ippel et al., 2004]		

Tabelle 16: Versuchsablauf 1

Tag Nr.	Datum	Art	Beschreibung
1	01.07.09	Priming 1	Primingstart (Einlegen in PEG) siehe Priming Punkt 3.1, Seite 21
2	02.07.09	Priming 2	Desinfektion des DutchPot™-Systems
3	03.07.09	Priming 3	
4	04.07.09	Priming 4	
5	05.07.09	Priming 5	
6	06.07.09	Priming 6	
7	07.07.09	Priming 7 – Wachstum 1 – Keimung 1	Primingende, Gibberellinsäure, Einsetzen in Anzuchtbehälter, gießen mit Leitungswasser bei Bedarf
8	08.07.09	Wachstum 2 – Keimung 2	
9	09.07.09	Wachstum 3 – Keimung 3	
10	10.07.09	Wachstum 4 – Keimung 4	Nährlösung 1 herstellen, Probleme mit Lösung von MoO_2 und $NiSO_4$
11	11.07.09	Wachstum 5 – Keimung 5	
12	12.07.09	Wachstum 6 – Keimung 6	
13	13.07.09	Wachstum 7 – Keimung 7	
14	14.07.09	Wachstum 8 – Keimung 8	
15	15.07.09	Wachstum 9 – Keimung 9	Pikierung der ungeprimten Spinatsetzlinge
16	16.07.09	Wachstum 10	Gießen mit 1:1 verdünnter Nährlösung 1
17	17.07.09	Wachstum 11	Nitrat-, Magnesium- und Kaliumtest erhalten
18	18.07.09	Wachstum 12	Gießen mit Nährlösung 1 per Hand
19	19.07.09	Wachstum 13	

20	20.07.09	Wachstum 14	Nährlösungsprobe entnehmen + messen, pH-Wert Messung von Leca, Vermiculit + Perlit
21	21.07.09	Wachstum 15	
22	22.07.09	Wachstum 16	Leca-Kugeln waschen
23	23.07.09	Wachstum 17	
24	24.07.09	Wachstum 18	
25	25.07.09	Wachstum 19	
26	26.07.09	Wachstum 20	
27	27.07.09	Wachstum 21	DutchPot™-Pumpsystem einschalten, Nährlösungsprobe vor- + nachher entnehmen + messen
28	28.07.09	Wachstum 22	Zeitschaltuhr einstellen (1 h morgens, ½ h mittags, ½ h abends), Nährlösungsproben entnehmen, pH-Wert einstellen (6,12 ml 25%ige HCl); junge Blätter gelblich
29	29.07.09	Wachstum 23	Nährlösungsproben entnehmen, pH-Wert einstellen (0,5 ml 98%ige H_2SO_4)
30	30.07.09	Wachstum 24	Nährlösungsprobe entnehmen, neue Nährlösung herstellen
31	31.07.09	Wachstum 25	Nährlösung wechseln, Leca-Kugeln durch reines Perlit ersetzen.
32	01.08.09	Wachstum 26	Nährlösungsprobe entnehmen
33	02.08.09	Wachstum 27	
34	03.08.09	Wachstum 28	Nährlösungsprobe entnehmen, Messung der Nährlösung vom 30.07., 01.08. + 03.08.; Messung der Lichtstärke (400 µmol / m² / s Licht), neue Nährlösung herstellen
35	04.08.09	Wachstum 29	30 l neue Nährlösung hinzufügen (Perlit saugt auf), quantitative Kontrolle des H_3PO_4-Gehaltes der Nährlösung
36	05.08.09	Wachstum 30	Nährlösungsprobe entnehmen + messen
37	06.08.09	Wachstum 31	
38	07.08.09	Wachstum 32	Nährlösungsprobe entnehmen + messen

39	08.08.09	Wachstum 33	
40	09.08.09	Wachstum 34	
41	10.08.09	Wachstum 35	Nährlösungsproben entnehmen + messen, 224 ml KNO_3-Lösung (c = 250 mmol/l) in 10l Leitungswasser hinzufügen
42	11.08.09	Wachstum 36	Nährlösungsproben entnehmen + messen, 911,6 ml KNO_3-Lösung (c = 20,3 mmol/l) in 10 l Leitungswasser hinzufügen
43	12.08.09	Wachstum 37	Nährlösungsprobe entnehmen + 11.08 nach KNO_3-lösungszugabe und 12.08. messen
44	13.08.09	Wachstum 38	Nährlösungsprobe entnehmen + messen, Erhalt des Ammoniumtestes, KNO_3-Lösung (79,5 mmol/l) erstellen: 535 ml KNO_3-Lösung (79,5 mmol/l) in 5 l Leitungswasser hinzufügen
45	14.08.09	Wachstum 39	
46	15.08.09	Wachstum 40	
47	16.08.09	Wachstum 41	
48	17.08.09	Wachstum 42	Nährlösungsprobe entnehmen + messen, 1190 ml KNO_3-Lösung (79,5 mmol/l) in 10 l Leitungswasser hinzufügen
49	18.08.09	Wachstum 43	Nährlösungsprobe entnehmen + messen, 1500 ml KNO_3-Lösung (79,5 mmol/l) in 21,5 l Leitungswasser hinzufügen
50	19.08.09	Wachstum 44	Nährlösungsprobe entnehmen, KNO_3-Lösung erstellen (405,59 mmol/l)
51	20.08.09	Wachstum 45	Nährlösungsprobe entnehmen + messen von 19.08. und 20.08., 522 ml KNO_3-Lösung (405,59 mmol/l) in 2 l Leitungs-wasser hinzufügen
52	21.08.09	Wachstum 46	30 l Leitungswasser hinzufügen
53	22.08.09	Wachstum 47	Vorbereitung der Ernte
54	23.08.09	Wachstum 48	Nährlösungsprobe entnehmen
55	24.08.09	Wachstum 49 + Ernte	Ernte, Klimakammerausfall (30 °C) kurz-fristige Übersiedelung ins Ericarium des Gewächshauses
56	25.08.09		

57	26.08.09		Reinigung des DutchPot™-Systems (Desinfektion mit MennoFlorades®)
58	27.08.09		
59	28.08.09		
60	29.08.09		
61	30.08.09		
62	31.08.09		
63	01.09.09		Messung von 23.08. (bei +6 °C gekühlt in Dunkelheit aufbewahrt)

Tabelle 17: Versuchsablauf 2

Tag Nr.	Datum	Art	Beschreibung
1	14.08.09	Priming 1	Primingstart (PEG) siehe Priming Punkt 3.1, Seite 21
2	15.08.09	Priming 2	
3	16.08.09	Priming 3	
4	17.08.09	Priming 4 - Wachstum 1 – Keimung 1	Primingende, Gibberellinsäure, Einpflanzung, Gießen mit Leitungswasser bei Bedarf
5	18.08.09	Wachstum 2 – Keimung 2	
6	19.08.09	Wachstum 3 – Keimung 3	
7	20.08.09	Wachstum 4 – Keimung 4	
8	21.08.09	Wachstum 5 – Keimung 5	
9	22.08.09	Wachstum 6 – Keimung 6	
10	23.08.09	Wachstum 7 – Keimung 7	
11	24.08.09	Wachstum 8 – Keimung 8	Gießen der Saatkisten mit je 250 ml KNO_3-Lösung (405,59 mmol/l) per Hand
12	25.08.09	Wachstum 9 – Keimung 9	
13	26.08.09	Wachstum 10 – Keimung 10	Gießen der Saatkisten mit je 250 ml KNO_3-Lösung (405,59 mmol/l) per Hand; Reinigung des DutchPot™-Systems (Desinfektion mit Menno-Florades®)
14	27.08.09	Wachstum 11 – Keimung 11	Herstellung Stocklösung für 120 l Nährlösung 2
15	28.08.09	Wachstum 12 – Keimung 12	Pikierung der geprimten Spinatsamen, Angießen mit Leitungswasser
16	29.08.09	Wachstum 13	
17	30.08.09	Wachstum 14	

18	31.08.09	Wachstum 15	DutchPot™-Systembehälter mit Nährlösung füllen, Gießen mit Leitungswasser
19	01.09.09	Wachstum 16	Gießen mit Leitungswasser, Nährlösungs-probe entnehmen
20	02.09.09	Wachstum 17	Gießen mit Nährlösung 2 per Hand 100 ml/Topf
21	03.09.09	Wachstum 18	
22	04.09.09	Wachstum 19	Gießen mit Nährlösung 2 per Hand 100 ml/Topf
23	05.09.09	Wachstum 20	
24	06.09.09	Wachstum 21	
25	07.09.09	Wachstum 22	Gießen mit Nährlösung 2 per Hand 100 ml/ Topf
26	08.09.09	Wachstum 23	DutchPot™-Pumpsystem einschalten (Lauf-zeit: 7-7:30 + 17-17:30 Uhr) 30 l Nährlösung + 5 l Leitungswasser hinzufügen
27	09.09.09	Wachstum 24	+ 10 l Leitungswasser, Nährlösung trüb
28	10.09.09	Wachstum 25	+ 30 l Nährlösung in 10 l Wasser: Ver-schlammung der Töpfe, Grobreinigung
29	11.09.09	Wachstum 26	+ 10 l Leitungswasser
30	12.09.09	Wachstum 27	Perlit waschen in Leitungswasser (12 l)
31	13.09.09	Wachstum 28	Perlit waschen in Leitungswasser
32	14.09.09	Wachstum 29	
33	15.09.09	Wachstum 30	Herstellung Nährlösung 2
34	16.09.09	Wachstum 31	Perlit waschen (in alter Nährlösung 2), DutchPot™-System mit neuer Nährlösung 2 befüllen
35	17.09.09	Wachstum 32	
36	18.09.09	Wachstum 33	Probenentnahme der alten Nährlösung, Perlit aus DutchPot™-System-Behältern entfernen, Reinigung des gesamten Systems, Pumpsys-tem ohne Perlit in den DutchPot™-System-Behältern anschalten, + 30 l Nährlösung
37	19.09.09	Wachstum 34	
38	20.09.09	Wachstum 35	

39	21.09.09	Wachstum 36	Nährlösungsprobe entnehmen; wegen Algenbildung Behälter mit Aluminiumfolie verdunkeln, Filtern der rückfließenden Nährlösung mit einem Nylonnetz in einem Sieb
40	22.09.09	Wachstum 37	21.09. Messen
41	23.09.09	Wachstum 38	Nährlösungsprobe entnehmen
42	24.09.09	Wachstum 39	Nährlösungsprobe entnehmen
43	25.09.09	Wachstum 40	23.09 + 24.09. Messen
44	26.09.09	Wachstum 41	Klimakammer riecht nach verbranntem Gummi / Plastik
45	27.09.09	Wachstum 42	Nährlösungsprobe entnehmen
46	28.09.09	Wachstum 43	30 l Nährlösung hinzufügen, Nährlösungsprobe entnehmen
47	29.09.09	Wachstum 44	Kontinuierliche Bewässerung von 28. bis 29.09. (16 Stunden lang), Nährlösungsprobe entnehmen
48	30.09.09	Wachstum 45	Nährlösungsprobe entnehmen
49	01.10.09	Wachstum 46	Nährlösungsprobe entnehmen, Klimakammerausfall (30 °C)
50	02.10.09	Wachstum 47	Nährlösungsprobe entnehmen + messen von 27.09., 28.09. + 29.09., Klimakammerneustart
51	03.10.09	Wachstum 48	Nährlösungsprobe entnehmen
52	04.10.09	Wachstum 49 + Ernte	Nährlösungsprobe entnehmen, Erntetermin
53	05.10.09		Reinigung und Verpackung des DutchPot™-Systems
54	06.10.09		Messung von 30.09., 01.10. + 02.10.
55	07.10.09		Messung von 03.10.+ 04.10.

Tabelle 18: Ausbeute bei Versuch 1 gegliedert nach Pflanzenteilen

Blattgewicht in g:			M = Mikrowelle
Gewicht Pflanze	Gewicht Topf	Blanchierart	W = Wasser
54,22	108,44	M	57,30 + 51,14
60,14	120,27	M	58,22 + 62,05
40,21	80,42	M	
47,39	94,78	M	
52,68	105,35	M	
59,97	119,93	W	
64,1	128,19	W	
68,69	137,37	M	
72,75	145,49	W	47,42 + 98,07
80,59	161,17	W	
84,34	168,67	W	
85,93	171,85	W	
Blattgewicht gesamt:	1541,93		
	Pflanze	Topf	
Mittelwert	64,25	128,49	
Standardabweichung	14,66	29,32	
Blattstielgewicht in g:			
	48,82	M	
	29,65	M	
	46,04	M	
	54,11	M	
	17,01	M	
	27,53	M	
	406,13	W	6 Töpfe zu Ø 67,69 g

Stielgewicht gesamt:	629,29		
	Pflanze	Topf	
Mittelwert	26,22	52,44	
Standardabweichung		18,7	
Gewicht Rosette in g:			
	135,12	M	
	141,15	W	
Rosettengewicht gesamt:	276,27		
	Pflanze	Topf	Mittelwert / 6 Pflanzen:
Mittelwert	11,51	23,02	138,14
Standardabweichung		4,26	

Tabelle 19: Ausbeute bei Versuch 2 gegliedert nach Pflanzenteilen

Blattgewicht in g:		
Pflanze a	Pflanze	Gewicht Topf
17,21	21,7	38,91
38,81	28,68	67,49
27,58	33,66	61,24
20,16	34,21	54,37
19,64	37,82	57,46
32,34	19,45	51,79
28,44	24,43	52,87
16,22	33,22	49,44
24,93	33,84	58,77
22,3	26,46	48,76
8,45	41	49,45
9,01	25,41	34,42
Blattgewicht gesamt:		624,97
	Pflanze	Topf
Mittelwert	26,04	52,08
Standardabweichung	8,72	9,1
Blattstielgewicht in g:		
Pflanze a	Pflanze b	Gewicht Topf
7,02	6,52	13,54
13,54	8,88	22,42
8,81	9,35	18,16
7,41	8,3	15,71
4,74	10,04	14,78
10,48	5,67	16,15

8,56	8,76	17,32
8,43	10,25	18,68
9,03	11,6	20,63
6,89	8,55	15,44
3,32	13,78	17,1
3,42	9,92	13,34
Stielgewicht gesamt:		203,27
	Pflanze	Topf
Mittelwert	8,47	16,94
Standardabweichung	2,64	2,73
Gewicht Rosette in g:		
Pflanze a	Pflanze b	Gewicht Topf
4,57	1,81	6,38
3,75	2,51	6,26
3,23	2,98	6,21
3,53	2,78	6,31
1,3	3,42	4,72
2,4	1,66	4,06
2	1,76	3,76
2,17	1,84	4,01
2,33	2,59	4,92
1,5	1,93	3,43
1,31	3,11	4,42
1,13	2,37	3,5
Rosettengewicht gesamt:		57,98

	Pflanze	Topf
Mittelwert	2,42	4,83
Standardabweichung	0,87	1,16
Wurzelgewicht in g		
Pflanze a	Pflanze b	Gewicht Topf
4,32	8,05	12,37
13,35	8,79	22,14
6,19	7,47	13,66
3,28	14,73	18,01
5,82	7,62	13,44
8,02	6,13	14,12
6,41	6,1	7,74
8,94	1,33	12,78
10,59	3,84	15,32
7,59	4,73	12,51
1,75	4,92	4,75
5,53	3	8,53
Rest:	22,12	22,12
Wurzelgewicht gesamt:		155,37
	Pflanze	Topf
Mittelwert	6,6	12,95
Standardabweichung	3,24	4,6

11. Lebenslauf

Susanne Maria Anna Dormayer

Bisamberggasse 4
A-2103 Langenzersdorf
Mobil: +43 699 1234 44 23
m@il: susanne.dormayer@gmx.at

Personenbezogene Daten:

Geburtsdatum:	28.05.1985
Geburtsort:	Korneuburg (Niederösterreich)
Staatsbürgerschaft:	Österreich
Familienstand:	ledig

Ausbildung:

seit 10/2004	Diplomstudium Ernährungswissenschaften an der Universität Wien
16. 06 2004	Matura mit gutem Erfolg
09/1999 – 05/2004	Höhere BundesLehrAnstalt für wirtschaftliche Berufe Hollabrunn (Schwerpunkt Ernährung & Betriebswirtschaft)
09/1995 – 06/1999	KreativHauptSchule Langenzersdorf

Sonstige Kenntnisse:

09/2010:	Teilnahme an der ÖPhG und ASAC Sommerschule „Chromatographie und Kopplung mit Massenspektrometrie“
01/2007:	Führerschein B
03/2004:	ECDL – europäischer Computerführerschein
03/2003:	Gesellschaftszertifikat des Verband der Tanzlehrer Österreichs
02/2003:	Teilnahme an Projektmanagementworkshop

Berufliche Erfahrungen & Praktika:

Februar 2009 bis September 2010:
geringfügig beschäftigt bei Gourmet SPAR Korneuburg im Verkauf

Tätigkeiten: Bedienung in der Bistro-Abteilung, Inkasso, Nachschlichten von Waren, Abwicklung der Retouren von Printmedien

Juli 2007:	einmonatiges Praktikum in der 2. Geriatrischen Abteilung des Otto Wagner Pflegezentrums Wien
Tätigkeiten:	Erhebung ernährungsrelevanter Assessments, Durchführung eines Demenztests und anthropometrischer Messungen sowie Erfassung patientenspezifischer Daten mittels Anamnesebogen
März 2007:	5-wöchiges ganztägiges Labor-Praktikum bei Univ. Doz. Dr. Haslberger an der Universität Wien
Tätigkeiten:	DNA-Extraktion, Vorbereitung und Durchführung von PCR und realtime PCR, Herstellung von Agarosegelen, Reinigung und Neubefüllung der Elektrophoresekammer, Auftragung der PCR-Produkte auf Agarosegele, Herstellung von DGGE-Gelen, Durchführung und Auswertung von DGGE-Gelen, Mitwirkung an der Homepage http://www.integratedhealthcare.eu
2006:	1 Jahr Aushilfskellnerin beim Heurigen Weingut Wieninger (Stammersdorf)
Tätigkeiten:	Service (Bestellungsaufnahme, Bonierung, Betreuung), Teilweise auch Abrechnung mit Kunden
2003:	2 Jahre Assistentin in der Tanzschule Kreuzenstein (Floridsdorf)
Tätigkeiten:	Kundenbetreuung (Telefondienst), Schankdienst (Verkauf, Abrechnung, Lager), Kursbetreuung (vortanzen und erklären)
2002:	3 monatiges Praktikum im Café Gloriette (Schönbrunn)
Tätigkeiten:	Ausschank, Kundenbetreuung, Betreuung eines Eisstandes (Bestandskontrolle, Verkauf, Abrechnung)
seit 2001:	regelmäßige Mitarbeit im elterlichen Betrieb (Langenzersdorf)
Tätigkeiten:	Erstellung von Werbemitteln und Verkaufsstrategien, Bürotätigkeiten, Mitarbeit bei verschiedenen Veranstaltungen in Service und Küche; http://www.dormayer.at

Langenzersdorf, am 16.09.2010

Susanne Dormayer