

**Förderkennzeichen: 220 233 06**

**gefördert durch:**

**Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV)**

**Thema:**

**Herstellung von Holzfasern als Torfersatzstoff durch das Verfahren der  
Thermohydrolytischen Spaltung unter besonderer Berücksichtigung von rotfaulem  
Fichtenholz - Inbetriebnahme und Optimierung einer Funktionsmusteranlage zur  
kontinuierlichen Produktion von Torfersatzstoffen am Standort Rüthen**

Abschlußbericht vom 01. Juli 2007 bis 30. Juni 2009

Antragsteller:

Kleeschulte GmbH & Co. KG

Briloner Str. 14

59602 Rüthen

Ansprechpartner: Dipl.Ing.agr. Mariel Kleeschulte-Vrochte

Unterauftragnehmer:

Büsgen-Institut (ehemals Institut für Forstbotanik)

Abt. Molekulare Holzbiotechnologie

Büsgenweg 2

37077 Göttingen

Ansprechpartner: Prof. Dr. A. Kharazipour

Bearbeiter: Dr. C. Müller

1	Einleitung .....	4
2	Material und Methoden .....	6
2.1	Material .....	6
2.1.1	Substratmischungen .....	6
2.2	Methoden .....	7
2.2.1	Untersuchungen der chemischen Eigenschaften .....	7
2.2.1.1	pH-Wert-Bestimmung nach VDLUFA-Methode 5.1.1 .....	7
2.2.1.2	Salzgehaltmessung nach VDLUFA-Methode 10.1.1 .....	8
2.2.1.3	C/N-Verhältnis .....	8
2.2.1.4	Bestimmung der Extraktstoffe .....	8
2.2.2	Untersuchungen der physikalischen Eigenschaften .....	9
2.2.2.1	Bestimmung der Wasserkapazität nach VDLUFA-Methode A 13.7 .....	9
2.2.2.2	Gesamtporenvolumen .....	10
2.2.2.3	Luftkapazität .....	10
2.2.2.4	Siebanalyse .....	10
2.2.2.5	Sackungsverhalten der einzelnen Substratmischungen im Topf .....	11
2.2.3	Pflanzversuche mit den Substratmischungen „ALT“ .....	11
2.2.3.1	Pflanzenversuch mit <i>Impatiens walleriana</i> in unterschiedlichen Substrat- mischungen .....	11
2.2.3.2	Pflanzenversuch mit <i>Euonymus fortunei</i> .....	13
2.2.3.3	Aussaat von zwei unterschiedlichen Topfkräutern .....	14
2.2.3.4	Aussaat von Frühlingsblühern .....	14
2.2.4	Pflanzversuche mit den Substratmischungen „NEU“ .....	15
2.2.4.1	Aussaat von <i>Tagetes patula</i> .....	15
2.2.4.2	Aussaat von <i>Impatiens walleriana</i> .....	15
2.2.4.3	Basilikumaussaat zur Bestimmung von pH-Wert und Salzgehalt während der Kultivierung .....	16
3	Ergebnisse .....	17
3.1	Chemisch-physikalische Untersuchungen .....	17
3.1.1	Chemische und physikalische Eigenschaften der verwendeten Holzfasern .....	17
3.1.2	Chemische und physikalische Eigenschaften der Substratmischungen .....	18
3.2	Siebanalyse der Ausgangssubstrate „ALT“ .....	20
3.3	Sackungsverhalten der Substrate im Topf .....	21
3.4	Pflanzenversuch mit <i>Impatiens walleriana</i> in Substratmischungen „ALT“ .....	23
3.4.1	Frisch- und Trockengewicht der geernteten <i>Impatiens walleriana</i> .....	28
3.4.2	Physikalisch-chemische Eigenschaften der Substrate nach dem Kultivierungs- versuch mit <i>Impatiens walleriana</i> .....	29
3.4.2.1	Wasserkapazität in den Substraten nach Kultivierung mit <i>Impatiens walleriana</i> .....	29
3.4.2.2	pH-Werte der Substrate nach Kultivierung mit <i>Impatiens walleriana</i> .....	30

3.4.2.3	Salzgehalt den Substraten nach Kultivierung mit <i>Impatiens walleriana</i> .....	31
3.5	Frisch- und Trockenmasse von <i>Euonymus fortunei</i> .....	32
3.6	Aussaart und Kultivierung von <i>Ocimum basilicum</i> und <i>Petroselinum crispum</i> .....	33
3.6.1	<i>Ocimum basilicum</i> .....	33
3.6.1.1	Frisch- und Trockenmasse nach Kultivierung von <i>Ocimum basilicum</i> .....	37
3.6.2	<i>Petroselinum crispum</i> .....	38
3.6.2.1	Frisch- und Trockenmasse nach Kultivierung von <i>Petroselinum crispum</i> .....	42
3.7	Aussaart und Kultivierungsverlauf von typischen Frühlingsblühern.....	43
3.7.1	Aussaart von <i>Bellis perennis</i> .....	43
3.8	Ergebnisse der Pflanzversuche in Substratmischungen „NEU“ .....	47
3.8.1	Pflanzversuch mit <i>Impatiens walleriana</i> .....	47
3.8.2	Pflanzversuch mit <i>Tagetes patula</i> .....	48
3.8.3	pH-Wert und Salzgehalt während der Kultur von <i>Ocimum basilicum</i> .....	49
4	Zusammenfassung .....	52
5	Literatur .....	55

# 1 Einleitung

Torf ist ein wichtiger Rohstoff für verschiedenste Verwendungen. Ein Großteil des abgebauten Torfes geht in die energetische Nutzung insbesondere in Moorreichen Regionen wie Russland und dem Baltikum. Weiterhin wird vor allem Schwarztorf als Industrietorf genutzt, d.h. zur Herstellung von Aktivkohle, im medizinischen Bereich und in der Aquaristik als Filtermaterial. Im europäischen Raum liegt die Hauptverwendung des Torfes in der für die Herstellung von Kultursubstraten.

Eine Studie der European PEAT AND GROWING MEDIA ASSOCIATION (EPAGMA) hat ergeben, dass im Jahre 2005 64 Mio. m<sup>3</sup> Torf in der EU abgebaut wurden. Aus dieser Menge werden unter anderem jährlich etwa 37 Mio. m<sup>3</sup> Kultursubstrate und Blumenerden in der EU produziert. 19 Mio. m<sup>3</sup> Torf finden Verwendung in Kultursubstraten des Erwerbsgartenbaus.

Im professionellen Gartenbau- und Hobbybereich in Europa basieren die konventionellen Kultursubstrate zu 95 % auf Torf, wobei hauptsächlich der wenig zersetzte Weißtorf aus Hochmooren als Grundstoff eingesetzt wird, gefolgt vom Schwarztorf, der eher als Zuschlagstoff in gärtnerischen Substraten Verwendung findet. Torf ist aufgrund seiner physikalischen und chemischen Eigenschaften sehr gut für das Pflanzenwachstum in Topfkulturen geeignet.

In Deutschland werden pro Jahr ungefähr 10 Mio. m<sup>3</sup> Torf verwendet, wovon 80 % für gartenbauliche Zwecke gebraucht werden (Vogtmann, 2005; Steffens, 2005). Der Torfabbau in Deutschland nimmt stark ab, so dass zusätzlicher Torf importiert werden muss, vornehmlich aus dem Baltikum, aber auch aus Irland, Finnland, Schweden sowie Russland und Weißrussland.

Durch die Torfgewinnung werden große Moorflächen zerstört, deren Renaturierungen langfristig Jahrzehnte oder Jahrhunderte benötigen werden. Daher ist der Gartenbau von Seiten des Umwelt- und Naturschutzes gefordert den Torfverbrauch einzuschränken, bzw. mögliche Alternativen zu suchen. Bereits jetzt werden Substrate mit Rindenumus und diversen Zuschlagstoffen wie z.B. Kokos- oder Holzfasern verwendet. Letztere werden bisher aus unbehandelten Sägeresthölzern, wie z.B. Hackschnitzeln und Schälspänen aus Fichte und Kiefer hergestellt.

Der Einsatz von Holzfasern als Zuschlagstoff wurde schon seit Mitte der 80iger Jahre untersucht und hat sich bis zum heutigen Zeitpunkt immer weiter entwickelt (Günther, 1993). Durch diese ständige Weiterentwicklung konnten Nachteile der Holzfasern, wie z. B. die hohe N-Immobilisierung, durch spezielle „Imprägnierungen“ während des Holzaufschlusses deutlich vermindert werden. Mittlerweile werden Holzfasern mit bis zu 30 Vol.-% zu Substraten beigemischt und ermöglichen somit eine Reduzierung des Torfanteils. Allerdings bekommt die Substratindustrie bei der Verwendung von Sägeresthölzern zur Hackschnitzelherstellung und letztlich zur Fasergewinnung immer mehr Konkurrenz durch die energetische Nutzung gerade dieser Holzsortimente. Durch die immer stärker wachsende Pelletindustrie wird der Preis für diese Sortimente erhöht. Dadurch sind die Substrathersteller, die Holzfasern als Zuschlagstoff verwenden, langfristig gezwungen auf günstigere Sortimente auszuweichen.

Eine Form dieser günstigen Sortimente ist rotfaules Holz, welches durch den Pilzfäuleerreger *Heterobasidion annosum* häufig dermaßen stark degradiert ist, dass sich kaum eine wertschöpfende

Verwendung finden lässt. Durch den Befall kommt es zu einem nicht unerheblichen Wertverlust des Holzes. Man schätzt den entstehenden Schaden für die deutsche Forstwirtschaft jährlich auf ca. 80 bis 100 Mio. Euro (WOODWARD et al., 1998).

In diesem Projekt sollte untersucht werden, in wie weit sich die Verwendung von rotfaulem Fichtenholz auf die Qualität der mit Holzfaseranteil hergestellten Substrate auswirkt.

## 2 Material und Methoden

### 2.1 Material

#### 2.1.1 Substratmischungen

Die untersuchten Substratmischungen der Fa. Kleeschulte wurden mit unterschiedlichen Anteilen von gesunden und rotfaulen Holzfasern zur Verfügung gestellt. Als Kontrolle diente eine herkömmliche Substratmischung, die in dieser Zusammensetzung bereits verwendet wird. In der Tabelle 1 sind die Mischungen aufgelistet, die insbesondere im 1. Jahr der Untersuchungen eingesetzt wurden. Diese Substratmischungen werden daher in der vorliegenden Arbeit mit Substratmischungen „ALT“ bezeichnet

**Tabelle 1: Substratmischungen „ALT“ mit unterschiedlichen Anteilen von gesunden und rotfaulen Holzfasern**

Mischung 1	50 Vol %	Substratfaser „Rotfaul“
	25 Vol %	Mischtorf
	10 Vol %	Weißtorf
	15 Vol %	Rindenumus ggs
	1,5 kg/m <sup>3</sup>	NPK (20:10:10)
	0,05 kg/m <sup>3</sup>	Radigen
	0,03 kg/m <sup>3</sup>	Ferroaktiv
Mischung 2	60 Vol %	Substratfaser „Rotfaul“
	25 Vol %	Mischtorf
	15 Vol %	Rindenumus ggs
	1,5 kg/m <sup>3</sup>	NPK (20:10:10)
	50 g/m <sup>3</sup>	Radigen
	30 g/m <sup>3</sup>	Ferroaktiv
Mischung 3	70 Vol %	Substratfaser „Rotfaul“
	25 Vol %	Mischtorf
	5 Vol %	Rindenumus ggs
	1,5 kg/m <sup>3</sup>	NPK (20:10:10)
	50 g/m <sup>3</sup>	Radigen
	30 g/m <sup>3</sup>	Ferroaktiv
Mischung 4	60 Vol %	Substratfaser „Gesund“
	25 Vol %	Mischtorf
	15 Vol %	Rindenumus ggs
	1,5 kg/m <sup>3</sup>	NPK (20:10:10)
	50 g/m <sup>3</sup>	Radigen

	30 g/m <sup>3</sup>	Ferroaktiv
Kontrolle	20 Vol %	Weißtorf
	35 Vol %	Mischtorf
	30 Vol %	Substratfaser „Gesund“
	15 Vol %	Rindenumus (0-20 mm)
	1,5 kg/m <sup>3</sup>	NPK (20:10:10)
	0,5 kg/m <sup>3</sup>	Radigen
	0,3 kg/m <sup>3</sup>	Ferroaktiv
	7 kg/m <sup>3</sup> WT	Kalk
	5 kg/m <sup>3</sup> MT	Kalk

Im weiteren Verlauf des Projektes wurden noch mal frische Mischungen untersucht, um eine Veränderung der älteren Substratmischungen durch Lagerung auszuschließen. In der Tabelle 2 sind die Mischungsvarianten der neuen Substrate aufgelistet. Um Verwechslungen mit den Substratmischungen aus Tabelle 1 zu vermeiden, bekommen die Substrate aus Tabelle 2 die Bezeichnung Substrate „NEU“.

**Tabelle 2: Substratmischungen „NEU“ mit unterschiedlichen Anteilen an gesunden und rotfaulen Holzfasern**

<b>Mischung 1</b>	50 % Substratfaser „rotfaul“
<b>Mischung 2</b>	50 % Substratfaser „gesund“
<b>Mischung 3</b>	70 % Substratfaser „rotfaul“
<b>Mischung 4</b>	Kontrolle

## 2.2 Methoden

### 2.2.1 Untersuchungen der chemischen Eigenschaften

#### 2.2.1.1 pH-Wert-Bestimmung nach VDLUFA-Methode 5.1.1

Für die Bestimmung des pH-Wertes wurden jeweils 20 ml der feuchten Substrate in ein 100 ml Becherglas gegeben. Anschließend erfolgte eine Zugabe von 50 ml Calciumchloridlösung. Innerhalb von 1 h mussten alle Proben je zweimal mit einem Glasstab umgerührt werden. Anschließend wurde der pH-Wert mit einem pH-Meter gemessen. Nach der Methode A 5.1.1 der VDLUFA ergibt sich folgende Einteilung der pH-Werte:

**Tabelle 3: pH-Wert-Klassen von Böden**

Reaktionsbezeichnung	pH-Wert	Reaktionsbezeichnung	pH-Wert
neutral	7,0		
schwach sauer	6,0 – 6,9	schwach alkalisch	7,1 – 8,0
mäßig sauer	5,0 – 5,9	mäßig alkalisch	8,1 – 9,0
stark sauer	4,0 – 4,9	stark alkalisch	9,1 – 10,0
sehr stark sauer	3,0 – 3,9	sehr stark alkalisch	10,1 – 11,0
extrem sauer	< 3,0	extrem alkalisch	> 11,0

### 2.2.1.2 Salzgehaltmessung nach VDLUFA-Methode 10.1.1

Für die Bestimmung des Salzgehaltes mussten die jeweiligen Substrate auf einen standardisierten Wassergehalt eingestellt werden. Anschließend wurden je 20 g der Substrate mit 200 ml Wasser in Schüttelflaschen 1 h auf einem Schüttler durchmischt. Die Proben mussten im Anschluss filtriert werden. Im Filtrat konnte dann mit Hilfe eines Konduktometers die Leitfähigkeit, bzw. der Salzgehalt der einzelnen Proben bestimmt werden. Laut der Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzen e.V. liegt die Vorgabe für Substrate mit Holzfasern als Ausgangsstoff bei  $\leq 1,0$  g/l Salzgehalt (KCl).

### 2.2.1.3 C/N-Verhältnis

Zur Bestimmung des C/N-Verhältnisses wurden ca. 0,8 mg der getrockneten und fein gemahlene Probe in eine Zinnkapsel eingewogen und auf einen Probenteller gelegt. Von hier aus fällt die Probe in ein Verbrennungsrohr. In diesem Rohr wird unter Zugabe von Sauerstoff die Probe bei 1020 °C verbrannt. Das Verbrennungsrohr ist mit dem Oxidationskatalysator Chrom-III-oxid und reduzierten Kupfer gefüllt. Chrom-III-oxid zerlegt die Stoffe oxidativ während das reduzierte Kupfer oxidiert wird und reduziert die Stoffe zu N<sub>2</sub>, CO<sub>2</sub> und H<sub>2</sub>O. Eine mit Magnesiumperchlorat gefüllte Wasserfalle fängt das mitgetragene Wasser ab. N<sub>2</sub> und CO<sub>2</sub> werden anschließend in einer Chromatographiesäule zeitlich voneinander getrennt, so dass zuerst N<sub>2</sub> und danach CO<sub>2</sub> die Säule verlässt. Ein Wärmeleitfähigkeitsdetektor gibt die empfangenen Signale an einen Integrator weiter. Dieser erzeugt je nach Stärke der empfangenen Signale einen größeren oder kleineren Peak. Durch Berechnung der Peakflächen zueinander kann das Verhältnis von C zu N ermittelt werden.

### 2.2.1.4 Bestimmung der Extraktstoffe

Bei der Heißwasserextraktion wurde der Anteil der in heißem Wasser löslichen Extraktstoffe der Fasern ermittelt. Die Methode basiert auf dem TAPPI Standard T 207. Hierfür wurde eine 2 g atro entsprechende Fasermenge in einem 250 ml Rundkolben eingewogen, mit 100 ml bidestilliertem Wasser versetzt und zwei Stunden unter Rückfluss gekocht. Im Anschluss daran wurden die Fasern



über vorher getrocknete und ausgewogene Fritten abfiltriert, mit heißem Wasser gewaschen und 24 Stunden bei 105 °C getrocknet. Der Gehalt an Heißwasserextrakt wurde aus der Gewichtsabnahme ermittelt.

$$E = \frac{(m_1 - m_2)}{m_1} * 100$$

E = Extraktstoffe

$m_1$  = Einwaage atro [g]

$m_2$  = Masse des extrahierten Materials [g]

## **2.2.2 Untersuchungen der physikalischen Eigenschaften**

### **2.2.2.1 Bestimmung der Wasserkapazität nach VDLUFA-Methode A 13.7**

Die Bestimmung der Wasserkapazität erfolgte nach der VDLUFA-Methode A 13.7. Diese Methode wird von der Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzen e.V. vorgegeben und ist in „Besondere Güte- und Prüfbestimmungen für Holzfasern (RAL-GZ 254/1)“ zu finden.

Die Substratproben wurden nach Bestimmung ihrer jeweiligen Rohdichte in spezielle 10 cm hohe Probengefäße gefüllt, die einen Siebboden aufwiesen. Der Siebboden wurde vor der Befüllung mit Substrat durch ein passendes Filterpapier abgedeckt. Die randgefüllten Probengefäße wurden auf ein Gitter in ein Wasserbecken gestellt, welches bis etwa 0,5 cm unter Probenoberkante mit Wasser gefüllt wurde. Die Proben verblieben für 16 h im Wasserbecken, so dass eine Wassersättigung erfolgen konnte.

Nach der Aufsättigung wurden die Probengefäße mit Hilfe eines 4 cm hohen Sandbetts für 8 h entwässert. Dabei entsteht ein Unterdruck von 4 cm Wassersäule am unteren Ende und am oberen Ende ein Unterdruck von 14 cm Wassersäule. Die Sättigung und anschließende Entwässerung führten zu einem in Abhängigkeit der Probe unterschiedlichen Sacken und Schrumpfen. Die Höhe der Probe wurde daher nach der Entwässerung an drei Stellen von einem Bezugsniveau gemessen. Mit dieser Höhe wurde erneut die Rohdichte berechnet. Anschließend wurde das Probenmaterial quantitativ in eine Trocknungsschale überführt und die Feuchtmasse bestimmt. Nach der Trocknung bei 105 °C bis zur Massekonstanz wurde die Trockenmasse bestimmt. Somit konnte die Wasserkapazität bezogen auf die Trockenmasse (g/100g) ermittelt werden und anschließend die Wasserkapazität bezogen auf das Substratvolumen (Vol. %).

### 2.2.2.2 Gesamtporenvolumen

Das Porenvolumen ist der Anteil des mit Wasser und / oder Luft gefüllten Volumens am Gesamtvolumen. Errechnet wird das Porenvolumen mit folgender Formel:

$$P_S = 1 - \frac{D_{BD}}{P_D} * 100$$

$P_S$  = Gesamtporenvolumen (v/v %)

$D_{BD}$  = Rohdichte<sub>trocken</sub> (kg/m<sup>3</sup>)

$P_D$  = Teilchendichte (kg/m<sup>3</sup>)

### 2.2.2.3 Luftkapazität

Die Luftkapazität gibt den Luftgehalt eines Substrates bei maximal möglicher Wassersättigung an. Errechnet wird sie aus der Differenz zwischen und Wasserkapazität.

$$A_V = P_S - W_V$$

$A_V$  = Luftkapazität, (v/v %)

$P_S$  = Gesamtporenvolumen, (v/v %)

$W_V$  = Wasserkapazität, (v/v %)

### 2.2.2.4 Siebanalyse

Die chemischen und physikalischen Eigenschaften der Ausgangssubstrate sollten bestimmt werden, bevor die Substrate für weitere Untersuchungen eingesetzt wurden. Für die Siebanalyse wurden jeweils 400 g der lufttrockenen Substrate eingewogen. Die Siebung erfolgte für 4 Minuten in der Retsch Siebmaschine AS 400 bei einer Siebbodenbeschleunigung von 250 rpm. Nach jeweils 2 Minuten änderte sich die kreisende Siebbewegung in entgegengesetzte Richtung. Während der Siebung erfolgte eine Trennung der Substratbestandteile in unterschiedlich große Fraktionen, da der Siebturm insgesamt über folgende Siebmaschengrößen verfügte:

- 8 mm
- 2 mm
- 1 mm
- 0,5 mm
- 0,2 mm

- < 0,2 mm

Im Anschluss an die Siebung wurden die einzelnen Siebe samt Probenrückstand gewogen und das vor Beginn der Siebung ermittelte Leergewicht abgezogen.

### 2.2.2.5 Sackungsverhalten der einzelnen Substratmischungen im Topf

Ein wichtiges Kriterium für die Verwendung von Kultursubstraten ist die Sackung bzw. Schrumpfung der Substrate im Topf. Um eine Aussage diesbezüglich zu treffen, wurden die Substrate für 52 Wochen in 10 Liter Containern unter standardisierten Bedingungen im Gewächshaus aufgestellt. Je Substratvariante wurden 10 Container aufgestellt. Die Substrate wurden zuvor entsprechend ihrer Rohdichte mit 1,5 % NPK-Volldünger aufgedüngt. Zu Versuchsbeginn wurde die Füllhöhe der Substrate im Container gemessen. Innerhalb der 52 Wochen wurde an 5 Terminen mit einer Schablone die Sackung in den Containern gemessen zur Ermittlung der Volumenverluste. Am Ende des Versuchszeitraumes soll eine Messung des Masseverlustes durch Auswiegen und Trocknen erfolgen.

### 2.2.3 Pflanzversuche mit den Substratmischungen „ALT“

#### 2.2.3.1 Pflanzenversuch mit *Impatiens walleriana* in unterschiedlichen Substratmischungen

Für die Pflanzenversuche wurden *Impatiens walleriana* der Fa. Ernst Benary Samenzucht GmbH, Hann. Münden benutzt. Das Pflanzenmaterial stammte aus einem Anzuchtversuch der Firma Benary zur Überprüfung der Qualität und Keimfähigkeit ihres Saatgutes. Aus diesem Grunde wiesen alle Pflanzen durchschnittlich eine gleiche Wuchshöhe auf. Versuchsbeginn für den Pflanzenversuch war Mitte April. Die Pflanzen wurden nach folgendem Schema gepflanzt:

**Tabelle 4: Pflanzschema für *Impatiens walleriana***

									Substrat	Randpflanzen	Tischfront
40									4		
39									3		
38									2		
37									1		
36									K		
35									4		
34									3		
33									2		
32									1		
31									K		
30									4		
29									3		
28									2		

27									1	
26									K	
25									4	
24									3	
23									2	
22									1	
21									K	Reihe kann nicht ganz ausgenutzt werden
20									4	
19									3	
18									2	
17									1	
16									K	
15									4	
14									3	
13									2	
12									1	
11									K	
10									4	
9									3	
8									2	
7									1	
6									K	
5									4	
4									3	
3									2	
2									1	
1									K	
										Randpflanzen

Insgesamt wurden 240 Pflanzen in 10er Standardtöpfe getopft. Für jede Substratvariante gab es 8 Wiederholungen, so dass pro Variante insgesamt 48 Pflanzen getopft wurden. Die grau markierten Bereiche in dem Pflanzschema wurden durch Randpflanzen besetzt, die nicht in die Auswertung des Versuchs einbezogen wurden.

Neben diesem Pflanzenversuch gab es noch einen weiteren Versuch in dem Substrate verwendet wurden, die nur aus gesunden und rotfaulen Holzfasern bestanden. Je Variante wurden 21 Pflanzen getopft, insgesamt waren es 42 Pflanzen. Dabei sah das Pflanzschema folgendermaßen aus:

1	2	3	1	2	3
HF			RF		

**Tabelle 5: Pflanzschema für *Impatiens walleriana* mit reinen Holzfasersubstraten. HF = Holzfaser "Gesund"; RF = Holzfaser "Rotfaul"**

Für alle Substratmischungen wurde eine Düngerkonzentration von 1,5 kg/m<sup>3</sup> festgesetzt. Nach Bestimmung der jeweiligen Substratrohndichten (nach VDLUFA 13.2.1) wurde die entsprechende Menge an NPK (20:10:10) – Volldünger (20 % Stickstoff (N), 10 % Phosphor (P) und 10 % Kalium (K)) hinzugefügt. Im weiteren Verlauf der Kultivierung erfolgte keine weitere Düngung. Nach der Ernte wurden das Frisch- und Trockengewicht der Pflanzen bestimmt. Hierfür wurden die Pflanzen ohne Wurzeln direkt nach der Ernte gewogen und anschließend bei 50 °C im Trockenschrank für 8 Tage bis zur Gewichtskonstanz gewogen. Aus allen erhaltenen Werten wurde der Mittelwert je Substratvariante errechnet.

### **2.2.3.2 Pflanzversuch mit *Euonymus fortunei***

Um die Verwendung der verschiedenen Substrate für den Baumschulbereich zu untersuchen, wurde ein Versuch mit *Euonymus fortunei* gestartet. Die Pflanzen stammen aus einer Anzucht des Forstbotanischen Gartens der Universität Göttingen. Für den Versuch wurden 12er Standardtöpfe verwendet. Für die Untersuchung wurden je 10 Töpfe pro Variante und Reihe aufgestellt, wobei von jeder Variante 5 Wiederholungen gemacht wurden. Insgesamt umfasst der Versuch somit 250 Pflanzen, abzüglich der Randpflanzen. Die Kultivierung der Pflanzen erfolgt draußen, um möglichst praxisbezogene Ergebnisse zu bekommen. Nach ca. 4 Wochen vom Zeitpunkt des Topfens wurde einmal wöchentlich mit „Flory 3 Grün 15-10-15 (+2)“ gedüngt. Der Dünger besteht aus 15 % Stickstoff, 10 % Phosphor, 15 % Kalium und 2 % Magnesium. Der Dünger wurde mit einer Konzentration von 2 ml/1000 ml in einer Menge von 50 ml je Pflanze verabreicht. Am Ende der Kultivierungszeit nach 60 Wochen wurde die oberirdische Frischmasse und anschließend die Trockenmasse nach einer 48stündigen Trocknung bei 105 °C ermittelt.

### 2.2.3.3 Aussaat von zwei unterschiedlichen Topfkräutern

Topfkräuter sind ein wichtiges Segment im professionellen Zierpflanzenbau, daher sollte in diesem Versuch untersucht werden, in wie weit sich die Substratmischungen für eine direkte Aussaat von typischen Kräutern im Topf eignen. Ausgesät wurden:

- *Ocimum basilicum* (Genoveser, dunkelgrün, großblättrig) von der Fa. Ernst Benary Samenzucht GmbH, Hann. Münden
- *Petroselinum crispum* (Schnitt Petersilie, Einfache Schnitt 3) von der Fa. egesa, Gießen

Die Aussaat erfolgte direkt in 12er Töpfe. Für jede Substratvariante wurden je 10 Töpfe vorbereitet mit folgendem Schema:

**Tabelle 6: Aussaatschema von Basilikum und Petersilie in Töpfe**

1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	Kontrolle
										Mischung 1
										Mischung 2
										Mischung 3
										Mischung 4

In jeden Topf wurden 50 Samen gegeben. Die Menge wurde zuvor gravimetrisch bestimmt. Am Ende der Kultivierung wurde die Frisch- und Trockenmasse bestimmt so wie der pH-Wert und der Salzgehalt in den Substraten gemessen.

### 2.2.3.4 Aussaat von Frühlingsblühern

Die Aussaat von *Primula elatior*, *Myosotis sylvatica* und *Bellis perennis* in den verschiedenen Substratmischungen soll Aufschluss darüber geben, ob sich die Substrate für eine Anzucht von Frühlingsblühern eignen, die über die Wintermonate kultiviert werden müssen. Zu diesem Zweck erfolgte eine Aussaat der oben genannten Pflanzen in Topfanzuchtplatten, wobei immer 16 Fächer mit jeweils einem Substrat gefüllt wurden. Die Aussaat erfolgte am 09.09.08. Im weiteren Verlauf des Versuchs werden die Pflanzen vereinzelt und in entsprechende Töpfe mit dem jeweiligen Substrat getopft. Die Anzucht erfolgt nach folgendem Schema:



### **2.2.4.3 Basilikumaussaat zur Bestimmung von pH-Wert und Salzgehalt während der Kultivierung**

Um eine Aussage treffen zu können, wie sich der pH-Wert und der Salzgehalt während der Kultivierung verändern, wurden in jeweils 10 Töpfe pro Substratvariante 20 Samen *Ocimum basilicum* (Genoveser, dunkelgrün, großblättrig) von der Fa. Ernst Benary Samenzucht GmbH, Hann. Münden, in 12er Töpfe ausgesät. Während der Kultivierung wurde einmal wöchentlich der pH-Wert und der Salzgehalt bestimmt (Methoden, s. 2.2.1.1 und 2.2.1.2 ).



## 3 Ergebnisse

### 3.1 Chemisch-physikalische Untersuchungen

#### 3.1.1 Chemische und physikalische Eigenschaften der verwendeten Holzfasern

Die Holzfasern, die den herkömmlichen Substraten beigemischt sind, werden aus frischen Hackschnitzeln aus Fichtenholz gewonnen. Dieses Ausgangsmaterial sollte im normalen Produktionsprozess vornehmlich aus gesundem Fichtenholz bestehen, d.h. ohne Anteile von rotfaulen Abschnitten. Für die Verwendung von Holzfasern in Kultursubstraten gibt es Vorgaben von der Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzen e.V., die einzuhalten sind. Die Untersuchung war ein Vergleich von gesunden und rotfaulen Holzfasern hinsichtlich ihrer chemischen und physikalischen Eigenschaften, um zu ermitteln ob sie die Vorgaben nach RAL-GZ 254/1, erfüllen.

**Tabelle 9: Chemische Eigenschaften von rotfaulen und gesunden Holzfasern**

	<b>pH-Wert</b>	<b>Salzgehalt [g/l]</b>	<b>C/N-Verhältnis [mg N/l]</b>	<b>Extraktstoffe [%]</b>
Vorgaben	4,5 – 6,5	≤ 1,0	-	-
Holzfasern „gesund“	5,1	0,22	202:1	1,3
Holzfasern „rotfaul“	5,2	0,26	212:1	3,1

Der pH-Wert ist ein wichtiger Faktor bei der Pflanzenverfügbarkeit von Nährstoffen. Daher sollten die pH-Werte gärtnerischer Substrate wegen der Nährstoffverfügbarkeit im Allgemeinen zwischen 5,5 und 6,5 liegen. Einige Substratausgangsstoffe wie z. B. Torfe werden aufgekalkt, da ihre ursprünglichen pH-Werte im stark sauren Bereich liegen. Die Vorgabe nach RAL-GZ 254/1 hinsichtlich des pH-Wertes werden von beiden Faserarten erfüllt.

Der Salzgehalt in einem Kultursubstrat ist ein wichtiger Faktor, weil die meisten Pflanzen nur eine begrenzte Salztoleranz in der Wurzelumgebung aufweisen. Zu hohe Salzkonzentrationen führen zu Störungen im Wasser- und Ionenhaushalt oder unter Umständen zu Gewebeschäden an der Pflanze.

Der Salzgehalt der untersuchten Fasern liegt deutlich unter der Anforderung von ≤1 g Salz pro Liter Substrat. Das C/N-Verhältnis ist sehr hoch, allerdings gibt es hier keine Vorgabe laut Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzen e.V. Bei einem sehr weiten C/N-Verhältnis wie in diesem Fall, ist eine starke Stickstoffimmobilisierung zu erwarten (GRUDA et al., 2000; JANSEN et al., 1989). Der Gehalt an Extraktstoffen ist bei den gesunden Holzfasern deutlich geringer als bei den Fasern aus rotfaulem Holz. Ein Grund könnte dabei sein, dass die Veränderungen im Holz, die hervorgerufen wurden durch den Rotfäulepilz *Heterobasidion annosum*, einen höheren Anteil an Extraktstoffen freigesetzt haben.

Die Tabelle 10 listet die untersuchten physikalischen Eigenschaften der rotfaulen und gesunden Holzfasern auf. Bei der Wasserkapazität gibt es ein leichtes Defizit was die Vorgaben der Gütebestimmungen für Holzfasern betrifft. Beide Faserarten liegen leicht darunter. Die Wasserkapazität beschreibt den Zustand des maximalen Wassergehaltes eines Substrats in Töpfen oder Containern nach Bewässerung. Bei der verwendeten Untersuchungsmethode nach VDLUFA 13.7 wurde die Wasserkapazität in einem 10 cm hohen Probengefäß bei einem Unterdruck von -4 hPa ermittelt (vgl. WREDE, 2001).

**Tabelle 10: Physikalische Eigenschaften von rotfaulen und gesunden Holzfasern**

	<b>Wasserkapazität [Vol.-%]</b>	<b>Gesamtporenvolumen [Vol.-%]</b>	<b>Luftkapazität [Vol.-%]</b>
Vorgaben	≥35	-	-
Holzfasern „gesund“	31	95	64
Holzfasern „rotfaul“	32	95	63

Für das Porenvolumen und die Luftkapazität gibt es keine Vorgaben. Das Porenvolumen beschreibt die Gesamtheit aller Poren in einem Substrat bezogen auf das gesamte Volumen. Laut Definition ist das Gesamtporenvolumen der Raum, der bei einem Matrixpotential von -10 hPa mit Wasser und Luft gefüllt ist. Ein weiterer wichtiger Faktor in einem Substrat ist die Luftkapazität. Diese beschreibt den Luftgehalt eines Substrates bei maximal möglicher Wassersättigung. Insgesamt zeigt sich kein nennenswerter Unterschied bei den untersuchten physikalischen Größen zwischen den gesunden und den rotfaulen Fasern. Die hohe Luftkapazität gibt einen Hinweis auf sehr große Partikel im Substrat wodurch nur wenige sehr kleine Hohlräume im Substrat vorhanden sind. Dies wirkt sich wiederum auf eine verminderte Fähigkeit zur Wasserspeicherung aus und wäre somit ein negativer Effekt beim Pflanzenwachstum (GRUDA UND SCHNITZLER, 2000).

Diese drei Kennwerte sind keine konstanten Größen. Sie verändern sich sowohl bei der Handhabung der Substrate als auch bei der Lagerung (BOHNE, 2006).

### **3.1.2 Chemische und physikalische Eigenschaften der Substratmischungen**

In der Tabelle 11 sind der pH-Wert und der Salzgehalt der Substratmischungen „ALT“ und „NEU“ aufgeführt. Die Substratmischungen „ALT“ weisen einen pH-Wert im Bereich von 4,99 bis 5,38 auf. Die Werte sind insgesamt relativ niedrig, was sich eventuell auf die Lagerungsdauer zurückführen lässt. Auffällig ist, dass mit steigendem Anteil an rotfaulem Holz der pH-Wert absinkt. Die pH-Werte in den Mischungen „NEU“ liegen alle um einen Wert von 6 und somit im optimalen Bereich. Die Werte wurden nach einer nur sehr kurzen Lagerungsdauer ermittelt, so dass es hier anscheinend zu keiner pH-Wertveränderung durch mikrobielle Aktivitäten kommen konnte.

Der Salzgehalt ist  $\leq 1$  und daher auch als optimal einzustufen. Auffällig dabei ist, dass die Kontrolle „NEU“ den höchsten Salzgehalt mit 0,82 g/l aufweist. Insgesamt schwanken die Salzgehalte innerhalb der verschiedenen Mischungen. Es gibt keine Hinweise darauf, dass der Einsatz von rotfaulen Fasern einen Einfluss auf den Salzgehalt hat.

**Tabelle 11: Chemische Eigenschaften der Substratmischungen „ALT“ und „NEU“ (RF = rotfaule Fasern, HF = gesunde Holzfasern)**

	<b>pH-Wert</b>	<b>Salzgehalt [g/l]</b>
<b>Substrat „ALT“</b>		
Mischung 1 (50 % RF)	4,99	0,53
Mischung 2 (60 % RF)	4,96	0,68
Mischung 3 (70 % RF)	4,43	0,66
Mischung 4 (60 % HF)	5,13	0,50
Mischung 5 (Kontrolle)	5,38	0,62
<b>Substrat „NEU“</b>		
Mischung 1 (50 % RF)	6	0,43
Mischung 2 (50 % HF)	6,1	0,62
Mischung 3 (70 % RF)	6	0,56
Mischung 4 (Kontrolle)	6,2	0,82

**Tabelle 12: Physikalische Eigenschaften der Substratmischungen „ALT“ und „NEU“ (RF = rotfaule Fasern, HF = gesunde Holzfasern)**

	<b>Wasserkapazität [Vol.-%]</b>	<b>Gesamtporenvolumen [Vol.-%]</b>	<b>Luftkapazität [Vol.-%]</b>
<b>Mischung „ALT“</b>			
Mischung 1 (50 % RF)	62	92	30
Mischung 2 (60 % RF)	55	92	37
Mischung 3 (70 % RF)	50	93	43
Mischung 4 (60 % HF)	55	92	37
Mischung 5 (Kontrolle)	64	89	25
<b>Mischung „NEU“</b>			

Mischung 1 (50 % RF)	60	92	32
Mischung 2 (50 % HF)	66	92	26
Mischung 3 (70 % RF)	52	93	42
Mischung 4 (Kontrolle)	71	91	20

Alle Wasserbewegungen (Dränage aus dem Substrat, Wasseraufstieg an die Substratoberfläche, Wasseraufnahme durch die Wurzel) erfolgen immer in Richtung des niedrigeren Gesamtpotentials, und zwar so lange, bis an allen Stellen im Substrat das Gesamtpotential den gleichen Wert hat. Der Zustand des maximalen Wassergehalts nach einem Starkregen oder nach einer Bewässerung für ein Substrat in Töpfen oder Containern wird als Container- oder Wasserkapazität bezeichnet. Die Wasserkapazität in einem Kultursubstrat ist die Menge, die das Substrat gegen den Einfluss der Schwerkraft zurückhalten kann. Neben der Wasserkapazität sind weitere Faktoren, wie z. B. Der Luftgehalt im Substrat von großer Bedeutung. Der Luftgehalt eines Substrats bei maximal möglicher Wassersättigung ist eine wichtige Kenngröße für die Beurteilung der Substratqualität. Diese Kenngröße nennt man Luftkapazität. Diese ist aber nur mit Hilfe der Wasserkapazität und des Gesamtporenvolumens zu ermitteln.

Bei den physikalischen Eigenschaften der untersuchten Substratmischungen zeigt sich deutlich, dass die Kontrollen mit nur 30 Vol.-% Holzfaseranteil eine deutlich höhere Wasserkapazität aufweisen, als die Mischungen mit einem höheren Holzfaseranteil. Die Mischung 3 „ALT“ mit 70 Vol.-% Holzfaseranteil hat eine deutlich geringere Wasserkapazität als die übrigen Mischungen. Innerhalb der Mischungen mit gleicher Holzfaser und gleichem Mischungsverhältnis gibt es kaum Unterschiede. Insgesamt weisen die Mischungen mit einem steigenden Anteil rotfauler Holzfasern eine geringer werdende Wasserkapazität auf. Dies hat zur Folge, dass Pflanzen, die in diese Substraten kultiviert werden, häufiger gegossen werden müssen, da eine verminderte Wasserspeicherung vorliegt.

### **3.2 Siebanalyse der Ausgangssubstrate „ALT“**

Die Korngrößenverteilung in einem Substrat nimmt direkten Einfluss auf die Speicher –und Transporteigenschaften von Wasser und Luft innerhalb des Substrats. Da es sich bei den untersuchten Substraten um Mischungen aus verschiedenen Ausgangsstoffen handelt, ist gerade hier die Verteilung der einzelnen Korngrößen von Bedeutung. Die unterschiedlichen Partikelgrößen beeinflussen direkt das Porenvolumen eines Substrats. Daher ist man bestrebt möglichst Substrate mit optimalen Eigenschaften aufgrund der Korngrößen der einzelnen Substratkomponenten zusammen zusetzen.

In der Abbildung 1 wird gezeigt, dass alle Substrate im Korngrößenbereich von 0,5 – 2 mm die höchsten Anteile aufweisen. Partikel über 8 mm Größe und kleiner als 0,2 mm nehmen den geringsten

Anteil ein. Insgesamt kann man sagen, dass die Verteilung der Korngrößen im Vergleich der einzelnen Substrate ziemlich identisch ist.

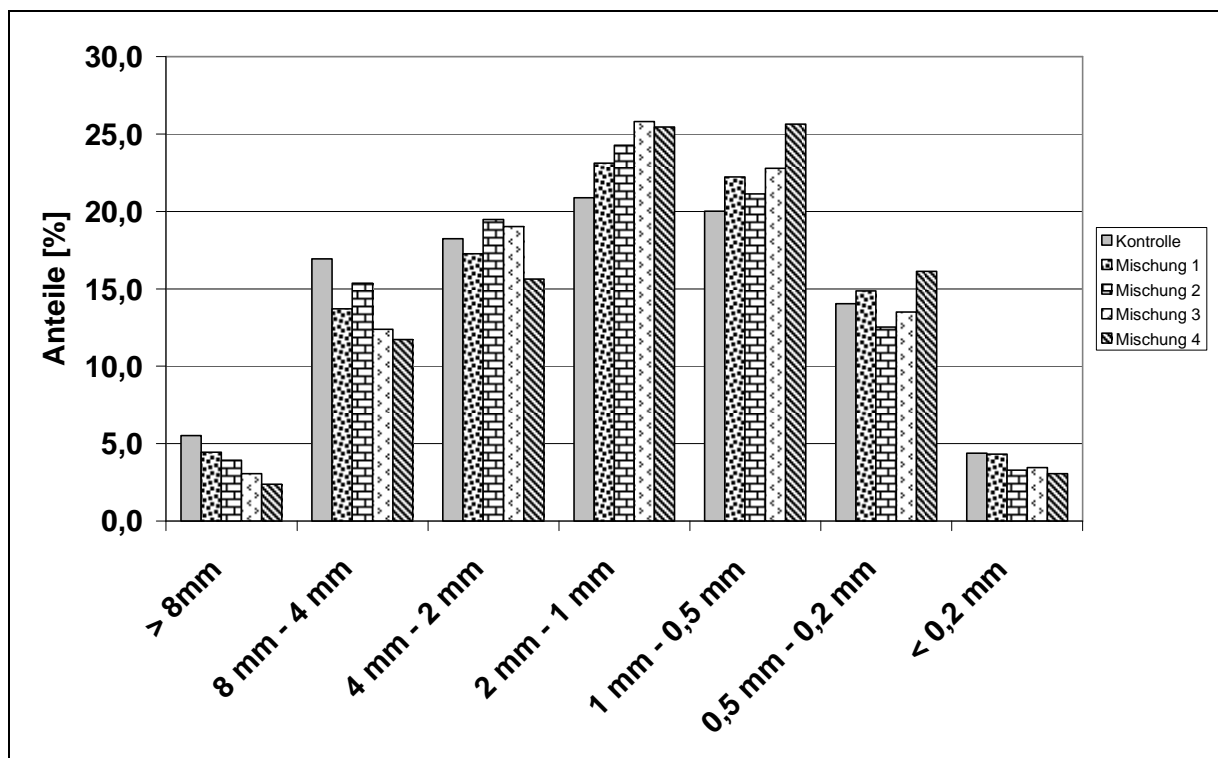
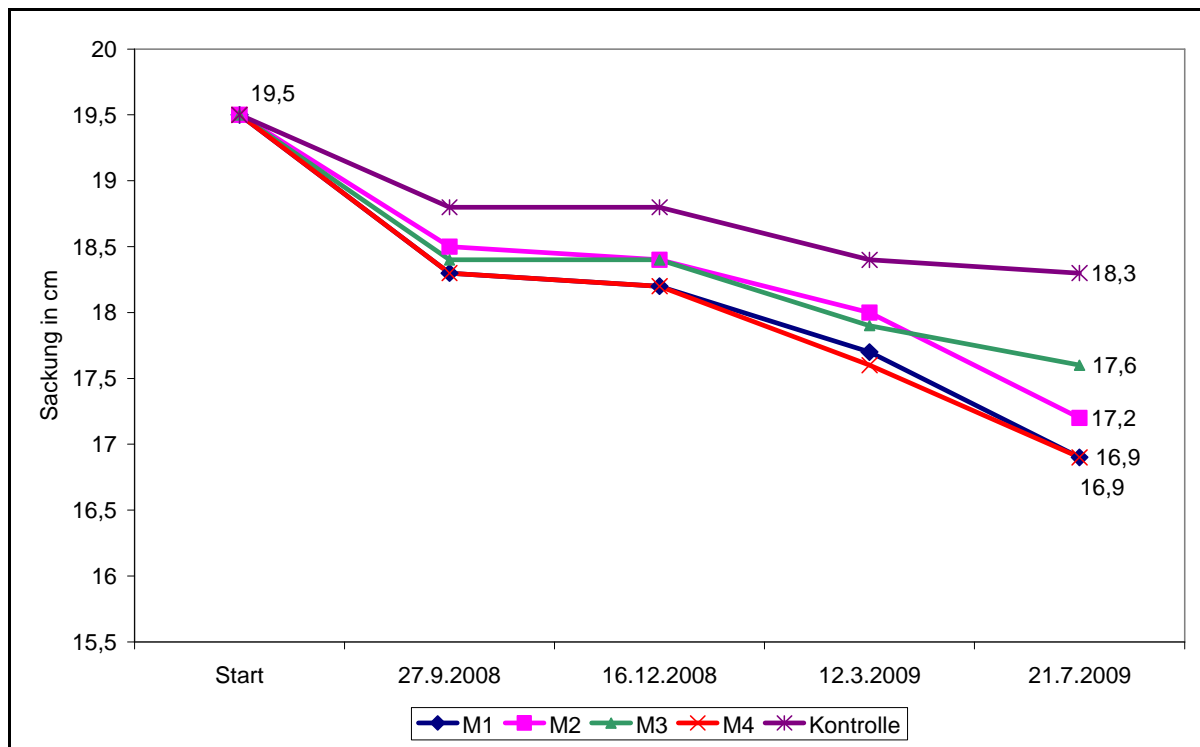


Abbildung 1: Anteile der unterschiedlichen Partikelgrößen nach Siebung der Ausgangssubstrate

Laut der Anforderung der Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzen e.V. sollen Substrate mit Holzfasern als Ausgangsstoff nur maximal 10 % an übergroßen Partikeln ( $\leq 40$  mm) enthalten. Diese Vorgaben konnten mit den untersuchten Substraten ohne weiteres erfüllt werden.

### 3.3 Sackungsverhalten der Substrate im Topf

Ein wichtiges Kriterium bei der Verwendung von Substraten ist die Sackung des Substrats im Topf bzw. Container. Im Erwerbsgartenbau ist eine starke Sackung des Substrats nicht erwünscht, da dies mit zusätzlichen Maßnahmen verbunden ist, um das ursprüngliche Substratniveau im Topf wieder herzustellen. Daher wurde in diesem Versuch die Sackung der einzelnen Mischungen über einen Zeitraum von 52 Wochen kontrolliert.



**Abbildung 2: Sackung der Substratmischungen über einen Versuchszeitraum von 52 Wochen. M1 = 50 % RF, M2 = 60 % RF, M3 = 70 % RF, M4 = 50 % HF, Kontrolle = 30 % HF**

In der Abbildung 2 wird deutlich, dass die Kontrolle mit einem Holzfaserteil von 30 % die geringste Sackung aufwies. In dieser Mischung ist noch ein relativ hoher Anteil an Weißtorf und Mischtorf zu finden. Eine Eigenschaft von Torf ist das geringe Sackungsverhalten, weshalb diese Mischung kaum an Füllhöhe verloren hat. Die Mischungen mit einem Holzfaserteil von 50-70 % wiesen eine deutlich stärkere Sackung auf. Dies Ergebnis wird auch von MEINKEN (1997) bestätigt. Hierbei ist die Frage zu klären, ob es sich bei der Sackung um eine Verdichtung des Substrats handelt oder um einen mikrobiellen Abbau. Die Werte in der Tabelle 13 zeigen die relativen Verluste an Masse, Volumen und Füllhöhe an. Die Mischungen 1 bis 3 haben alle einen höheren Masseverlust als einen Volumenverlust. Dies bedeutet, dass hier ein Masseschwund durch mikrobiellen Abbau stattgefunden hat. Vergleicht man diese Ergebnisse mit denen der Mischung 4 und der Kontrolle, sieht man dass sich hier der Masseverlust und der Volumenverlust sich annähernd entsprechen. Hier hat neben einem Abbau auch eine Verdichtung der Substrate stattgefunden. Dies erklärt auch warum die Mischung 1 und die Mischung 4 den gleichen Verlust an Füllhöhe haben. Während bei Mischung 1 ein starker Abbau stattgefunden hat, erfolgte bei Mischung 4 ein weniger starker Abbau dafür aber eine relativ hohe Verdichtung.

**Tabelle 13: Relative Verluste an Masse, Volumen und Füllhöhe in den einzelnen Substratmischungen zu Versuchende**

	<b>Masseverlust [%]</b>	<b>Volumenverlust [%]</b>	<b>Füllhöhenverlust [%]</b>
Mischung 1 (50 % RF)	17,4	12,6	13,3
Mischung 2 (60 % RF)	16,7	11,6	11,8
Mischung 3 (70 % RF)	14,8	9,5	9,7
Mischung 4 (50 % HF)	11,6	12,6	13,3
Kontrolle (30 % HF)	4,5	5,3	6,2

### **3.4 Pflanzenversuch mit *Impatiens walleriana* in Substratmischungen „ALT“**

Der Pflanzenversuch mit *Impatiens walleriana* wurde nach 6 Wochen Kultivierung beendet. Die exemplarisch gewählten Pflanzen sind zufällig ausgesucht worden, zeigen aber im Vergleich mit den übrigen Pflanzen der Versuchsreihe typische Merkmale für das jeweilige Substrat. Die Kontrollpflanzen in Abbildung 3 sind kräftig im Wuchs aber eher kompakt gewachsen. Die Anzahl neuer Knospen ist relativ hoch. Das Substrat ist sehr gut durchwurzelt und von lockerer Struktur. Allerdings weist eine vermehrte Anzahl von gelb verfärbten Blättern auf eine Nährstoffunterversorgung hin, die sich allerdings durch die fehlende Düngerzugabe erklären lässt. Insgesamt zeigten die Pflanzen im Kontrollsubstrat eine gute Wüchsigkeit und Blütenbildung.

In der Abbildung 4 sind zwei Pflanzen abgebildet, die in der Mischung 1 kultiviert wurden. Im Gegensatz zu der Kontrolle ist bei diesem Substrat insgesamt ein Anteil von 50 % „rotfaulen“ Holzfasern enthalten. Dies scheint sich nach visueller Bewertung aber nicht negativ auf die Wüchsigkeit der Pflanzen auszuwirken. Der Wuchs und die Blütenbildung sind vergleichbar mit den Kontrollpflanzen.



**Kontrolle**  
 20 Vol. %      Weißtorf  
 35 Vol. %      Mischtorf  
 30 Vol. %      Substratfaser „gesund“



**Kontrolle**  
 20 Vol. %      Weißtorf  
 35 Vol. %      Mischtorf  
 30 Vol. %      Substratfaser „gesund“

**Abbildung 3: Zwei Exemplare von *Impatiens walleriana* in dem Kontrollsubstrat**

Die Pflanzen in der Substratmischung 2, welche in der Abbildung 5 zu sehen sind, sind im Vergleich zu den oben genannten Exemplaren weniger blühfreudig obwohl einige Knospen zu sehen sind. Der Wuchs der Pflanze ist im Vergleich weniger stark und auch hier zeigt sich Nährstoffmangel in Form von gelben Blättern. Die Durchwurzelung des Substrates ist sehr gut.

Bei einem Anteil von 70 % „rotfaulen“ Holzfasern in der Substratmischung 3 ist allerdings, wie in der Abbildung 6 zu sehen, ein deutlich eingeschränkter Wuchs zu erkennen. Die Beispielpflanzen sind im Vergleich zu den Pflanzen in den anderen Substratmischungen weniger gewachsen und auch weniger blühfreudig. Die Knospenbildung ist schwächer. Und auch hier treten vermehrt gelbe Blätter an den Pflanzen auf.





**Mischung 1**  
 50 Vol. % Substratfaser „Rotfäule“  
 25 Vol. % Mischtorf  
 10 Vol. % Weißtorf



**Mischung 1**  
 50 Vol. % Substratfaser „Rotfäule“  
 25 Vol. % Mischtorf  
 10 Vol. % Weißtorf

**Abbildung 4: Zwei Exemplare von *Impatiens walleriana* in der Substratmischung 1**



**Mischung 2**  
 60 Vol. % Substratfaser „Rotfäule“  
 25 Vol. % Mischtorf  
 15 Vol. % Rindenumus ggs



**Mischung 2**  
 60 Vol. % Substratfaser „Rotfäule“  
 25 Vol. % Mischtorf  
 15 Vol. % Rindenumus ggs

**Abbildung 5: Zwei Exemplare von *Impatiens walleriana* in der Substratmischung 2**



**Mischung 3**  
 70 Vol. % Substratfaser „Rotfäule“  
 25 Vol. % Mischtorf  
 5 Vol. % Rindenumus ggs



**Mischung 3**  
 70 Vol. % Substratfaser „Rotfäule“  
 25 Vol. % Mischtorf  
 5 Vol. % Rindenumus ggs

*Abbildung 6: Zwei Exemplare von Impatiens walleriana in der Substratmischung 3*



**Mischung 4**  
 60 Vol. % Substratfaser „gesund“  
 25 Vol. % Mischtorf  
 15 Vol. % Rindenumus ggs



**Mischung 4**  
 60 Vol. % Substratfaser „gesund“  
 25 Vol. % Mischtorf  
 15 Vol. % Rindenumus ggs

*Abbildung 7: Zwei Exemplare von Impatiens walleriana in der Substratmischung 4*



Substratfaser "Gesund"



Substratfaser "Gesund"

*Abbildung 8: Zwei Exemplare von Impatiens walleriana in Substrat aus "gesunder" Holzfaser*



Substratfaser "Rotfaul"



Substratfaser "Rotfaul"

*Abbildung 9: Zwei Exemplare von Impatiens walleriana in Substrat aus "rotfauler" Holzfaser*

In der Substratmischung 4 wurde ein Anteil von 60 % „gesunder“ Holzfasern eingesetzt. Die Pflanzen in Abbildung 7 zeigen eine gute Wüchsigkeit, allerdings ist die Bildung neuer Knospen zum Zeitpunkt

der Ernte eher schwach. Auch hier zeigen sich vermehrte Anzeichen für Nährstoffmangel. Die Durchwurzelung ist sehr gut.

Neben diesen Substratmischungen wurden noch Versuche mit reinen Holzfasersubstraten durchgeführt. Die Versuchspflanzen in der Abbildung 8 und Abbildung 9 zeigen ein stark verzweigtes Wachstum und auch zahlreiche Knospen. Diese Ergebnisse sind umso erstaunlicher, wenn man sich die Exemplare anschaut, die in der Substratmischung 3 mit 70 % „rotfaulen“ Holzfasern kultiviert wurden (s. Abbildung 6). Die Pflanzen in den reinen Holzfasersubstraten machen im Vergleich dazu insgesamt einen vitaleren Eindruck.

### 3.4.1 Frisch- und Trockengewicht der geernteten *Impatiens walleriana*

Die Bestimmung des Frisch und Trockengewichts sollte, noch zusätzlich zur visuellen Beurteilung, Aussagen über die Wüchsigkeit der Pflanzen in den unterschiedlichen Substraten machen. In der Abbildung 10 sind die unterschiedlichen Frischgewichte aufgezeigt. Die Pflanzen aus dem Kontrollsubstrat zeigen die größte Masse an frischem Pflanzenmaterial, was auf die beste Wüchsigkeit hinweist.

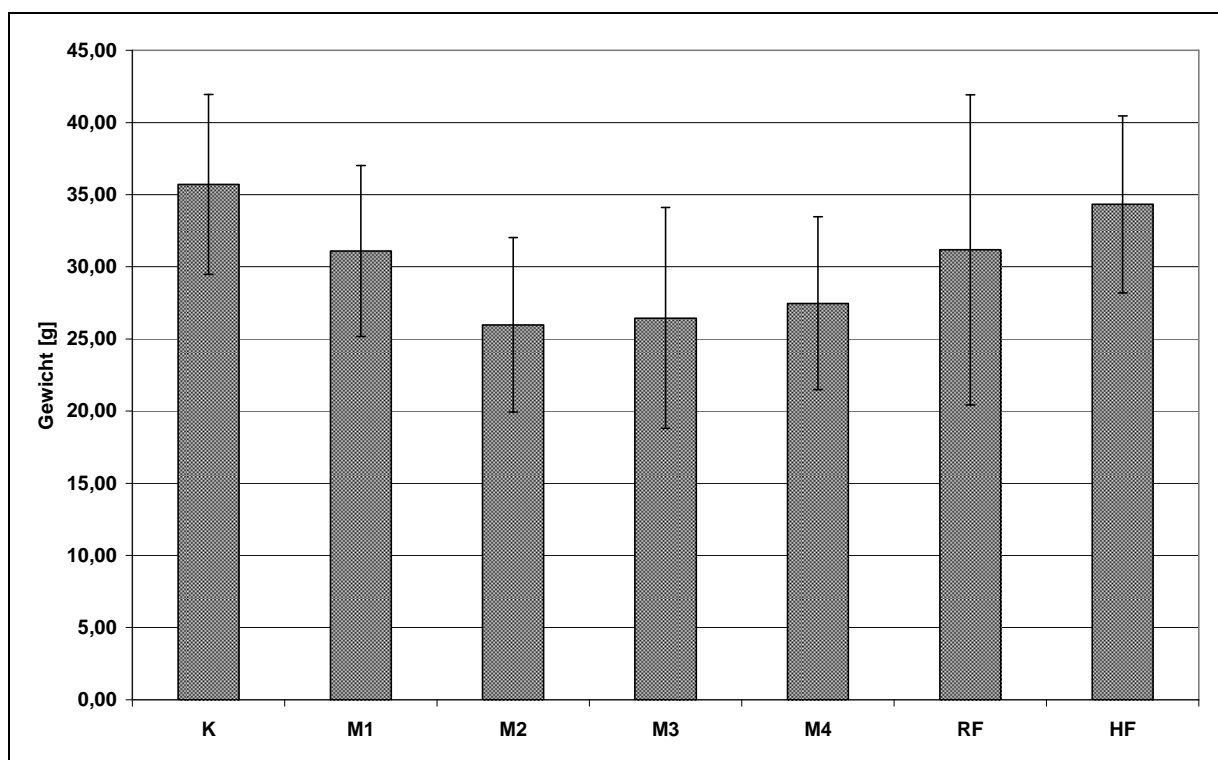
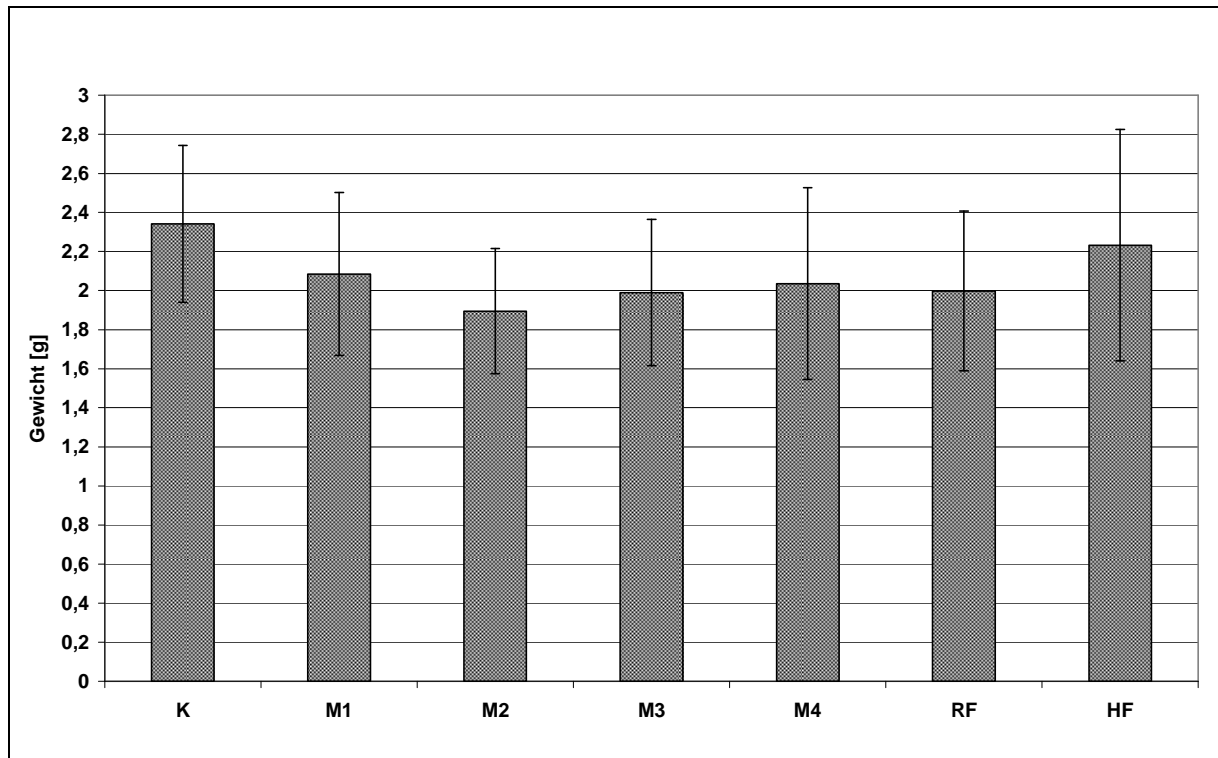


Abbildung 10: Mittelwerte des Frischgewichts der untersuchten Pflanzen der einzelnen Substratvarianten. (K = 30 % HF; M1 = 50 % RF, M2 = 60 % RF, M3 = 70 %, M4 = 60 % HF, HF = Holzfaser "gesund"; RF = Holzfaser "rotfaul" je 100%)

Erstaunlicherweise liegen die Massen der Pflanzen aus den reinen Holzfasersubstraten deutlich über denen der Substratvarianten M2, M3 und M4. Anscheinend war der Anteil des Wassers innerhalb der

Pflanzen geringer, denn im Vergleich der Trockengewichte (s. Abbildung 11) zeigen sich weniger deutliche Unterschiede. Zwar zeigen die Kontrollpflanzen auch hier den höchsten Masseanteil, die Pflanzen aus den Holzfasersubstraten haben nach der Trocknung nur noch einen vergleichbaren Masseanteil wie die Pflanzen aus den Substraten M1 bis M4.



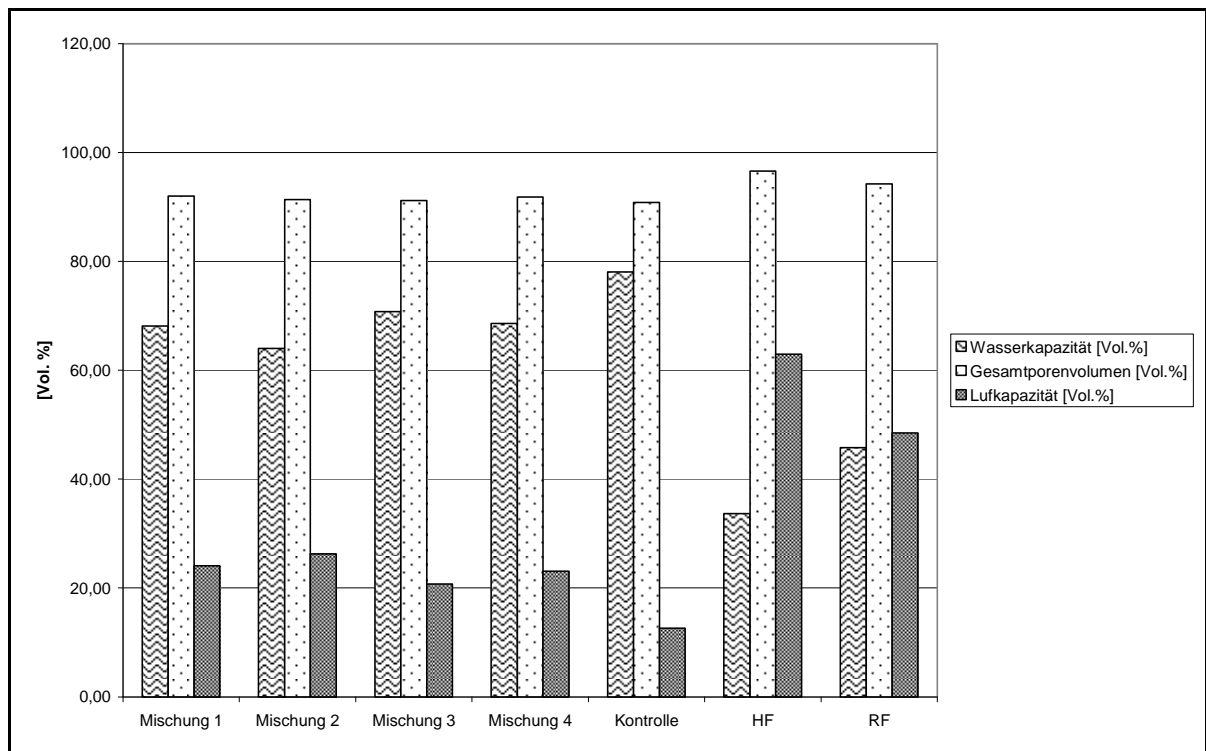
**Abbildung 11: Mittelwerte des Trockengewichts der untersuchten Pflanzen der einzelnen Substratvarianten. (K = 30 % HF; M1 = 50 % RF, M2 = 60 % RF, M3 = 70 % RF, M4 = 60 % HF, HF = Holzfaser "gesund"; RF = Holzfaser "rotfaul" je 100%)**

### **3.4.2 Physikalisch-chemische Eigenschaften der Substrate nach dem Kultivierungsversuch mit *Impatiens walleriana***

Die Kultursubstrate wurden nach Versuche von den Wurzelresten befreit und anschließend hinsichtlich der Wasserkapazität, des Salzgehaltes und des pH-Wertes untersucht.

#### **3.4.2.1 Wasserkapazität in den Substraten nach Kultivierung mit *Impatiens walleriana***

Die Abbildung 12 zeigt die Wasserkapazität und das ermittelte Gesamtporenvolumen und in Abhängigkeit davon die Luftkapazität. Bei der Wasserkapazität zeigt sich deutlich, dass die Kontrolle mit dem höchsten Anteil an Torf eine höhere Wasserkapazität aufweist als die übrigen Proben.



**Abbildung 12: Wasserkapazität, Gesamtporenvolumen und Luftkapazität der unterschiedlichen Substrate nach dem Pflanzenversuch mit *Impatiens walleriana***

Dieses Ergebnis ist nicht überraschend, da die Wasserkapazität direkt abhängig ist von der Korngrößenverteilung eines Substrats. Die Wasserkapazität nimmt mit steigendem Anteil an Partikeln kleiner als 1 mm zu während entgegengesetzt die Luftkapazität abnimmt. Dieser Einfluss der Korngröße wurde bereits mehrfach an Torf untersucht. Deutliche Unterschiede zeigen sich bei den Substraten aus reinen Holzfasern (HF und RF). Diese beiden Substrate weisen eine sehr geringe Wasserkapazität von 35 bzw. 45 Vol. % auf, während die Luftkapazität deutlich höher in einem Bereich von etwa 60 bzw. 50 Vol. % liegt. Grund sind die sehr geringen Anteile von Partikeln unter 1 mm Größe. Im Vergleich der beiden Holzfasern zeigt sich, dass die „rotfaulen“ Fasern insgesamt ein ausgeglichenes Verhältnis von Wasser- zu Luftkapazität aufweisen. Das Gesamtporenvolumen ist bei allen Substraten in etwa gleich.

### 3.4.2.2 pH-Werte den Substraten nach Kultivierung mit *Impatiens walleriana*

Die pH-Werte der untersuchten Substratproben liegen alle in einem Bereich zwischen 5,05 und 5,68 (s. Abbildung 13) und sind daher als mäßig sauer einzustufen. Nach den Gütekriterien der Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzenbau e.V. sollen Holzfasern als Substratausgangsstoff pH-Werte im Bereich zwischen 4,5 und 6,5 haben. Insbesondere die Substrate aus reinen Holzfasern liegen daher noch im vorgegebenen Bereich. Bei Topfpflanzenkulturen liegen die Vorgaben für Substrate ebenfalls in einem Bereich zwischen 5,0 und 6,0.

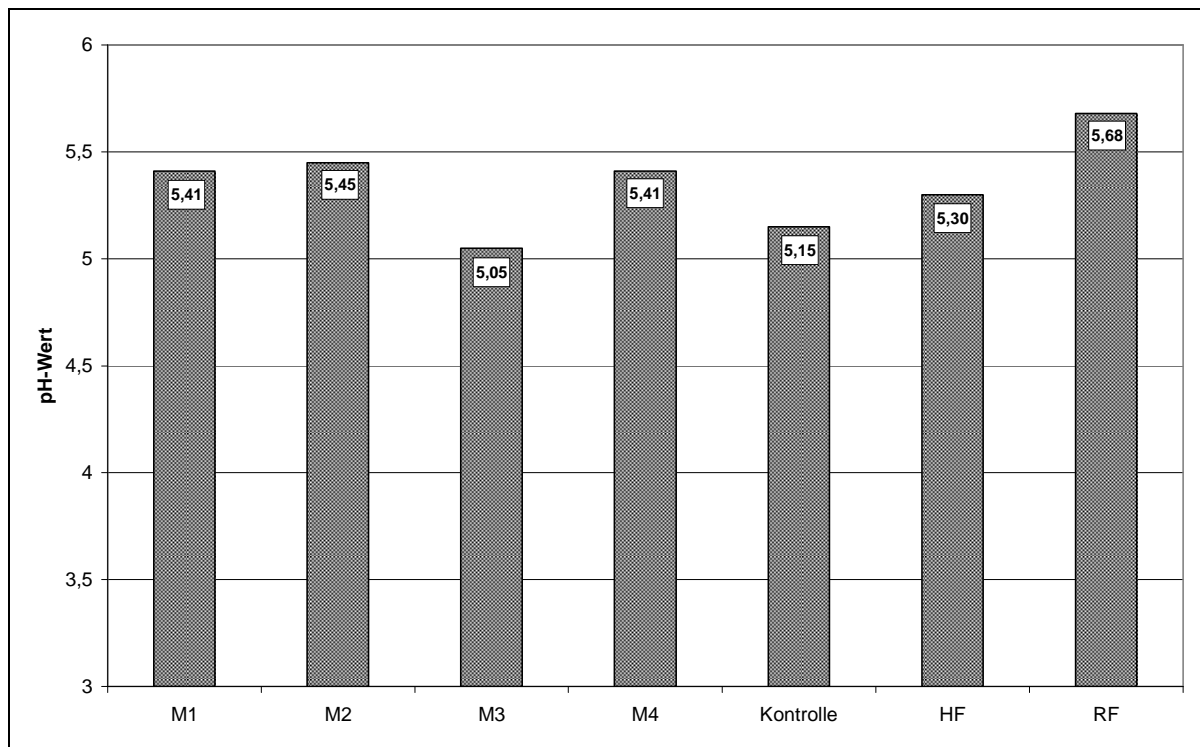


Abbildung 13: pH-Werte der Substratproben aus dem Pflanzenversuch mit *Impatiens walleriana*

### 3.4.2.3 Salzgehalt den Substraten nach Kultivierung mit *Impatiens walleriana*

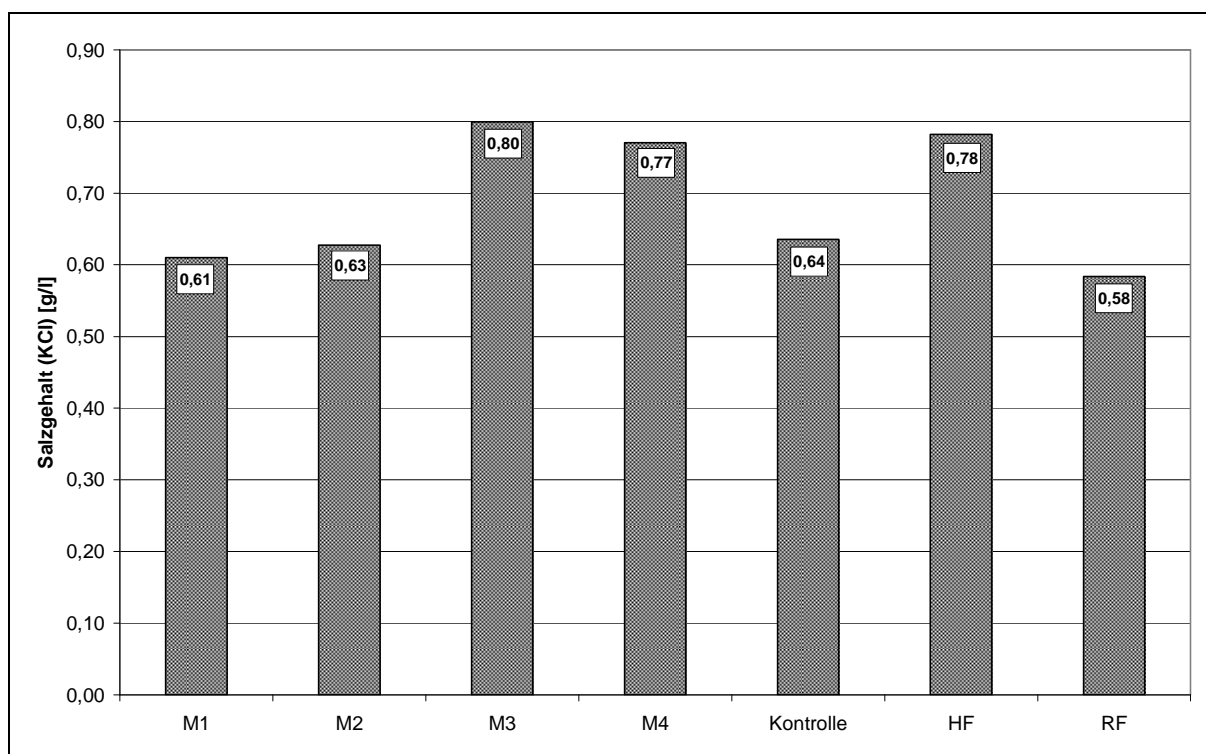
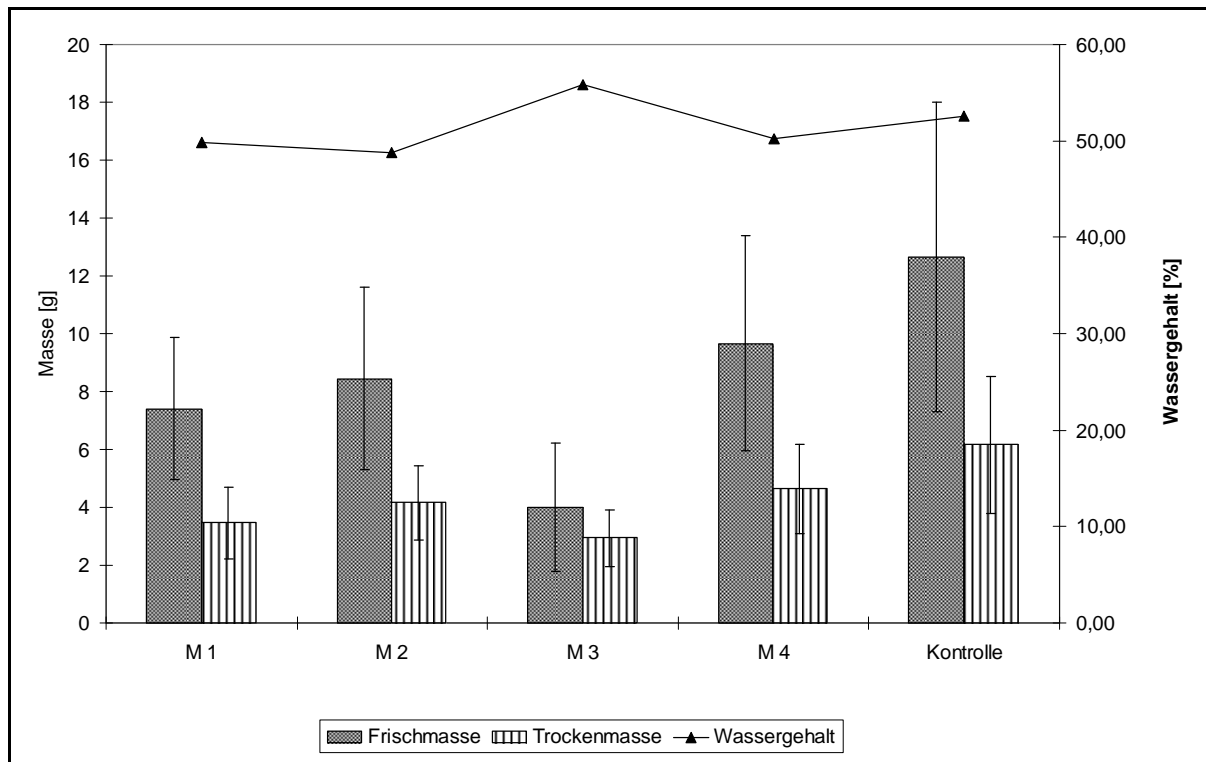


Abbildung 14: Salzgehalte der Kultursubstrate nach Beendigung des Pflanzenversuchs mit *Impatiens walleriana*

Die untersuchten Substrate wiesen nur einen relativ geringen Salzgehalt von unter 1 g (KCl)/l auf (s. Abbildung 14). Somit erfüllen alle Substrate die Anforderungen der Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzen e.V. Insbesondere die Substrate aus reinen Holzfasern (HF und RF) blieben unter dem geforderten Wert von  $\leq 1,0$  g (KCl)/l.

### 3.5 Frisch- und Trockenmasse von *Euonymus fortunei*

Die Pflanzen wurden am Ende der Kultivierungszeit geerntet, wobei die oberirdische Pflanzenmasse durch Wiegen bestimmt wurde. Nach der anschließenden Trocknung und nochmaligem Wiegen der gedarrten Pflanzen konnte die Trockenmasse ermittelt werden. Der Mittelwert aus allen Messungen der verschiedenen Substratvarianten ist in Abbildung 15 aufgezeigt.



**Abbildung 15: Frisch- und Trockenmasse von *Euonymus fortunei*. Substratmischungen: M 1 = 50 % RF, M 2 = 60 % RF, M 3 = 70 % RF, M 4 = 60 % HF, Kontrolle = 30 % HF**

Die unterschiedlichen Frischmassen innerhalb der verschiedenen Substratvarianten zeigen, dass die Pflanzen abhängig vom Substrat bessere oder schlechtere Wachstumsbedingungen hatten. Deutlich wird dies in der vergleichsweise hohen Frischmasse der Pflanzen im Kontrollsubstrat. Hier zeigt sich, dass die Pflanzen eine durchschnittliche Masse von etwa 13 g erreichten, während die Pflanzen in den übrigen Substraten deutlich geringere Massen von 4 g bis etwa 10 g aufwiesen. Die Mischungen M1, M2 und M4 hatten eine Frischmasse im Bereich von 7 bis 10 g, wobei das Substrat M4 mit einem Anteil von 60 % gesunder Holzfasern leicht bessere Wachstumsbedingungen aufwies als die Substrate M1 und M2 mit einem Anteil von 50 bzw. 60 % rotfauler Holzfasern. Das schlechteste Wachstum



hatten die Pflanzen im Substrat M3. Dieses Substrat hatte einen Anteil von 70 % rotfauler Fasern. Dieses Ergebnis zeigt, dass das Mengenverhältnis von Holzfasern zu den übrigen Komponenten in den Substratmischungen einen deutlichen Einfluss auf die Nährstoffversorgung und somit auf das Wachstum der Pflanzen hat. Dabei ist der Einsatz von rotfaulen oder gesunden Holzfasern weniger entscheidend für das Wachstum als die anteilige Menge der Fasern im Substrat.

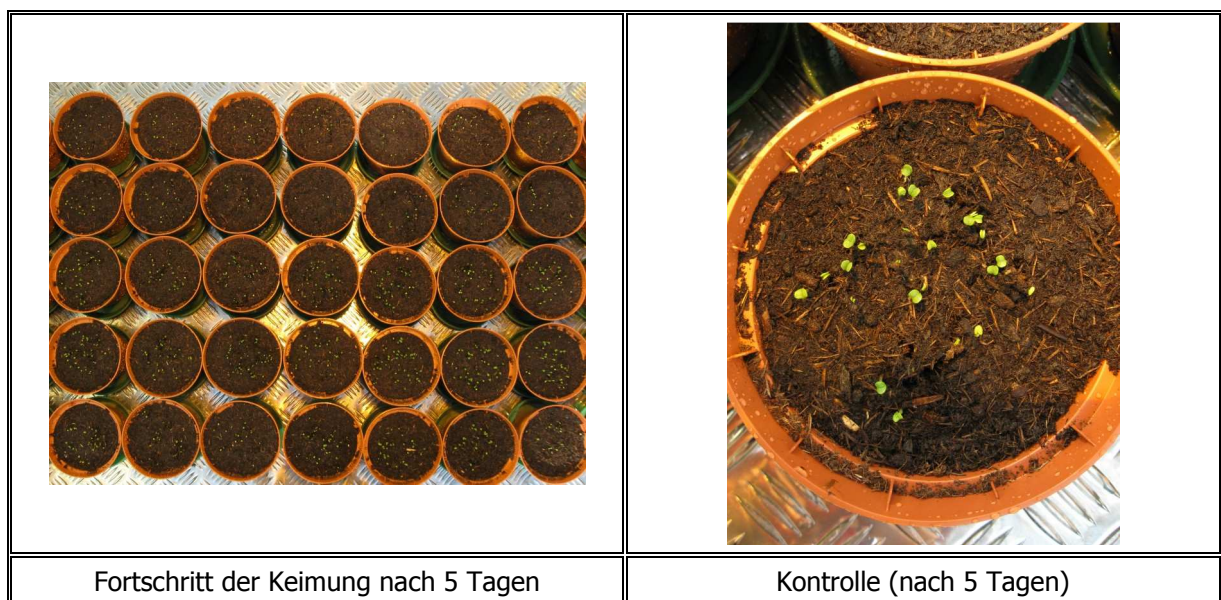
### 3.6 Aussaat und Kultivierung von *Ocimum basilicum* und *Petroselinum crispum*

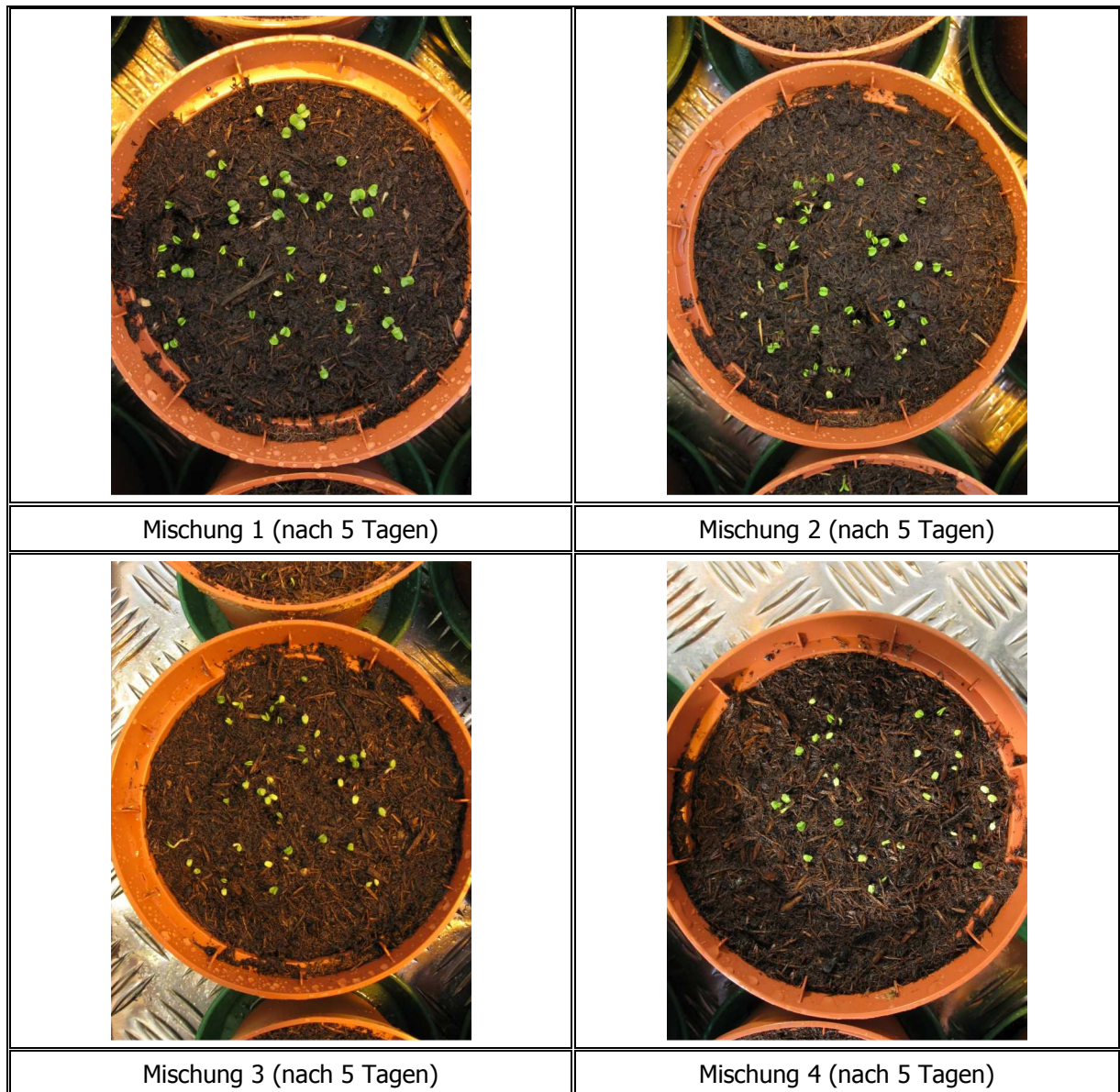
Die Aussaat von Basilikum (*Ocimum basilicum*) und Petersilie (*Petroselinum crispum*) sollte Aufschluss darüber geben, wie sich die Zusammensetzung der Substrate auf die Keimung und das Wachstum von typischen Topfkräutern auswirkt.

Die Keimung der beiden Kräutersorten zeigte, dass der Basilikum schneller keimte als die Petersilie, was allerdings auf die unterschiedlichen Keimzeiten der beiden Arten zurückzuführen ist

#### 3.6.1 *Ocimum basilicum*

Die Aussaat des Basilikum war in allen Substraten gleich gut. Bereits nach 5 Tagen war ein Großteil der Samen gekeimt (s. Abbildung 16).





**Abbildung 16: Keimungsverlauf von *Ocimum basilicum* 5 Tage nach Aussaat**

Im weiteren Verlauf der Kultivierung konnte zwischen den einzelnen Substratvarianten kein Unterschied hinsichtlich der Nährstoffversorgung der Pflanzen festgestellt werden. Die Abbildung 17 zeigt ein gleichmäßiges Wachstum des Basilikum in den verschiedenen Substratvarianten.

Nach der 7wöchigen Kultur erfolgte die Ernte. Zu diesem Zeitpunkt zeigten die Pflanzen bereits erste Mangelercheinungen in Form von gelblichen Blattflecken. Dies könnte ein Hinweis auf Stickstoffmangel sein, da Basilikum auch ein Stickstoffzehrer ist und es in der Topfkultur ohne Nachdüngung schnell zu Stickstoffmangel kommen kann. Diese Mangelercheinung trat allerdings in allen Substratvarianten auf, so dass in diesem Fall keine Variante schlechtere Bedingungen für eine Topfkultur aufwies (s. Abbildung 18).



Nach 11 Tagen Kultivierung



Nach 17 Tagen Kultivierung



Nach 24 Tagen Kultivierung

Abbildung 17: Kultivierungsverlauf von *Ocimum basilicum*



Kontrolle (nach 7 Wochen Kultivierung)



Mischung 1 (nach 7 Wochen Kultivierung)



Mischung 2 (nach 7 Wochen Kultivierung)





Abbildung 18: *Ocimum basilicum* aus den unterschiedlichen Substratvarianten zum Zeitpunkt der Ernte

### 3.6.1.1 Frisch- und Trockenmasse nach Kultivierung von *Ocimum basilicum*

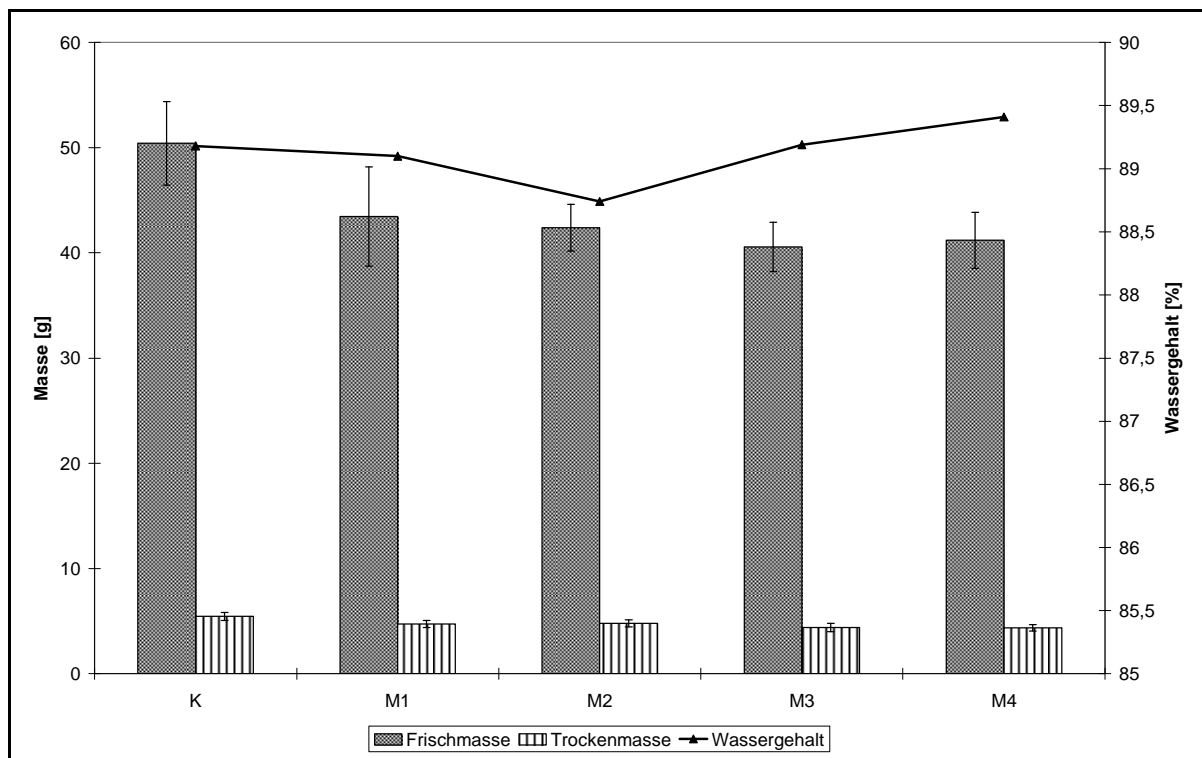
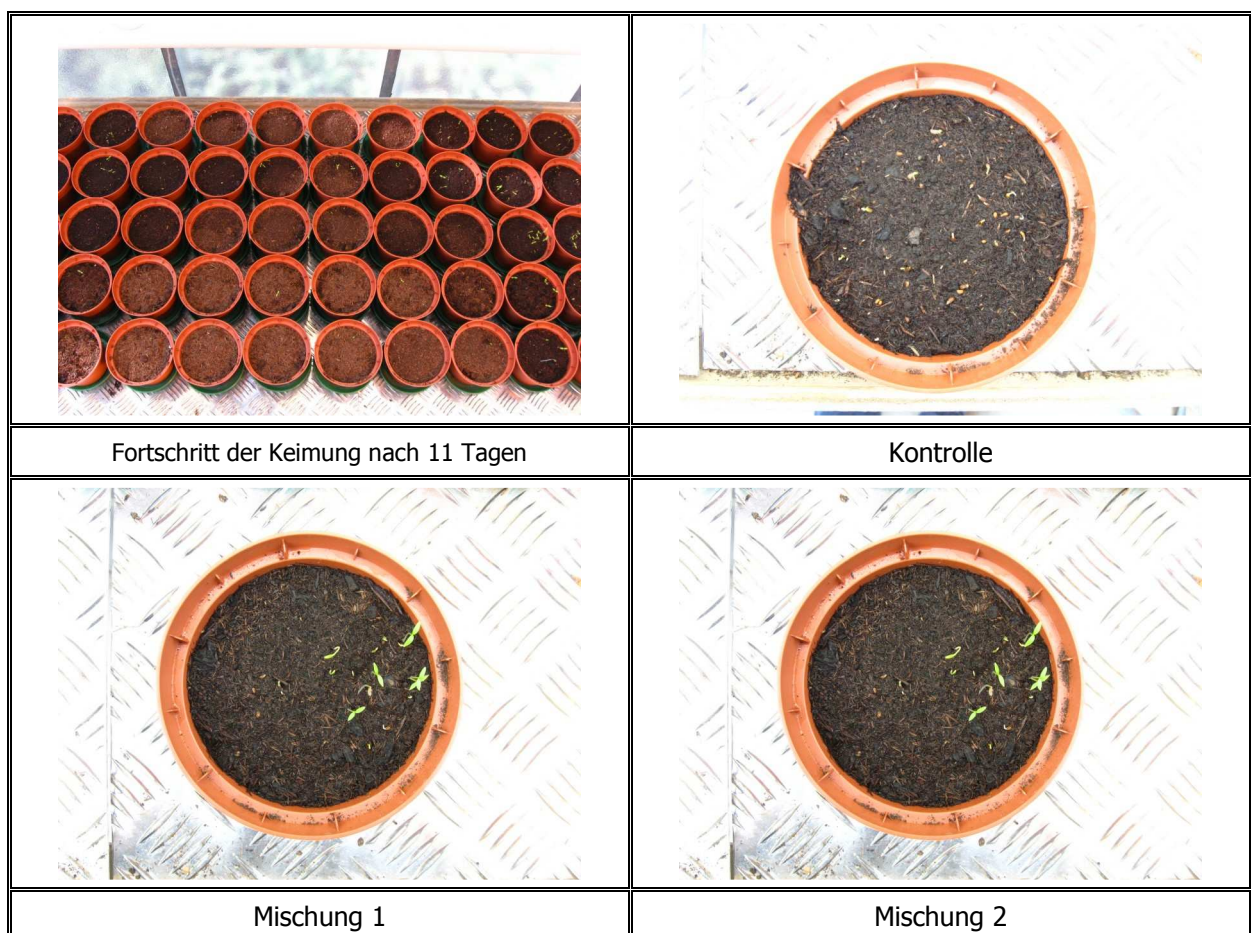


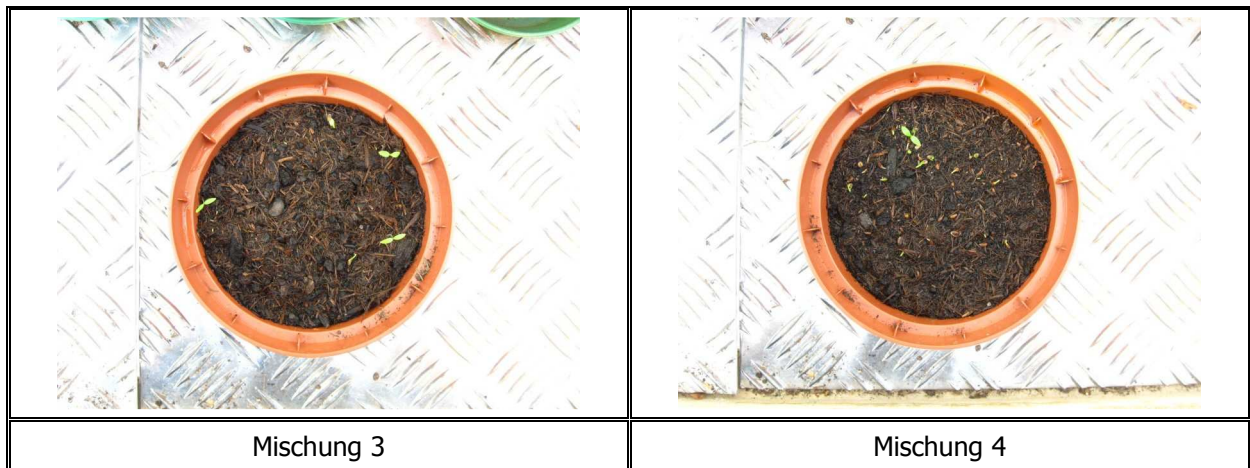
Abbildung 19: Frisch- und Trockenmasse von *Ocimum basilicum*. Substratmischungen: M 1 = 50 % RF, M2 = 60 % RF, M3 = 70 % RF, M4 = 60 % HF, K = 30 % HF

Die Abbildung 19 zeigt die durchschnittlichen Unterschiede in der Frisch- und Trockenmasse. Im Vergleich der Frischmassen zeigen die Pflanzen aus dem Kontrollsubstrat einen leicht höheren Anteil an Frischmasse. Was darauf hinweist, dass die Pflanzen in dem Kontrollsubstrat gegenüber den Pflanzen in den übrigen Substraten eine etwas bessere Nährstoffversorgung vorgefunden haben. Im Vergleich der Pflanzen aus den Mischungen 1 bis 4 zeigt sich eine leichte Tendenz bei der Mischung 3 zu einer geringeren Frischmasse. Ausgehend davon, kann man sagen, dass die Pflanzen in diesem Substrat mit einem Anteil von 70 % rotfauler Holzfaser die ungünstigste Nährstoffversorgung, insbesondere mit Stickstoff, hatten.

### 3.6.2 *Petroselinum crispum*

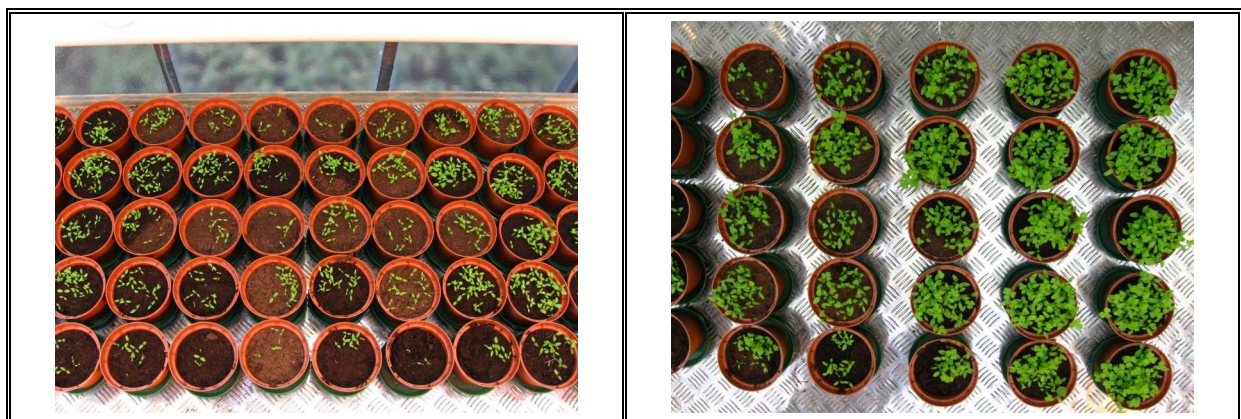
Die Keimung der Petersilie erfolgte etwas verzögert im Vergleich zum Basilikum. Dies war allerdings unabhängig vom Substrat, sondern spezifisch für das Keimverhalten der Petersilie.





**Abbildung 20: Keimungsverlauf nach 11 Tagen von *Petroselinum crispum* in den unterschiedlichen Substratvarianten**

Die Keimung erfolgte unter einer lichtundurchlässigen Plane, da die Petersilie ein Dunkelkeimer ist. Die Abbildung 20 zeigt, dass 11 Tage nach Aussaat in allen Substraten nur vereinzelt Pflanzen aufgelaufen sind.



**Abbildung 21: Fortschritt der Kultivierung von *Petroselinum crispum* nach 17 (links) und nach 24 Tagen (rechts)**

Im weiteren Verlauf der Kultivierung entwickelte sich die Petersilie in allen Substratvarianten gleich gut. Nach ca. 24 Tagen war in allen Varianten der Großteil des Saatgutes aufgelaufen und fast alle Pflanzen hatten schon die Primärblätter ausgebildet (s. Abbildung 21).

Die Ernte der Petersilie fand nach 8wöchiger Kultivierung statt. Zum Zeitpunkt der Ernte hatten sich alle Pflanzen gut entwickelt, allerdings zeigten die Pflanzen in den Substratmischungen 3 und 4 bereits erste gelbe Blattverfärbungen. Möglicherweise ist dies ein Hinweis auf einen Stickstoffmangel, da die Pflanzen während der Kultur nicht gedüngt wurden.

Die Durchwurzelung der Substrate war in allen Varianten sehr stark (s. Abbildung 22).



Kontrolle (07.11.08)



Mischung 1 (07.11.08)





Mischung 2 (07.11.08)



Mischung 3 (07.11.08)



Abbildung 22: *Petroselinum crispum* nach 8wöchiger Kultur in verschiedenen Substraten

### 3.6.2.1 Frisch- und Trockenmasse nach Kultivierung von *Petroselinum crispum*

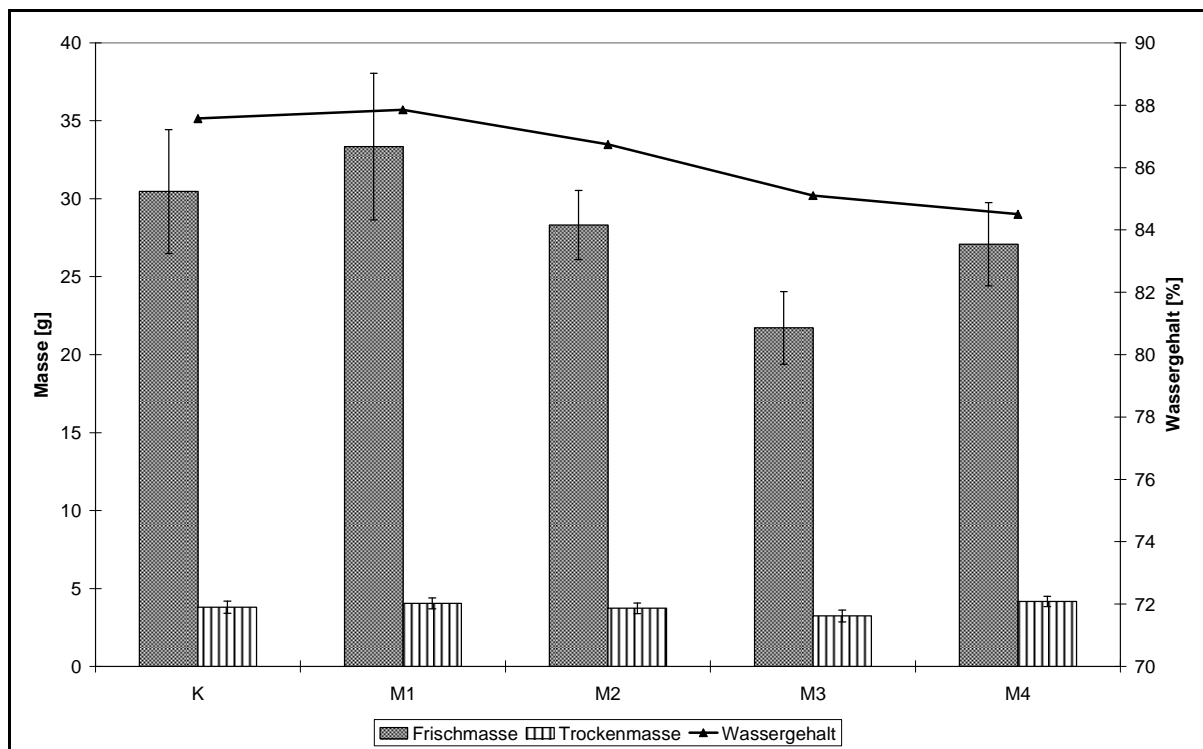


Abbildung 23: Frisch- und Trockenmasse von *Petroselinum crispum*. Substratmischungen: M 1 = 50 % RF, M2 = 60 % RF, M3 = 70 % RF, M4 = 60 % HF, K = 30 % HF

Zum Vergleich der Wuchsleistungen in den unterschiedlichen Substratvarianten wurde die Frisch- und Trockenmasse der Pflanzen ermittelt. In der Abbildung 23 sind die durchschnittlichen Massen der

Pflanzen aus den verschiedenen Substraten aufgezeigt. Interessanterweise haben die Pflanzen aus dem Substrat M1 eine höhere Frischmasse als die aus dem Kontrollsubstrat. Vergleicht man wiederum die Trockenmassen, zeigt sich kein signifikanter Unterschied mehr. Somit scheint hauptsächlich ein höherer Wasseranteil für den Gewichtsunterschied verantwortlich zu sein.

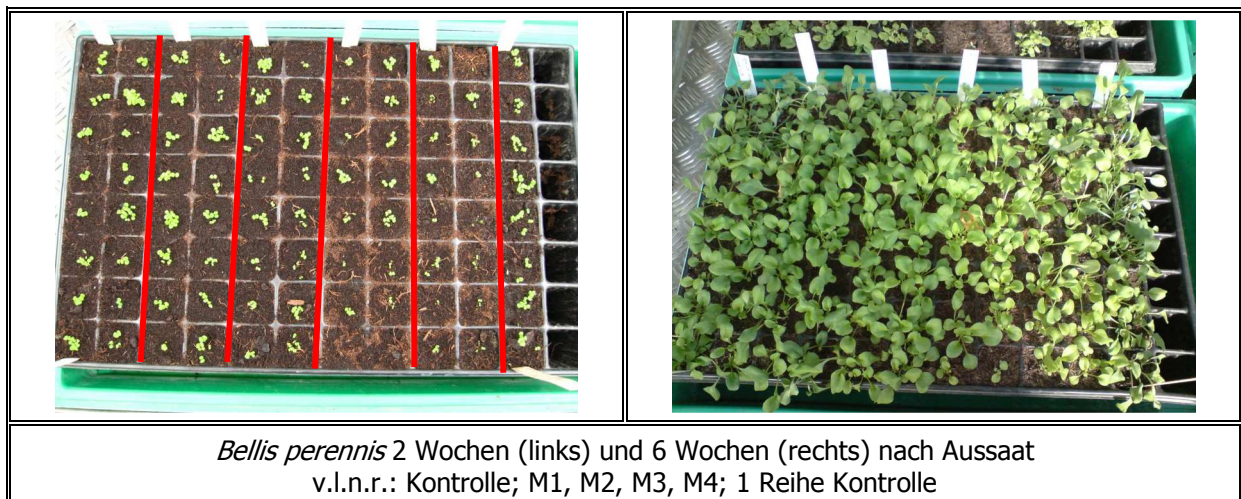
Während die Pflanzen aus den Mischungen M2 und M4 annähernd identische Frischmassen aufweisen, sind die Frischmassen der Pflanzen aus M3 deutlich geringer. Die Mischung 2 enthielt 60 % rotfaule Faser und die Mischung 4 60 % gesunde Holzfasern. Die Mischung 3 hatte eine Zumischung von 70 Vol.% rotfauler Fasern, was darauf hinweist, dass sich diese Menge sichtbar auf das Pflanzenwachstum auswirkt.

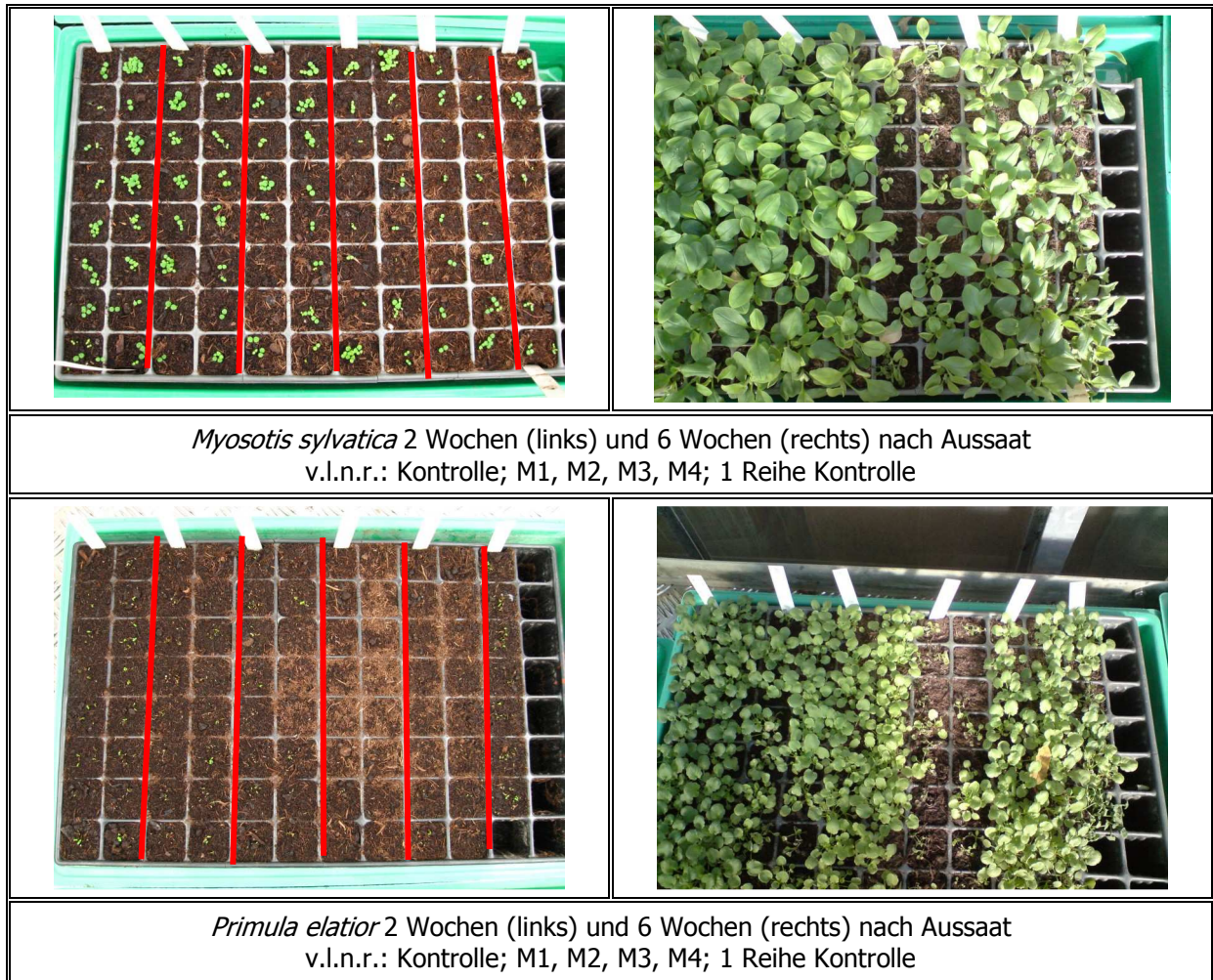
### 3.7 Aussaat und Kultivierungsverlauf von typischen Frühlingsblüchern

Um die Verwendung der verschiedenen Substratvarianten hinsichtlich ihrer Eignung für den professionellen Gartenbau zu testen, wurden gängige Frühlingsblüher ausgesät. Es sollte dabei untersucht werden, ob eine Aussaat und Anzucht der Pflanzen ohne Einschränkung möglich ist.

#### 3.7.1 Aussaat von *Bellis perennis*

Die Aussaat der Frühlingsblüher erfolgte in Aussaatschalen, die von jeder Substratmischung jeweils 2 Reihen enthielt. Die Keimung der unterschiedlichen Pflanzen erfolgte nicht zeitgleich aufgrund der jeweiligen Keimungsdauer.



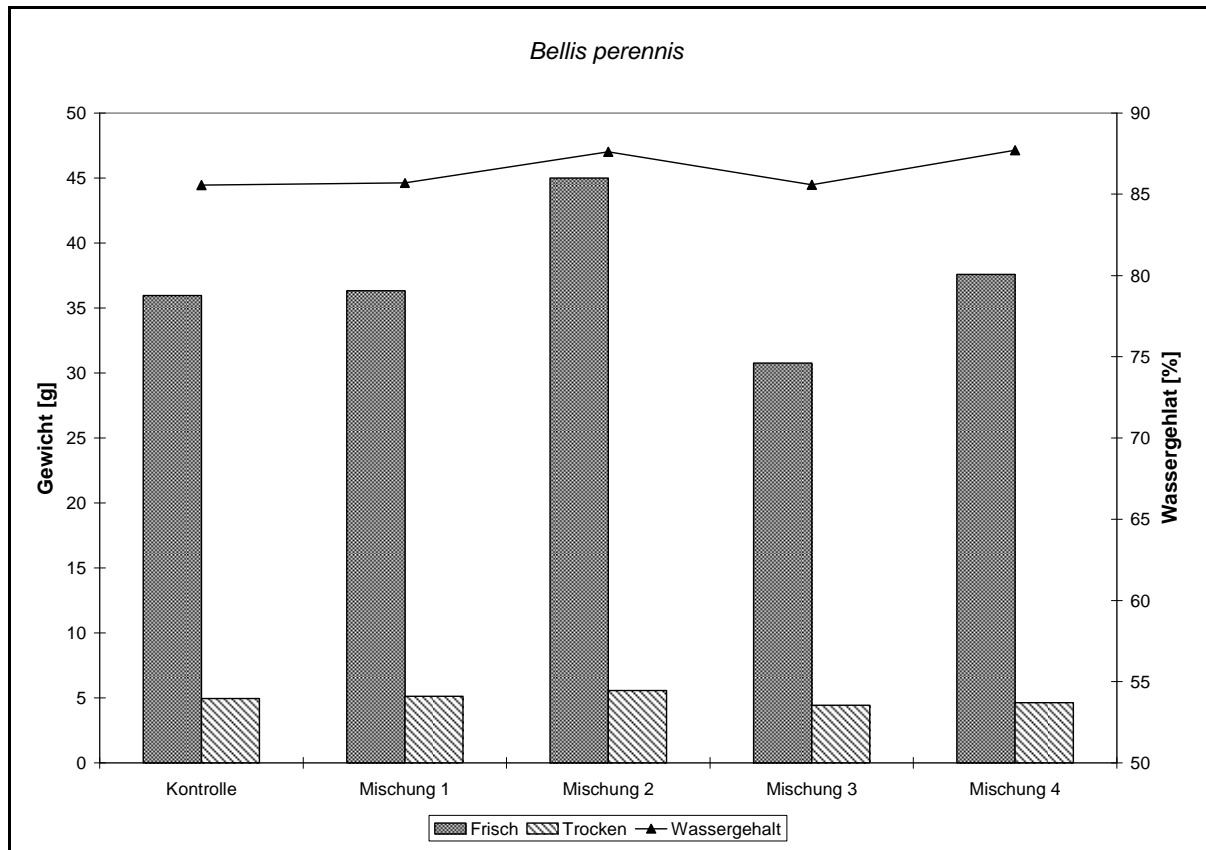


**Abbildung 24: Keimungsverlauf von *Bellis perennis*, *Myosotis sylvatica* und *Primula elatior* nach 2 und nach 6 Wochen in verschiedenen Substraten (Kontrolle = 30 % HF, M1 = 50 % RF, M2 = 60% RF, M3 = 70% RF, M4 = 60 %)**

Innerhalb einer Pflanzenart gab es allerdings Unterschiede einer erfolgreichen Keimung in Abhängigkeit vom verwendeten Substrat.

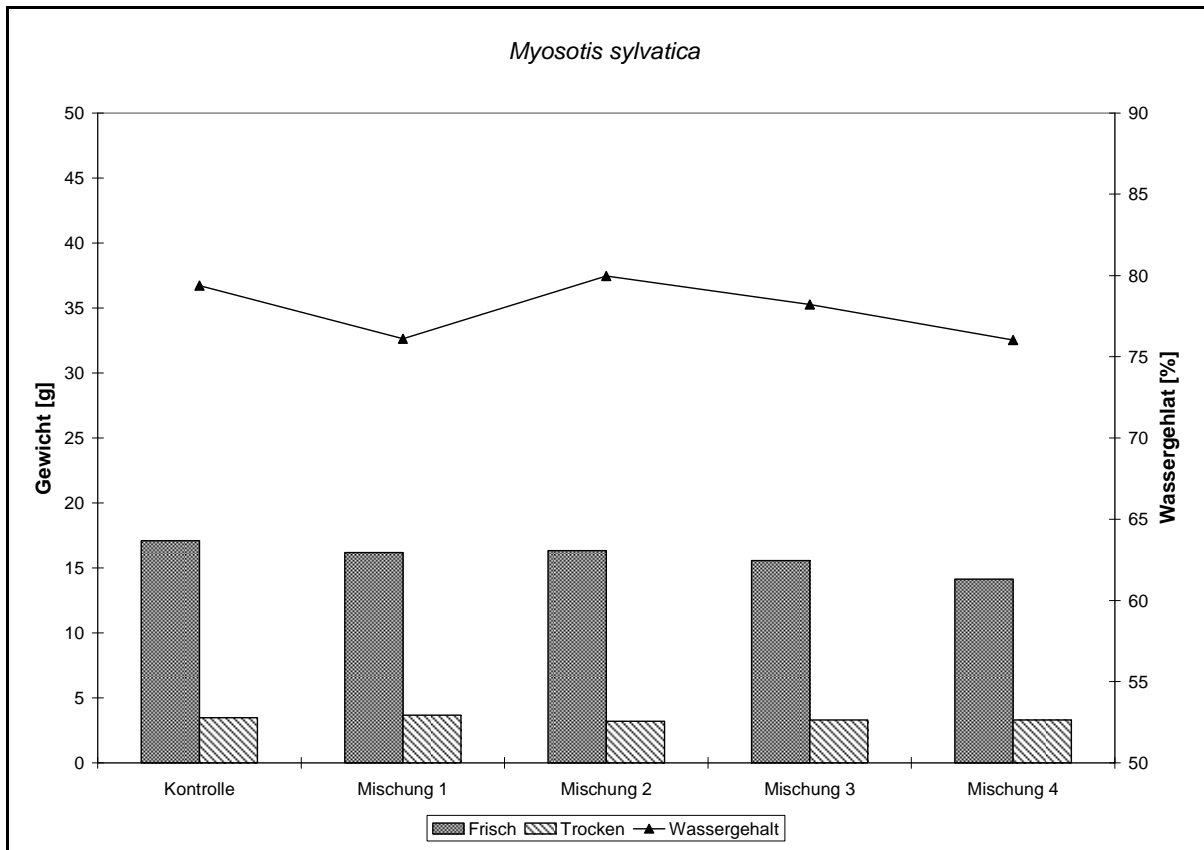
Die Abbildung 24 zeigt, dass insbesondere die Keimung in der Mischung 3 mit einer Beimischung von 70 Vol.-% rotfauler Holzfaser nicht optimal verläuft. In vielen Fächern ist, im Vergleich zu den anderen Substraten, kaum Saatgut aufgegangen. Wobei *Bellis perennis* weniger durch das Substrat beeinflusst wird als *Primula elatior*. Insgesamt lässt sich dabei also feststellen, dass die Mischung 3 mit einem sehr hohen Anteil an rotfauler Holzfaser einen negativen Einfluss auf die Keimung hatte.

Im Verlauf des Versuchs wurden die Pflanzen in einzelne Töpfe mit dem jeweiligen Substrat pikiert und über den Winter kultiviert. Nach 5 Monaten wurden die Pflanzen geerntet und die Frisch- und Trockenmasse bestimmt.

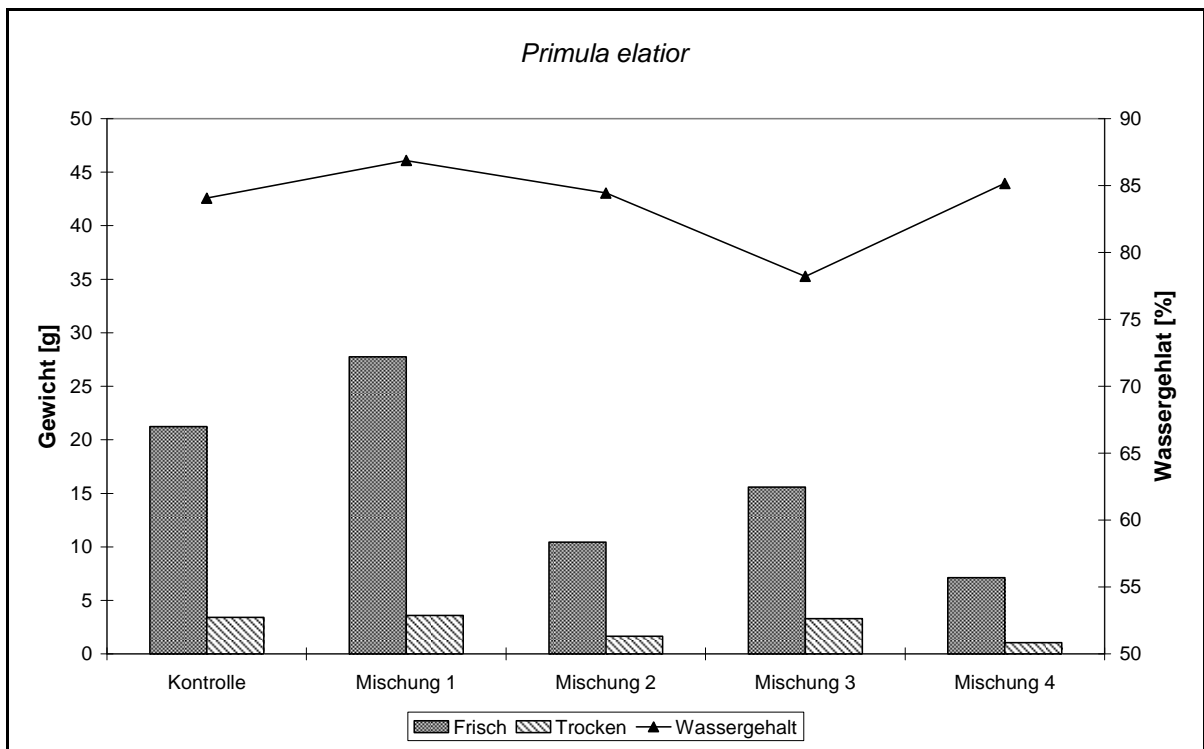


**Abbildung 25: Frisch- und Trockenmasse von *Bellis perennis* nach 5monatiger Kultivierung (Kontrolle = 30 % HF, M1 = 50 % RF, M2 = 60% RF, M3 = 70% RF, M4 = 60 %)**

*Bellis perennis* hatte bei der Aussaat die gleichmäßigste Keimung, trotzdem zeigten die Pflanzen aus der Mischung 3 bei der Ernte die geringste Frischmasse (s. Abbildung 25). Die Mischung 2 mit einem Anteil von 60 Vol.-% rotfauler Holzfasern hatte zwar die höchste Frischmasse, allerdings zeigte sich im Vergleich der Trockenmassen kaum noch ein Unterschied zu der Kontrolle. Die Pflanzen aus Substratmischung 2 hatten also während der Kultivierung deutlich mehr Wasser aufgenommen, als die übrigen Pflanzen.



**Abbildung 26: Frisch- und Trockenmasse von *Myosotis sylvatica* nach 5monatiger Kultivierung (Kontrolle = 30 % HF, M1 = 50 % RF, M2 = 60% RF, M3 = 70% RF, M4 = 60 %)**



**Abbildung 27: Frisch- und Trockenmasse von *Primula elatior* nach 5monatiger Kultivierung (Kontrolle = 30 % HF, M1 = 50 % RF, M2 = 60% RF, M3 = 70% RF, M4 = 60 %)**

*Myosotis sylvatica* zeigte eine gleichmäßige Frischmassenverteilung. Die verschiedenen Substratmischungen hatten somit kaum einen Einfluss auf das Wachstum der Versuchspflanzen. Auch in den Trockenmassen zeigen sich keine Unterschiede (s. Abbildung 26). Auch die anfänglich schlechtere Keimung in Substratmischung 3 hatte im weiteren Verlauf der Kultivierung keinen negativen Einfluss auf das Wachstum.

In der Abbildung 27 sind die Frisch- und Trockenmassen von *Primula elatior* aufgezeigt. Die Frischmasse der Kontrollpflanzen bleibt deutlich hinter der Frischmasse der Pflanzen aus Mischung 1. Allerdings zeigt sich beim Vergleich der Trockenmassen, dass die Pflanzen aus Mischung 1 insgesamt mehr Wasser aufgenommen haben während der Kultivierung. Nach der Trocknung waren die Trockenmassen wieder annähernd identisch. Die Mischungen 2 und 4 mit jeweils 60 Vol.-% Holzfaseranteil lagen deutlich hinter den übrigen Pflanzenmassen der anderen Mischungen. Selbst die Pflanzen aus Mischung 3, in der nur eine sehr verzögerte Keimung stattgefunden hat, zeigten eine deutlich höhere Frisch- und Trockenmasse.

Insgesamt hatten die rotfaulen Fasern im Vergleich zu den gesunden Holzfasern keine nachteilige Wirkung auf die Keimung und die Kultivierung. Ein nachteiliger Faktor ist allerdings der Anteil der Holzfasern an der Substratmischung. Ein hoher Anteil von 70 Vol.-% ist für eine Kultivierung eher ungeeignet.

### **3.8 Ergebnisse der Pflanzversuche in Substratmischungen „NEU“**

#### **3.8.1 Pflanzversuch mit *Impatiens walleriana***

Die Kultivierung von *Impatiens walleriana* wurde noch mal wiederholt mit den Substratmischungen „NEU“. In der Abbildung 28 ist zu erkennen, dass die Pflanzen in der Substratmischung 3 die geringste Pflanzenmasse entwickelt hat. Die Kontrollpflanzen haben eine deutlich höhere Masse als die übrigen Versuchspflanzen aus den anderen Substratmischungen. Vergleicht man hierbei die beiden Mischungen mit je 50 Vol.-% Holzfaser, dann zeigt sich, dass die Pflanzen aus Mischung 1 mit den rotfaulen Holzfasern eine geringere Masse entwickelt haben. Dies lässt darauf schließen, dass die *Impatiens*-pflanzen, die starke Stickstoffzehrer sind, in dem Substrat mit rotfaulen Fasern eine schlechtere Versorgung mit Stickstoff vorgefunden haben. Die sehr geringe Masseentwicklung im Substrat 3 bestärkt diese Annahme. Diese Ergebnisse sind annähernd identisch mit denen aus Abschnitt 3.4.1.

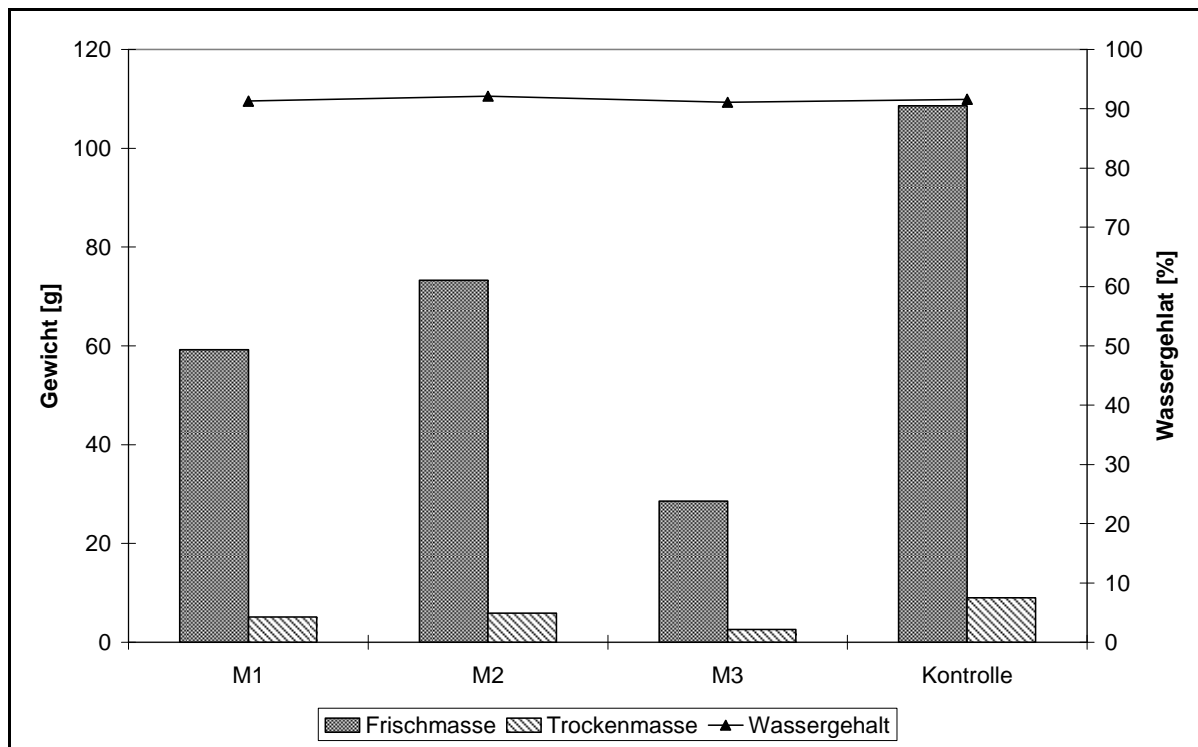


Abbildung 28: Frisch- und Trockenmasse von *Impatiens walleriana* nach 2monatiger Kultivierung (M1 = 50 % RF, M2 = 50 % HF, M3 = 70 % RF, Kontrolle = 30 % HF)

### 3.8.2 Pflanzversuch mit *Tagetes patula*

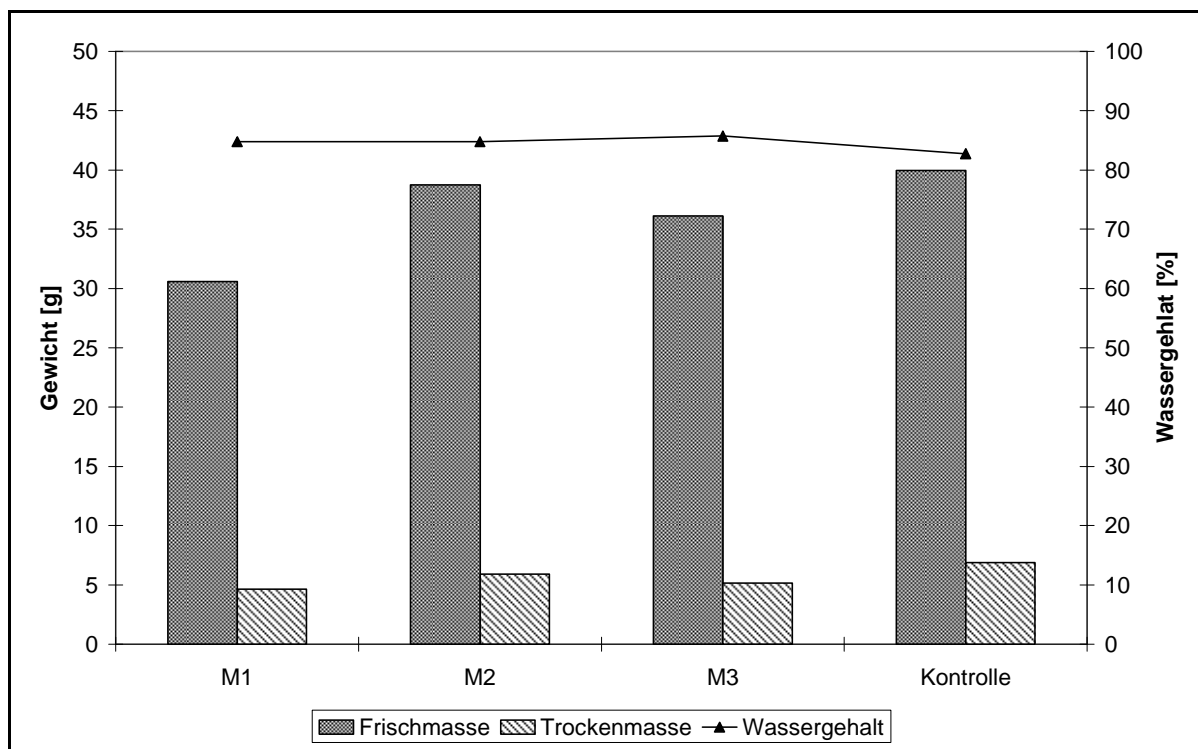


Abbildung 29: Frisch- und Trockenmasse von *Tagetes patula* nach 2monatiger Kultivierung (M1 = 50 % RF, M2 = 50 % HF, M3 = 70 % RF, Kontrolle = 30 % HF)



Nach einer Kultivierungsdauer von 6 Wochen wurden die Pflanzen geerntet. Die Auswertung der Frisch- und Trockenmasse ist in der Abbildung 29 dargestellt. Die Frischmassen sind relativ homogen. Die Pflanzen aus den Substraten 1 und 3 mit Anteilen rotfauler Holzfasern sind im Vergleich zu den Pflanzen aus Substraten mit gesunden Holzfasern etwas schwächer. Dieses Ergebnis zeigt, dass hier weniger der Anteil an Holzfasern einen Einfluss auf das Wachstum hat, sondern viel mehr die Art der Holzfasern. Daher ist davon auszugehen, dass der rotfaule Faseranteil einen negativen Einfluss auf die Wachstumsbedingungen hat. In vorherigen Versuchen war dies nicht der Fall, dort hatte der Faseranteil einen entscheidenden Einfluss auf das Wachstum und nicht die Faserart.

### 3.8.3 pH-Wert und Salzgehalt während der Kultur von *Ocimum basilicum*

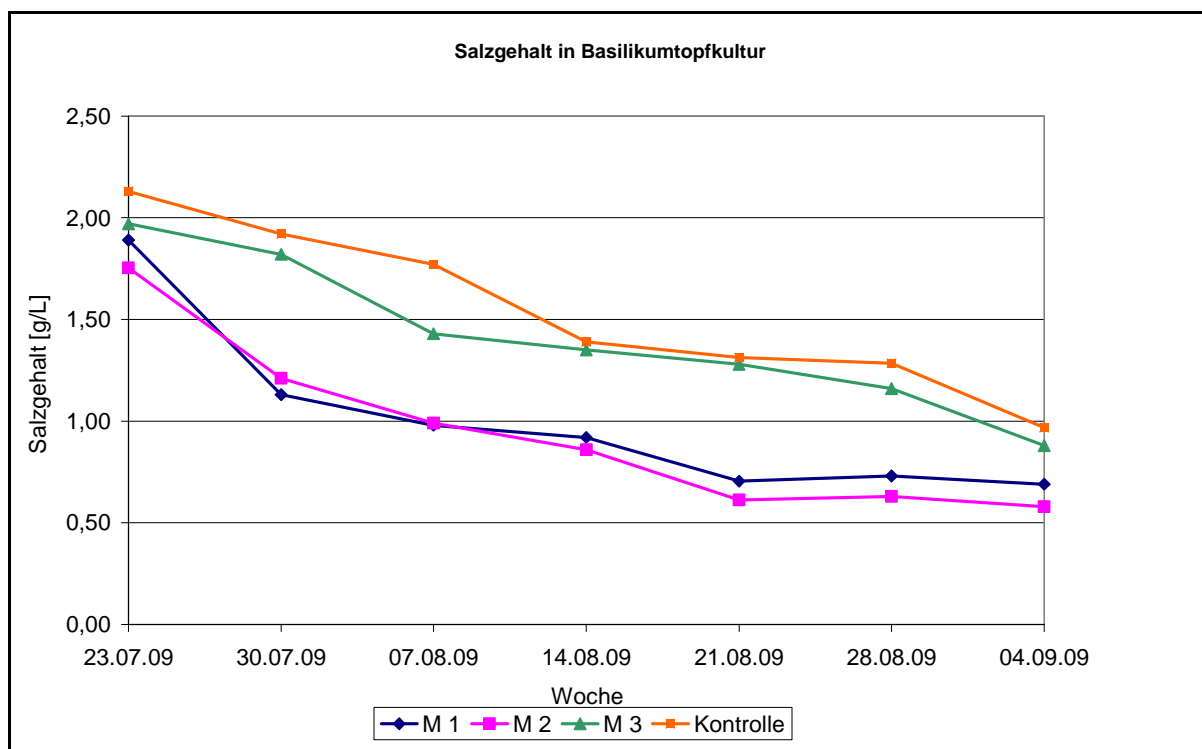
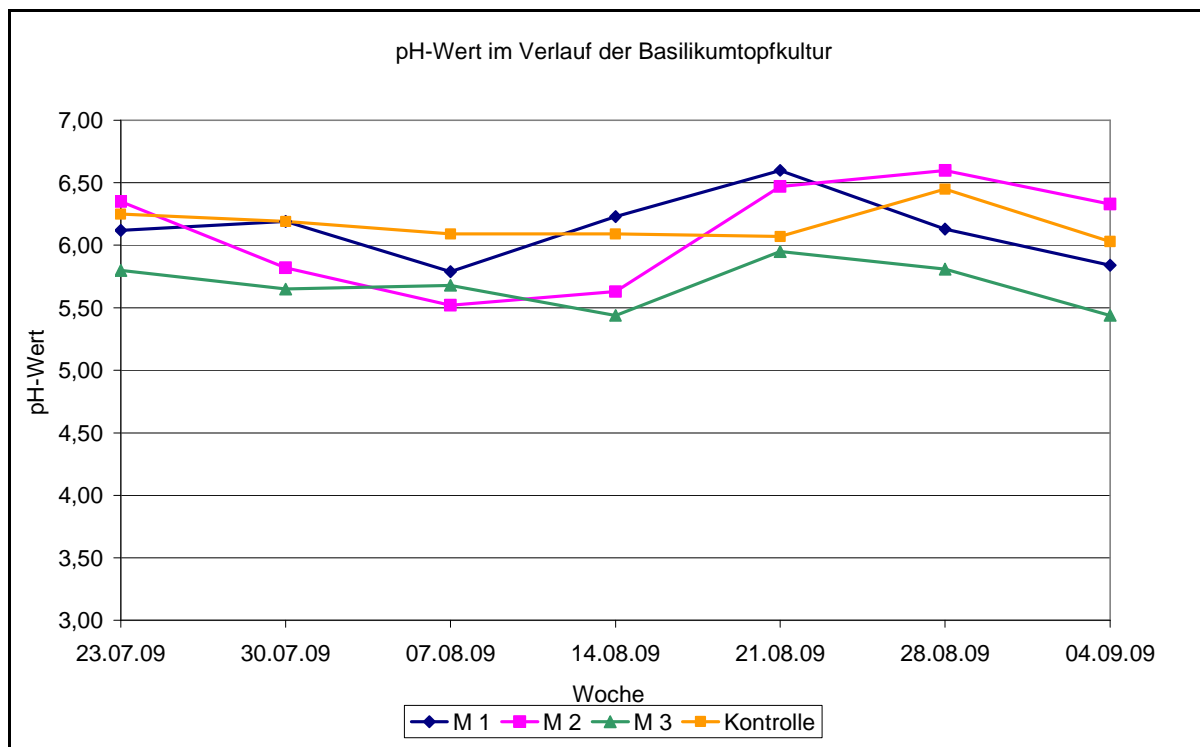


Abbildung 30: Veränderung des Salzgehaltes in den unterschiedlichen Substratmischungen über einen Zeitraum von 6 Wochen (M1 = 50 % RF, M2 = 50 % HF, M3 = 70 % RF, Kontrolle = 30 % HF)

Der Salzgehalt in Substraten ist stark abhängig von der Aufdüngung zu Beginn der Kultur. Man unterscheidet zwischen Nullsubstraten, Pikier- und Topfsubstraten. Nullsubstrate sind ohne Düngung und werden für Aussaaten und Zumischungen von Depotdüngern verwendet. Pikiersubstrate sollten einen Salzgehalt von 1,0 bis 2,0 g/l Substrat enthalten. Sie finden Verwendung bei der Jungpflanzenanzucht und bei der Kultivierung von Pflanzen mit geringer Salztoleranz bzw. geringem Nährstoffbedarf. Die Topfsubstrate kommen bei Pflanzen mit normalen Nährstoffansprüchen und guter Salzverträglichkeit zum Einsatz. Hier darf der Salzgehalt bei 2,0 bis 3,0 g/l Substrat liegen.

Bei der Basilikumaussaat wurden die Substrate vor Beginn der Kultivierung mit 1,5 g/l NPK-Dünger aufgedüngt. Die Messungen erfolgten direkt ab Beginn der Aussaat im wöchentlichen Abstand. Insgesamt lag der Salzgehalt zu Beginn des Versuchs in einem Bereich um 2 g KCl pro Liter Substrat. Die Substratmischungen wiesen höhere Werte als 1,5 g KCl pro Liter Substrat auf. Dies ist möglicherweise darauf zurückzuführen, dass bei der Herstellung der Substrate bereits eine Aufdüngung mit Nährstoffen stattgefunden hatte (s. Tabelle 1). Das Kontrollsubstrat zeigte die schwächste Salzabnahme im Gegensatz zu den Substraten der Mischung 1 (50 Vol.-% RF) und 2 (50 Vol.-% HF). Hier fand eine schnellere Salzabnahme statt. Die Substratmischung 3 (70 Vol.-% RF) zeigt eine ähnlich geringe Salzabnahme wie die Kontrolle. Möglicherweise ist dies auf eine leicht verzögerte Keimung und ein daher ein schwächeres Wachstum zurückzuführen.

Während der Kultur mit Basilikum nahm der Salzgehalt in allen Substraten nach und nach ab, da die Nährsalze von den Pflanzen aufgenommen wurden. Zu Beginn war die Salzabnahme nicht so stark, was mit der geringen Pflanzenanzahl und -größe zusammen hängt. Erst in der dritten Woche war eine stärkere Salzabnahme festzustellen. Zu diesem Zeitpunkt hatten die Pflanzen den Topf bereits gut ausgefüllt. Der Versuch wurde nach 6wöchiger Kultivierung abgebrochen. Bei einer Weiterkultivierung hätte ab der 7. Woche bereits geringfügig nachgedüngt werden müssen.



**Abbildung 31: Veränderung des pH-Werts in den unterschiedlichen Substratmischungen über einen Zeitraum von 6 Wochen (M1 = 50 % RF, M2 = 50 % HF, M3 = 70 % RF, Kontrolle = 30 % HF)**

Der pH-Wert in einem Substrat ist ein bedeutender Faktor in der Kultivierung von Topfpflanzen. Durch den pH-Wert wird die Verfügbarkeit und Aufnahme von Nährstoffen beeinflusst, in dem sich der pH-

Wert direkt auf die Wurzeln auswirkt und indirekt über die Beeinflussung verschiedener chemischer und mikrobieller Prozesse (MOLITOR, 1995). Veränderungen des pH-Wertes wirken sich allerdings eher in einer langen Kulturdauer aus und weniger in einer Topfkultur mit kurzen Kulturzeiten. Ein hoher pH-Wert führt zu einer Festlegung von Spurenelementen und damit zu Mangelercheinungen bei der Pflanze, z.B. Eisenmangel-Chlorosen, während ein zu niedriger pH-Wert eine Freisetzung verursacht, die zu pflanzenschädlichen Konzentrationen ansteigen können. Außerdem wird die Aufnahme von Kalzium, Magnesium und Kalium vermindert.

Während einer Kultur kann sich der pH-Wert verändern, insbesondere durch das Gießwasser und die N-Düngung. Der Gehalt an Hydrogencarbonat ( $\text{HCO}_3^-$ )-Ionen beeinflusst die sogenannte Wasserhärte. Die frühere Bezeichnung in  $^\circ\text{dKH}$  wurde ersetzt durch  $\text{mmol/Liter HCO}_3^-$  und beschreibt die Säurekapazität. Diese  $\text{HCO}_3^-$ -Ionen liegen meistens in Verbindung mit Calcium vor und bilden das Calciumhydrogencarbonat, welches nur in wässriger Lösung vorkommt. Der Anteil an  $\text{HCO}_3^-$ -Ionen beeinflusst direkt die pH-Werte in Substraten.

Ein weiterer Faktor ist die Düngung mit Stickstoff. Dieser liegt normalerweise in Form von Ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ), Nitrat ( $\text{NO}_3^-$ ) oder Harnstoff-Stickstoff vor. Während eine Düngung mit  $\text{NH}_4^+$  zu einer Versauerung führt, kann sich eine Zufuhr von Nitrat leicht pH erhöhend auswirken. Allerdings mit einem deutlich schwächeren Effekt als Ammonium-N.

Daher ist die Stabilisierung des pH-Wertes in Substraten ein wichtiges Qualitätsmerkmal. Bereits in früheren Untersuchungen (MEINKEN und FISCHER, 1993) konnte gezeigt werden, dass Holzfasern eine leicht pH-Wert erhöhende Wirkung aufweisen. Unter stark versauernden Bedingungen (ammoniumbetonte Düngung und weiches Gießwasser) können Holzfasern jedoch dazu beitragen den pH-Wert relativ konstant zu halten.

In der Abbildung 31 zeigt sich, dass die pH-Werte bei den Substraten mit hohem Holzfasergehalt (50 - 70 Vol.-%) stärkere pH-Schwankungen aufweisen, als die Kontrolle. Insgesamt betrachtet liegen aber alle Mischungen in einem akzeptablen Bereich zwischen 5,5 und 6,5. Dies ist unter anderem auf die Verwendung von Rindenhumus in den Mischungen zurückzuführen, da dieser ein hohes pH-Pufferungsvermögen aufweist. Die Mischung 3 (70 Vol.-% RF) weist den niedrigsten pH-Wert auf. Dies widerspricht der Aussage, dass Holzfasern eine pH-Wert erhöhende Wirkung haben, allerdings könnte in diesem Zusammenhang die Aufdüngung mit dem NPK-Dünger diesen Effekt hervorgerufen haben, da dieser Dünger Ammoniumbetont ist. Im Laufe der Kulturzeit stieg der pH-Wert wieder leicht an um dann bei allen Substraten am Ende des Versuchs wieder leicht zu sinken. Das Göttinger Wasser, welches zum Gießen der Pflanzen verwendet wurde, enthält laut der Analyse der Göttinger Stadtwerke einen Calciumcarbonatanteil von 1,1-1,3  $\text{mmol/l}$  und ist somit als sehr „weiches“ Wasser einzustufen. Somit konnte ein Anstieg des pH-Wertes aufgrund des Gießwassers ausgeschlossen werden. Eher war mit einer stärkeren Absenkung zu rechnen, aufgrund der ammoniumbetonten Düngung. Abschließend lässt sich zu dem Versuch sagen, dass man einen Effekt auf den pH-Wert erst nach einer deutlich längeren Kulturzeit feststellen kann und diese Ergebnisse eine Tendenz zeigen.

## 4 Zusammenfassung

Die deutsche Torf- und Humuswirtschaft ist mit über 50% Lieferanteil innerhalb der EU der wichtigste Produzent von Torfprodukten für gärtnerische Zwecke. Jährlich werden für die Herstellung der Gartenbauprodukte ca. 9 bis 10 Mio. m<sup>3</sup> Torf und zwar ca. 6 Mio. m<sup>3</sup> Schwarztorf und 3 bis 4 Mio. m<sup>3</sup> Weißtorf verwendet (VOGTMANN, 2005). Torf ist aufgrund seiner Struktur und chemischen Zusammensetzung ein ideales Kultursubstrat.

Allerdings können die Flächen, die durch den weltweiten Torfabbau zerstört werden, nur bedingt wieder renaturiert werden und verlieren ihren Moorcharakter völlig. Da Torfflächen pro Jahr nur ca. 1 mm wachsen sind diesen Flächen nicht als nachwachsend zu betrachten. Unter diesem Aspekt ist der Gartenbau von Seiten des Umwelt- und Naturschutzes gefordert den Torfverbrauch einzuschränken, bzw. mögliche Alternativen zu suchen. Bereits jetzt werden Substrate erfolgreich mit Rindenhumus und diversen Zuschlagstoffen wie z.B. Kokos- oder Holzfasern verwendet. Letztere werden bisher aus unbehandelten Sägeresthölzern, wie z.B. Hackschnitzeln und Schälspänen aus Fichte und Kiefer hergestellt.

Da die energetische Nutzung von Hackschnitzeln und Pellets immer mehr fortschreitet bildet dieser Industriezweig eine direkte Konkurrenz für die Holzverwendende Substratindustrie. Auf der Suche nach alternativen Holzsortimenten ist die Verwendung von rotfauler Fichte eine Möglichkeit. Die durch den Weißfäulepilz *Heterobasidion annosum* befallenen Fichten bzw. Stammabschnitte finden nur geringe Abnehmer. Der Pilz ist ein Fäuleerreger und verursacht im Stamminneren starke Zerstörungen in der Holzstruktur. Dieses Holz ist für die Sägeindustrie nur von geringem Interesse.

Aufgabe dieses Projektes war es daher eine wertschöpfende Nutzung von rotfaulem Fichtenholz in Form von Holzfasern in der Substratherstellung zu untersuchen. Das rotfaule Holz wurde thermo-mechanisch bei der Fa. Kleeschulte in Rüthen aufgeschlossen und in unterschiedlichen Substratmischungen als Zuschlagstoff verwendet. Diese Substratmischungen sollten hinsichtlich ihrer chemischen und physikalischen Eigenschaften und bei Pflanzenversuchen untersucht werden.

Die analytischen Untersuchungen an gesunden und rotfaulen Holzfasern haben gezeigt, dass:

Beide Fasersorten haben einen pH-Wert von ca. 5,1 bis 5,2 und sind somit im mäßig sauren Bereich einzuordnen. Für eine Verwendung als Zuschlagstoff im Substrat ist dieser Wert optimal. Der Salzgehalt liegt zwischen 0,22 bei den gesunden Fasern und bei 0,26 bei den rotfaulen Fasern. Beide Werte sind unter 1 g KCl/Liter Substrat und erfüllen somit die notwendigen Anforderungen. Eher nachteilig ist ein sehr hohes C/N-Verhältnis von 202:1 bei Holzfaser „gesund“ und 212:1 bei Holzfaser „rotfaul“. Dieses hohe Verhältnis begünstigt die N-Immobilisierung durch Mikroorganismen. Eine Messung des Extraktstoffgehaltes nach der Heißwassermethode zeigte, dass im rotfaulen Holz mit 3,1 % gegenüber dem gesunden Holz mit 1,3 % deutlich mehr Extraktstoffe zu finden waren. Möglicherweise wurde dieser Unterschied durch den Holzabbau des Rotfäulepilzes hervorgerufen.

Die physikalischen Eigenschaften der Fasern zeigten keine Unterschiede zwischen rotfaulen und gesunden Fasern. Die Wasserkapazität lag mit etwas unter 35 % unter den Anforderungen nach der

Gütegemeinschaft Substrate für Pflanzen e.V. Die Fasern hatten mit 95 % ein sehr hohes Porenvolumen und mit 64 % eine sehr hohe Luftkapazität. Dies kann sich bei einer Kulturführung negativ auf die Wasserspeicherung auswirken. Allerdings sollen Holzfasern nur als Zuschlagstoff verwendet werden und nicht als alleinige Substratkomponente.

Die Substratmischungen wurden unterteilt in Mischungen „ALT“ und Mischungen „NEU“. Im Laufe des Projektes wurden noch mal frische Mischungen geliefert um chemische und physikalische Veränderungen durch die Lagerung auszuschließen. Daher wurden diese Mischungen mit „NEU“ bezeichnet. Die analytischen Untersuchungen ergaben folgende Ergebnisse:

Die pH-Werte der Mischungen „ALT“ wiesen einen pH-Bereich auf, der von 4,43 bis 5,38 reichte. Die Mischung 3 mit einer Zugabe von 70 Vol.-% rotfauler Faser hatte den niedrigsten pH-Wert. Insgesamt waren die pH-Werte der Substrate mit rotfaulen Fasern niedriger als die Substrate mit gesunden Fasern. Während diese Substrate noch im mäßig sauren Bereich waren, befanden sich die Substrate mit rotfaulen Faseranteilen bereits im Bereich stark sauer. Im Vergleich dazu haben die Substratmischungen „NEU“ alle einen pH-Wert um 6 herum. Dieser Unterschied in den beiden Mischungsvarianten könnte in der längeren Lagerzeit der Mischungen „ALT“ liegen. Möglicherweise wurde hier bereits durch mikrobiellen Abbau der pH-Wert verändert.

Die Salzgehalte aller Mischungen sind geringer als 1 g KCl/Liter Substrat und somit im geforderten Bereich.

Im Vergleich der Wasserkapazitäten, dem Porenvolumen und der Luftkapazität zeigt sich, dass in allen Mischungen mit steigendem Faseranteil die Luftkapazität zu und die Wasserkapazität abnimmt. Dies ist wiederum auf eine Zunahme des Grobporenanteils zurückzuführen und nur bis zu einem bestimmten Grad bei Substraten erwünscht. Die Ergebnisse der Siebanalyse zeigen, dass alle Mischungen „ALT“ eine mehr oder weniger identische Verteilung der Partikel aufweisen. Insgesamt erfüllen alle die Anforderung nur maximal 10 % an übergroßen Partikeln ( $\leq 40$  mm) zu enthalten.

Ein wichtiges Qualitätsmerkmal bei Substraten ist die Sackung im Topf oder Container während der Kultur. In diesem Versuch zeigte sich, dass die Kontrolle die geringste Sackung aufwies während die Substrate mit einem erhöhten Holzfaserteil stärker im Topf zusammen sackten. Die Mischung 1 (50 Vol.-% RF) und Mischung 4 (50 Vol.-% HF) hatten die stärkste Sackung von 13,3 % bezogen auf die Ausgangsfüllhöhe. Allerdings zeigte sich in einem Vergleich des relativen Masseverlustes, dass bei der Mischung 1 ein verstärkter mikrobieller Abbau stattgefunden, während die Mischung 4 und die Kontrolle zwar eine mechanische Verdichtung aufwies aber einen geringeren Masseverlust. Die Mischungen mit rotfauler Faser hatten alle einen relativ hohen Masseverlust.

In den Pflanzenversuchen wurden verschiedene Pflanzen in den jeweiligen Substraten kultiviert. Dabei wurden Stickstoffzeher, Topfkräuter und typische Frühlingspflanzen untersucht. Insbesondere hinsichtlich des Wachstums, dem Aussaatverhalten und der Kultivierung über einen längeren Zeitraum.

Insgesamt lässt sich hier feststellen, dass die Pflanzen in den Kontrollsubstraten immer das beste Wachstum und die beste Keimung aufwiesen. Sie zeigten am wenigsten Anzeichen für Nährstoffmangel. Mit zunehmendem Anteil an Holzfasern im Substrat verschlechterte sich das Wachstum und Nährstoffmangel in Form von Blattverfärbungen trat vermehrt auf. Dabei ist festzustellen, dass nicht die Faserart entscheidend war sondern der jeweilige Anteil an Holzfasern. Somit zeigt sich, dass Fasern aus rotfaulem Holz bis zu einem gewissen Anteil durchaus als Zuschlagstoff in Substraten geeignet ist.

Bei der Untersuchung der chemischen Eigenschaften während der Kultur von Basilikum zeigt sich, dass der Salzgehalt in den Substraten, in Abhängigkeit von der Aufdüngung, mit zunehmender Kulturzeit geringer wird. Hierbei zeigte sich ein Unterschied in der Menge der Salzabnahme in den Mischungen 1 (50 Vol.-% RF) und 2 (50 Vol.-% HF) im Vergleich zu der Kontrolle und der Mischung 3 (70 Vol.-% RF). Letztere zeigten eine deutlich schwächere Salzabnahme über den Versuchszeitraum. Die pH-Werte in den Mischungen zeigten kleinere Schwankungen, bewegten sich aber im Rahmen von pH 5,5 bis pH 6,5. Die Verwendung von Holzfasern hat. Im Laufe der Kulturzeit stieg der pH-Wert wieder leicht an um dann bei allen Substraten am Ende des Versuchs wieder leicht zu sinken. Der Anteil an Holzfasern wirkt sich nicht nachteilig auf die pH-Stabilität aus, da hier insbesondere durch den Anteil an Rindenumus ein gutes pH-Pufferungsvermögen in den Substraten vorliegt. Insgesamt lässt sich feststellen, dass die pH-Werte relativ konstant blieben, allerdings hätte der pH-Wert noch über eine längere Kulturdauer beobachtet werden müssen, um eine abschließende Aussage hinsichtlich der pH-Stabilität in den Substraten treffen zu können.

Aufgrund der in diesem Projekt erreichten Ergebnisse kann zusammenfassend gesagt werden, dass die Verwendung von rotfaulem Fichtenholz als Zuschlagstoff in der Substratherstellung durchaus eine Alternative zu den bisherigen Holzsortimenten darstellt. Bei der Herstellung von Substraten mit Holzfasern hat sich gezeigt, dass es hier weniger auf die Art der Holzfaser ankommt, als vielmehr auf das Mischungsverhältnis in dem Substrat.

Die Verwendung von rotfaulem Fichtenholz in der Substratherstellung könnte so zum einen den Torfabbau für die Substratherstellung reduzieren und zum anderen eine wertschöpfende Nutzung der rotfaulen Holzsortimente schaffen.

## 5 Literatur

Bohne, H. (2006): Gehölzforschung. Band 6, Abt. Baumschule, Institut für Zierpflanzen- und Gehölzwissenschaften. Universität Hannover

Gruda, N. und W.H. Schnitzler (2000): Journal of Applied Botany. Nr 74, S. 233-239

Gruda, N., v. Tucher, S. und W.H. Schnitzler (2000): N-Immobilisierung in Holzfasersubstraten bei der Anzucht von Tomatenjungpflanzen (*Lycopersicon lycopersicum* (L.) Karst. Es Farw.). Journal of Applied Botany 74, 32-37, S. 32-37

Günther, J. (1993): Welche Substrate braucht der Gärtner? Gartenreport, Nr. 5, S. 20-31

Jansen, H., Bachthaler, E., Fölster, E. und Scharpf, H.C. (1979): Gärtnerischer Pflanzenbau, 3. Auflage. Ulmer Verlag, Stuttgart

Meinken, E. und Fischer, P. (1993): pH-Pufferung von Holzfasersubstraten. GbGw, Nr. 93 (26), S. 1223-1224

Meinken, E. (1997): Sackungsverhalten von Holzfasern. Handelsprodukte reagieren unterschiedlich. Gärtnerbörse 9, S. 494-496

Molitor, H.-D. (1995): Veränderung des pH-wertes in Substraten und Möglichkeiten der Einflußnahme. Neustädter Hefte, LVG Neustadt. Nr. 74, S. 33-44

PEAT AND GROWING MEDIA ASSOCIATION: <http://www.epagma.org/> Datum: 23.09.2009

Steffens, P. (1996): Mires and peat resources in Germany. Geological Survey of Lower Saxony. Hanover. Erschienen in Lappalainen, E. (1996): Global peat resources. International peat society. Unesco: 77

Vogtman, H. (2005): Dem Klimawandel vorbeugend begegnen – regionale Nährstoffkreise schließen. Bundesamt für Naturschutz. Seminar auf der Jugendburg Ludwigstein im Oktober 2005, [http://www.bfn.de/0504\\_2005.html](http://www.bfn.de/0504_2005.html) Datum: 30.09.2006.

Woodward, S., Stenlid, F., Karjalainen, R. und A. Hüttermann (1998): Heterobasidion annosum: Biology, Ecology, Impact and Control. CAB International, Wallingford. UK

Wrede, A. (2001): Überprüfung und Neuentwicklung von Untersuchungsmethoden zur Ermittlung der Kennwerte des Luft – und Wasserhaushalts von Kultursubstraten. Dissertation Universität Hannover