

**Untersuchung von biotechnologisch durch  
den Pilz *Heterobasidion annosum in vivo*  
degradiertem Fichtenholz als  
Pflanzensubstrat und Torfersatz**

**Dissertation**

zur Erlangung des Doktorgrades  
der Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie  
der Georg-August-Universität Göttingen

vorgelegt von  
Kai Ludwig  
geboren in Osnabrück

Göttingen, April 2007

## **D 7**

1. Berichterstatter: Prof. Dr. A. Kharazipour

2. Berichterstatter: Prof. Dr. E. Roffael

Tag der mündlichen Prüfung: 11.07.2007

<http://resolver.sub.uni-goettingen.de/purl/?webdoc-1525>

## Danksagung

Im Rahmen von Doktorarbeiten ist es gang und gäbe, dass die betreuende Person „Doktorvater“ tituiert wird. Leider wird aber nicht jeder Betreuer diesem Titel auch gerecht. Besonders vor dem Hintergrund dieser Tatsache möchte ich meinem Doktorvater, Prof. Dr. A. Kharazipour, dafür danken, dass er mir wahrhaftig ein Doktorvater gewesen ist! Er gab mir zahlreiche fachliche Hilfestellungen und hatte darüber hinaus auch für persönliche Angelegenheiten stets ein offenes Ohr! Besonders erfreulich war es, wenn ich Gast in seinem Hause sein durfte. Die Besuche waren immer mit einem opulenten Mahl und iranisch, familiärer Atmosphäre verbunden. Für diese zahlreichen Erfahrungen und Erlebnisse möchte ich Ihnen, Herrn Prof. Dr. A. Kharazipour, an dieser Stelle noch mal besonders danken!

Ferner gilt mein Dank den zahlreichen Personen meiner Arbeitsgruppe, die mir ebenfalls mit Rat und Tat zur Seite standen. Hier wären Frau Dr. C. Müller, Herr Dr. C. Schöpfer, Herr C. Bohn, Herr L. Klöser, Herr H. Vos, Herr M. Euring, Herr M. Bartholme sowie Herr M. Reichel zu nennen. Besonders bedanken möchte ich mich bei Herrn V. Meng, Herrn V. Wedemeyer und Frau M. Smiatacz, ohne die ich manche der Pflanzversuche nicht hätte durchführen können. Außerdem gaben sie mir unzählige Tipps, die mir sehr geholfen haben.

Darüber hinaus danke ich der Firma Toresa<sup>®</sup> Deutschland GmbH für die Herstellung der Holzfasersubstrate sowie dem Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz, hier insbesondere der Fachagentur Nachwachsende Rohstoffe, für ihre finanzielle Unterstützung.

Prof. Dr. E. Roffael danke ich dafür, dass er sich bereit erklärt hat meine Arbeit als Zweitgutachter zu beurteilen.

Last but not least möchte ich meiner Frau für ihre Geduld und ihre kritischen Anregungen danken. Ohne ihren pedantischen Blick wäre der ein oder andere Fehler in dieser Arbeit nicht gefunden worden!



## Inhaltsverzeichnis

<b>1. Einleitung</b>	<b>1</b>
1.1 Zielsetzung	3
<b>2. Theoretische Grundlagen</b>	<b>4</b>
2.1 Holzaufbau	4
2.1.1 Cellulose	6
2.1.2 Hemicellulosen	7
2.1.3 Lignin	7
2.1.4 Extraktstoffe	9
2.2 <i>Heterobasidion annosum</i> (Fr.) Bref.	11
2.3 Torfabbau	15
2.4 Kompost	20
<b>3. Material und Methoden</b>	<b>25</b>
3.1 Herstellung des Holzfasersubstrates	25
3.2 Analytik	26
3.2.1 Ligninbestimmung	27
3.2.2 Bestimmung des Pentosangehaltes nach DIN 54 361	28
3.2.3 Aschegehalt	29
3.2.4 Kaltwasserextraktion	29
3.2.5 Heißwasserextraktion	30
3.2.6 Ethanol-Cyclohexanextraktion	30
3.2.7 Bestimmung der Darrdichte von gesundem und befallenem Fichtenholz mit dem Labor-Dichteprofilmessgerät (DA-X)	31
3.2.8 Bestimmung des Wasserrückhaltevermögens	32
3.2.9 Ermittlung des Stickstoffgehaltes nach der Kjeldahl-Methode (DIN EN 25 663)	32
3.2.10 Bestimmung der Schüttdichte nach DIN EN 12 580	36
3.2.11 Siebanalyse nach DIN 66 165	36
3.2.12 Bestimmung der Rohdichte von Holzfasersubstraten nach VDLUFA A 13.2.2	37
3.2.13 Rasterelektronenmikroskop „SEM 515“ (REM)	38
3.3 Pflanzversuche	39
3.3.1 Versuch mit Trieb-Kopfsalat ( <i>Lactuca sativa</i> L. var. <i>capitata</i> L. 'Fenston')	39
3.3.2 Versuch mit Radieschen ( <i>Raphanus sativus</i> L. var. <i>sativus</i> 'Radies Tarzan F1')	42
3.3.3 Versuch mit Buschbasilikum ( <i>Ocimum basilicum</i> L.)	43
3.3.4 Versuch mit Cocktailtomaten ( <i>Lycopersicon esculentum</i> Mill. var. <i>cerasiforme</i> Dunal 'Favorita F1')	45
3.3.5 Versuch mit Lawsons Scheinzypressen ( <i>Chamaecyparis lawsoniana</i> (A. Murray) Parl. 'Van Pelt's Blue')	47
3.4 Untersuchungsparameter bei den Pflanzversuchen	50
3.4.1 pH-Wert Bestimmung	50
3.4.2 Salzgehalt	50
3.4.3 Frischgewicht	51
3.4.4 Trockengewicht	51

## Inhaltsverzeichnis

---

3.4.5	Bestimmung der Haupt- und Spurennährstoffe in Kultursubstraten nach der CAT-Methode gemäß VDLUFA A 13.1.1	51
<b>3.5</b>	<b>Lagerversuche</b>	<b>53</b>
3.5.1	Lagerung in Big-Bags	53
3.5.2	Inkubationsversuch	53
3.5.3	Lagerversuche bei unterschiedlichen Umgebungstemperaturen	53
<b>3.6</b>	<b>Herstellung von Pflanzcontainern</b>	<b>54</b>
<b>3.7</b>	<b>Herstellung von Pflanztöpfen</b>	<b>56</b>
<b>3.8</b>	<b>Industrierversuch im Säge- und Hobelwerk Oberweser</b>	<b>59</b>
<b>4.</b>	<b>Ergebnisse und Diskussion</b>	<b>60</b>
<b>4.1</b>	<b>Herstellung von Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz</b>	<b>60</b>
<b>4.2</b>	<b>Analytische Ergebnisse</b>	<b>63</b>
4.2.1	Ligningehalt	63
4.2.2	Pentosangehalt	65
4.2.3	Aschegehalt	66
4.2.4	Extraktstoffgehalt nach der Kaltwasserextraktion	67
4.2.5	Extraktstoffgehalt nach der Heißwasserextraktion	70
4.2.6	Extraktstoffgehalt nach der Ethanol-Cyclohexanextraktion	74
4.2.7	Darrdichte von gesundem und befallenem Fichtenholz	75
4.2.8	Wasserrückhaltevermögen (WRV-Wert) des gesunden und befallenen Fichtenholzes	76
4.2.9	Stickstoffgehalt in gesundem und befallenem Fichtenholz nach der Kjeldahl-Methode (DIN EN 25 663)	78
4.2.10	Schüttdichte gemäß DIN EN 12 580	79
4.2.11	Siebfraktion	80
4.2.12	Rohdichte des Holzfasersubstrates nach VDLUFA A 13.2.2	81
4.2.13	Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen	82
<b>4.3</b>	<b>Ergebnisse der Pflanzversuche</b>	<b>85</b>
4.3.1	Anzucht und Kultivation von Trieb-Kopfsalat ( <i>Lactuca sativa</i> L. var. <i>capitata</i> L. 'Fenston')	85
4.3.2	Anzucht und Kultivation von Radieschen ( <i>Raphanus sativus</i> L. var. <i>sativus</i> 'Radies Tarzan F1')	91
4.3.3	Anzucht und Kultivation von Buschbasilikum ( <i>Ocimum basilicum</i> L.)	98
4.3.4	Anzucht und Kultivation von Cocktailtomaten ( <i>Lycopersicon esculentum</i> Mill. var. <i>cerasiforme</i> Dunal 'Favorita F1')	103
4.3.5	Kultivation von Lawsons Scheinzypressen ( <i>Chamaecyparis lawsoniana</i> (A. Murray) Parl. 'Van Pelt's Blue')	108
<b>4.4</b>	<b>Lagerfähigkeit</b>	<b>117</b>
4.4.1	Lagerfähigkeit in Big-Bags	117
4.4.2	Inkubation des gedüngten und ungedüngten Holzfasersubstrates	119
4.4.3	Lagerversuche bei Normklima und unterschiedlichen Umgebungstemperaturen	121
<b>4.5</b>	<b>Pflanzcontainer aus Holzfasersubstrat</b>	<b>122</b>
<b>4.6</b>	<b>Pflanztöpfe aus Holzfasersubstrat</b>	<b>124</b>
<b>4.7</b>	<b>Ergebnisse des Industrierversuchs im Säge- und Hobelwerk Oberweser</b>	<b>128</b>

Inhaltsverzeichnis

---

<b>5. Zusammenfassung</b>	<b>133</b>
<b>6. Ausblick</b>	<b>138</b>
<b>7. Literatur</b>	<b>139</b>
<b>8. Abkürzungsverzeichnis</b>	<b>153</b>
<b>9. Abbildungsverzeichnis</b>	<b>155</b>
<b>10. Tabellenverzeichnis</b>	<b>162</b>



## 1. Einleitung

Die konventionellen Kultursubstrate im professionellen Gartenbau- und Hobbybereich basieren in Europa zu 95 % auf Torf (SCHMILEWSKI, 1996). Die Bedürfnisse für ein gutes Pflanzenwachstum werden durch die chemischen und physikalischen Eigenschaften des Torfes in Kombination mit speziellen Düngemitteln erfüllt (MCBRIERTRY et al., 1996; MACZ et al., 2001; CLEMMENSEN, 2004; SMITH et al., 2004; AGNER & SCHENK, 2005). In Deutschland werden pro Jahr ungefähr 10 Mio. m<sup>3</sup> Torf verwendet (VOGTMANN, 2005), wovon laut STEFFENS (2005) 80 % für gartenbauliche Zwecke gebraucht werden. Der Torf wird hierzulande abgebaut und zusätzlich importiert. Laut BRAGG et al. (2003) werden für den Import die letzten großen Moore Europas, hauptsächlich in den Baltischen Staaten, zerstört. Weltweit werden heutzutage circa 90 Mio. m<sup>3</sup> Torf produziert (MYLLYLÄ, 2005).

Das natürliche Regenerationsvermögen der Moore ist bedingt durch das minimale Wachstum äußerst gering (GIRARD et al., 2002; CHAPMAN et al., 2003; POULIN et al., 2005). SCHILSTRA (2001) schätzt in Finnland beispielsweise das Wachstum der Moore um 85 mal geringer ein, als den Torfverbrauch. Auch hierzulande wird davon ausgegangen, dass unter der Voraussetzung konstanter Abbaumengen die Ressourcen an Weißtorf weitere 25 Jahre reichen und die Vorkommen an Schwarztorf in rund 40 Jahren erschöpft sind (GÜNTHER, 1996). Hierbei handelt es sich somit nicht um eine nachhaltige Nutzung. Nachhaltig wirtschaften bedeutet, dass nur soviel genutzt wird, wie nachwächst. Mit anderen Worten, die jährliche Erntemasse darf den jährlichen Zuwachs nicht überschreiten. KRAMER (1985) definiert den Begriff Nachhaltigkeit als „Fähigkeit des Forstbetriebes, dauernd und optimal die vielfältigen Leistungen des Waldes zum Nutzen der gegenwärtigen und zukünftigen Generationen zu erfüllen.“ Auf Basis dieser Definition kann festgehalten werden, dass die Bewirtschaftung des Torfes in Deutschland und Europa nicht nachhaltig betrieben wird. Diese Tatsache hat zur Folge, dass in der Gartenbaubranche nach Alternativen für die Torfkultursubstrate gesucht werden muss. Hierzu wurden unter anderem Versuche mit Kompost, Sägespänen, Kokusfasern, Stroh und Rinde durchgeführt (JENSEN et al., 2001; ABAD et al., 2002; ARENAS et al., 2002; CLEMMENSEN, 2004; GARIGLIO et al., 2004; ABAD et al., 2005; HERNANDEZ-APAOLAZA et al., 2005). Auch Holz unterschiedlicher Baumarten wurde bereits als Torfersatz untersucht (GERBER et al., 1999; MAKAS et al., 2000; MAKAS, 2001; KULLMANN et al. 2003; GRUDA & SCHNITZLER, 2004a; GRUDA & SCHNITZLER, 2004b).

Im Rahmen dieser Arbeit wurde nicht herkömmliches Holz als Torfersatz untersucht, sondern Fichtenholz, was vom Weißfäulepilz *Heterobasidion annosum* befallen war. Der Grund für diese Wahl bestand u. a. darin, dass Holz bedingt durch die steigenden Rohölpreise in letzter Zeit verstärkt als Energiequelle an Bedeutung gewonnen hat (STRECKFUß, 2006). Der damit verbundene Preisanstieg kann beispielsweise von der Holzwerkstoff- oder Papierindustrie dank der höheren Wertschöpfung besser toleriert werden. Die Wertschöpfung aus dem Holz ist in der Substratindustrie relativ gering, was zur Folge hat, dass nur niedrige Preise für den Ausgangsstoff bezahlt werden können. Daher ist es empfehlenswert für die Substratherstellung auf Holz mit minderer Qualität zurückzugreifen.

Hierzu zählt das in ausreichender Menge vorhandene rotfaule Fichtenholz. Etwa 20 % des geernteten Fichtenstammholzes in Deutschland sind mit *Heterobasidion annosum* befallen (KATÓ, 1967). ZYCHA & KATÓ (1967) bestätigten diesen Wert basierend auf ihren Untersuchungen in Niedersachsen. Nach Schätzungen von ROHMEDER (1937) hingegen werden in Deutschland nur 5 – 10 % des geernteten Fichtenstammholzes durch den Pilz entwertet. Der monetären Schaden durch den Pilzbefall entspricht ungefähr 80 bis 100 Mio. Euro jährlich (WOODWARD et al., 1998). ASIEGBU et al. (2005) schätzen den Schaden in Europa auf jährlich 800 Mio. Euro. Weltweit betrachtet beläuft sich der geschätzte jährliche Schaden auf circa einer Milliarde Euro (WOODWARD et al., 1998).

Die Verluste setzen sich nach METZLER et al. (2005) zusammen aus:

- Reinen Holzwertverlusten durch den Anfall minderwertiger Sortimente
- Güteminderung des verbleibenden Stammholzes; eventuell Abschlag von Güte B nach C oder D
- Volumenverluste durch unverwertbar im Wald liegen bleibendes, faules Holz (X-Holz) und damit verbundene Forstschutzprobleme (Brutraum für Käfer)
- Mehraufwand infolge zusätzlicher Trennschnitte
- Instabilität der Bestände durch Brüche im faulen Stammfuß

Bis dato ist kein Ansatz bekannt, in dem untersucht wurde, wie rotfaules Fichtenholz einer Wert steigernden Produktion zugeführt werden könnte. Die bisherigen Maßnahmen zielten immer auf eine Bekämpfung des Pilzes ab, wodurch die monetäre Belastung der Forstbetriebe nicht minimiert, sondern tendenziell noch weiter gesteigert wurde (PRATT et al., 1998; PRATT, 1998). Eine großräumige Eindämmung des Pilzbefalls konnte außerdem noch nicht erzielt werden. Zur Linderung der finanziellen Verluste durch den Pilz, müsste das bisher im Wald verbleibende, aufgrund seiner starken Zersetzung unverkäufliche Holz

veräußert werden. Ein potentielles Vermarktungsgebiet für *Heterobasidion annosum* befallenes Fichtenholz könnte, besonders vor dem Hintergrund der nicht nachhaltig vorhandenen Ressource Torf, die Gartenbaubranche sein.

In subalpinen Fichtenwäldern wurde beobachtet, dass sich nur dort eine Naturverjüngung erfolgreich etablieren kann, wo die Sämlinge auf rotfaulem Holz wachsen (EICHRODT, 1969). EICHRODT (1969) sieht für das Wachstum der Jungfichten auf rotfaulem Fichtenholz, genannt Moderholz, folgende Vorteile:

- Gutes Anwachsen aufgrund der spontanen Ausbildung von Mykorrhizen
- Hohes Keimprozent
- Geringe Keimlingssterblichkeit
- Gute physikalische Bedingungen (fehlende Staunässe; keine starke Bodenverdichtung; verlangsamte Evaporation und Wasserspeicherung sowie günstige Konkurrenzverhältnisse für Fichtenkeimlinge)

### **1.1 Zielsetzung**

Kultursubstrate auf Holzfaserbasis finden bisher nur eine sehr geringe Anwendung im professionellen Gartenbau. Die Skepsis gegenüber neuen Torfsubstituten in der Branche ist groß und daher war ein Ziel dieser Arbeit herauszufinden, ob die Erzeugung eines Torfersatzstoffes aus rotfaulem Fichtenholz generell möglich ist. Folgende Aspekte wurden überprüft, um diese Frage zu beantworten:

- Analytische Untersuchungen des vom Pilz *Heterobasidion annosum* befallenen Holzes, um Unterschiede zu gesundem Fichtenholz herauszufinden
- Auswirkungen der unterschiedlichen Holzeigenschaften des gesunden und befallenen Holzes auf das Kultursubstrat
- Überprüfung der Lagerfähigkeit des Holzfasersubstrates aus rotfaulem Fichtenholz
- Überprüfung des Torfersatzes aus rotfaulem Fichtenholz hinsichtlich seiner Eignung zur Kultivation von Gemüse- und Baumschulpflanzen
- Weitere Optimierung des Substrates aus rotfaulen Fichtenholzfäsern
- Schaffung eines Mehrwertes durch die Erzeugung von Pflanzcontainern und Pflanztöpfen aus rotfaulem Fichtenholz für unterschiedliche Anwendungsbereiche

Abschließend wurde im Rahmen eines Industrieversuchs geprüft, ob durch das Separieren der rotfaulen Holzbereiche von dem noch beil- und nagelfesten Holz die Wertsteigerung aus rotfaulen Stammabschnitten gesteigert werden kann.

## 2. Theoretische Grundlagen

### 2.1 *Holzaufbau*

Im Zuge der Evolution war es den Pflanzen nur möglich Land zu besiedeln, weil sie ein System entwickelten, mit dem sie die permanente Verdunstung und andere Einflussfaktoren bewältigen konnten. Dieser Schutz wird durch die verholzte Zellwand geleistet. Das Konstrukt ist aber nach HÜTTERMANN & KHARAZIPOUR (1993) auch im Hinblick auf sein Höhen – Durchmesser Verhältnis atemberaubend. Bis dato ist es dem Menschen nicht gelungen ein vergleichbares Gebilde zu errichten, bei dem die optimale Stabilität im Zellwandverbund zum einen durch maximale Druck- und Zugfestigkeiten und zum anderen durch eine maximale Elastizität erreicht wird. Ermöglicht werden diese hervorragenden Eigenschaften durch die drei Hauptkomponenten Cellulose, Hemicellulosen und Lignin. Als Hauptkomponenten des Holzes bezeichnet man solche Stoffe, die am Zellwandaufbau beteiligt sind. Diese drei Komponenten setzen sich nach LOHMANN (1990) zum größten Teil aus folgenden chemischen Elementen zusammen:

- Kohlenstoff ( $\approx 50 \%$ )
- Sauerstoff ( $\approx 43 \%$ )
- Wasserstoff ( $\approx 6 \%$ )
- Stickstoff und Mineralien ( $\approx 1 \%$ )

Neben den drei Hauptkomponenten enthält Holz noch akzessorische (lat. *accessum* = hinzutretend, nebensächlich) Bestandteile, auch Extraktstoffe, Inhaltsstoffe oder Nebenbestandteile genannt.

Der mengenmäßige Anteil an Cellulose, Hemicellulosen und Lignin variiert von Baumart zu Baumart und kann sogar zwischen Individuen einer Art differieren. Allgemein wird in der Literatur aber von den in Abbildung 2.1 angegebenen Werten ausgegangen (MOMBÄCHER, 1988).

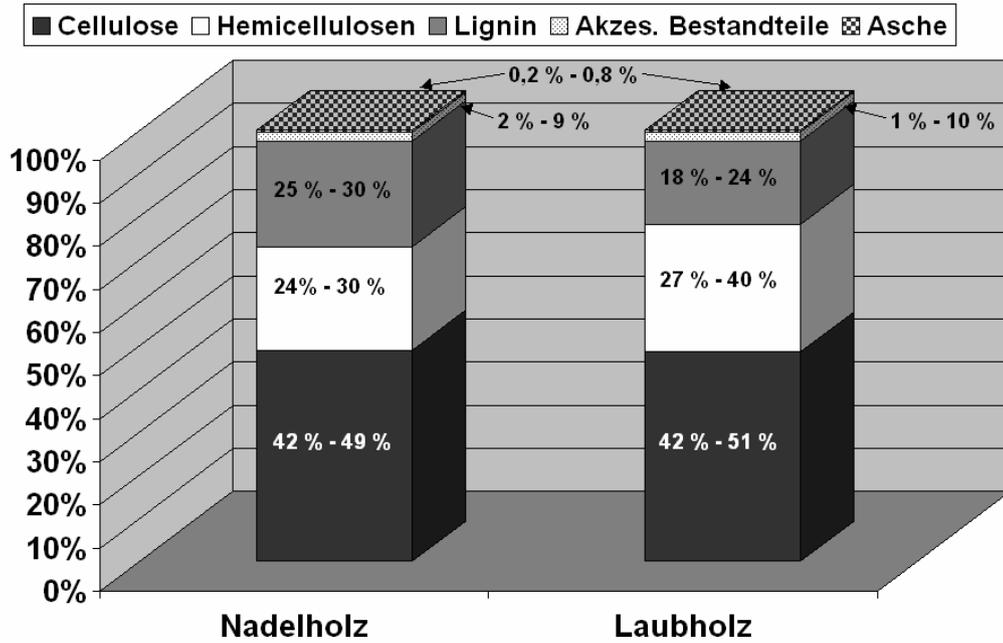


Abbildung 2.1: Chemische Zusammensetzung von Nadel- und Laubholz der gemäßigten Zone (MOMBÄCHER, 1988).

Das Lignin dient hauptsächlich der Druckfestigkeit in der Pflanze. Für die Zugfestigkeit sorgt die Cellulose. Durch die im Holz befindlichen Hemicellulosen wird die Verbindung von Lignin und Cellulose geschaffen und eine optimale Elastizität erreicht.

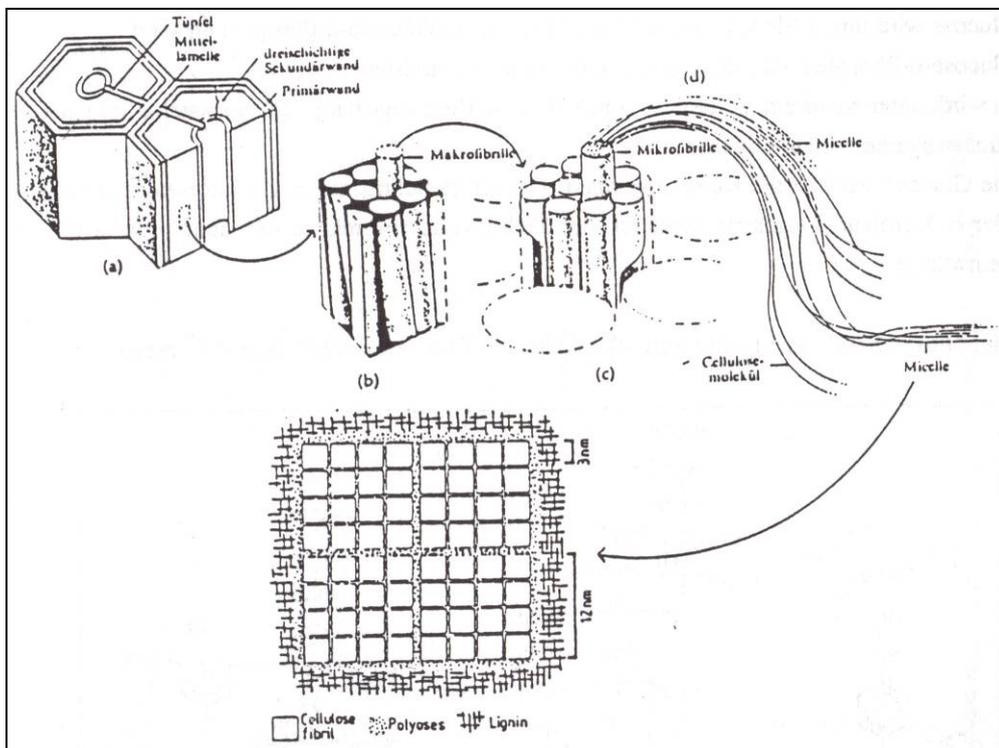


Abbildung 2.2: Die Ultrastruktur der verholzten Zellwand (HÜTTERMANN & KHARAZIPOUR, 1993).

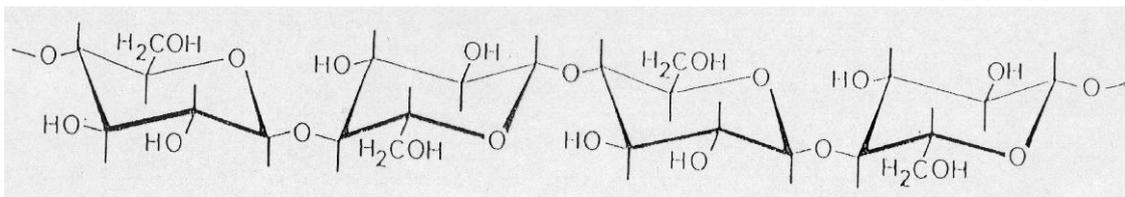
### 2.1.1 Cellulose

Die Cellulose ist laut ROWELL et al. (2005) die am häufigsten vorhandene chemische Verbindung auf der Erde. Es handelt sich bei der Cellulose um ein lineares Polymer, dass in Fibrillen organisiert ist. Die Fibrillen setzen sich aus unverzweigten 1,4- $\beta$ -Glucan-Ketten zusammen. Intra- und intermolekulare Wasserstoffbrückenbindungen sorgen für eine dichte Packung und parallele Ausrichtung der Glucanketten in den Fibrillen (vgl. Abbildung 2.2). Die Cellulose liegt in amorpher und kristalliner Struktur vor. Die kristalline Struktur stellt die höchste Ordnung dar. Native Cellulose kann einen Durchschnittspolymerisationsgrad (DP-Wert) von bis zu 15.000 (FENGEL & WEGENER, 1989) erreichen. Der DP-Wert ist charakterisiert als das Verhältnis von dem Molekulargewicht der Cellulose zum Molekulargewicht einer Glucose Einheit. LANGENDORF et al. (1990) geben für die Cellulose einen DP-Wert von 2.000 an, wobei beachtet werden muss, dass der Grad der Kristallinität und somit auch der DP-Wert stark von der Herkunft und der Entstehungsgeschichte der Cellulose abhängt (GOLDSTEIN, 1991).

Besonders im Reaktionsgewebe mancher Laubholzarten lassen sich erhöhte Cellulosegehalte feststellen. SCHWERIN (1958) fand beispielsweise im Reaktionsholz der Baumart *Eucalyptus goniocalyx* einen von 44 % auf 57 % angestiegenen Cellulosegehalt. Generell sorgen die Cellulosefibrillen für eine hohe Zugfestigkeit des Holzes.

Trotz der Tatsache, dass es sich bei Cellulose um ein Polymer der Glucose handelt, ist es nicht in Wasser löslich. Dem Wasser ist es aufgrund der starken Wasserstoffbrückenbindungen zwischen den Celluloseketten nicht möglich die Bindungen zu sprengen und Komplexe mit Hydroxyl-Gruppen zu bilden. Nach FENGEL & WEGENER (1989) sind die Cellulosefibrillen auf mindestens vier Konstruktionsebenen zu Fasern verdreht.

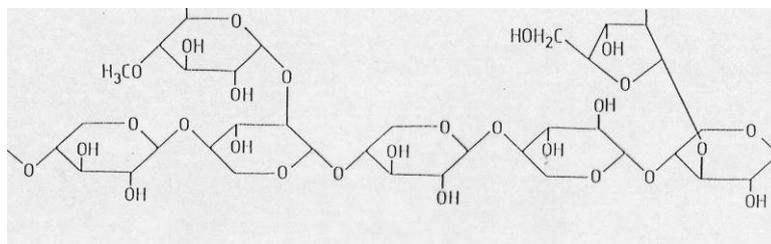
Die Strukturformel einer Cellulosekette ist in Abbildung 2.3 dargestellt (KHARAZIPOUR 1996).



**Abbildung 2.3: Struktur der Cellulose (KHARAZIPOUR, 1996).**

### 2.1.2 Hemicellulosen

Unter dem Begriff Hemicellulosen werden die leichter hydrolysierbaren Kohlenhydrate des Holzes zusammengefasst. Die Hemicellulosen sind heterogene Polysaccharide aus Grundbausteinen wie u. a. Pentosane (Xylose, Arabinose) und Hexosane (Glucose, Galactose, Fructose, Mannose), die zu kurzen, teilweise verzweigten Ketten verknüpft werden. Der DP-Wert der Hemicellulosen ist wesentlich niedriger als jener der Cellulose. Er beträgt laut THOMAS (1991) 150 bis 200. MOMBÄCHER (1988) gibt mit einem DP-Wert von 70 bis 280 die Spannbreite etwas weiter an.



**Abbildung 2.4: Struktur der Hemicellulose (KHARAZIPOUR, 1996).**

Infolge ihrer verzweigten Struktur sind die Hemicellulosen im nativen Zustand überwiegend amorph. Kristalline Bereiche können sich erst bilden, wenn die Seitengruppen zumindest teilweise abgespalten werden. In der Natur kommen die Hemicellulosen vergesellschaftet mit der Cellulose vor. Es ist auch sehr schwierig die Cellulose von den letzten Spuren der Hemicellulosen zu befreien und somit reine Cellulose (Eucellulose) herzustellen. Durch schonende Entfernung des Lignins aus dem Holz erhält man ein Gerüst von Cellulose und Hemicellulosen, welches auch Holocellulose genannt wird.

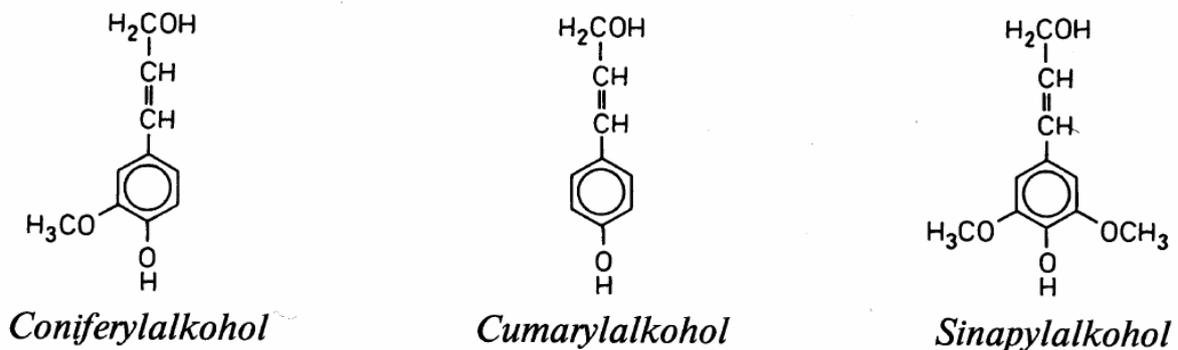
### 2.1.3 Lignin

Lignin ist nach der Cellulose die zweithäufigste organische Verbindung auf der Erde (RAVEN et al., 2000). Es ist vorwiegend in der interzellularen Mittellamelle angeordnet. Das Lignin hüllt die Polysaccharide ein, mit denen es (zumindest teilweise) auch durch eine chemische Bindung verbunden ist. Es verleiht dem Holz Festigkeit, da das Lignin die einzelnen Fasern zu einem kompakten Ganzen verbindet (BLAZEJ et al., 1979).

Lignin ist ein dreidimensionales Netzwerk, das durch radikalische Polymerisation aus den Phenylpropanolen Coniferyl-, Sinapyl- und Cumarylalkohol (vgl. Abbildung 2.5) entsteht. Der Anteil der einzelnen Grundbausteintypen an dem gesamten Ligninmolekül ist

von Baumart zu Baumart verschieden. Nadelholz enthält sehr viel Coniferylalkohol, beide anderen Monomere sind nur in geringer Menge vertreten. Laubholz enthält Sinapyl- und Coniferylalkohol zu gleichen Teilen, Cumarylalkohol ist nur in Spuren vorhanden (SCHÜTT et al., 1992).

Der Lignifizierung, also dem Prozess der Lignineinlagerung, wird laut RAVEN et al. (2000) eine entscheidende Rolle bei der Evolution der Landpflanzen zugeschrieben. Durch den Einbau von Lignin in die Zellwände war es den Landpflanzen möglich, in die Höhe zu wachsen und ein System von Zweigen zu entwickeln, das in der Lage ist, große photosynthetisch aktive Oberflächen zu tragen.



**Abbildung 2.5: Die drei Grundbausteintypen des Lignins.**

Die Struktur des Ligninmoleküls ist sehr komplex und bis heute noch nicht gänzlich aufgeklärt. Die Reaktion zweier Monomere läuft bei der radikalischen Polymerisation des Lignins randomisiert ab. FREUDENBERG & NEISH (1968) haben es geschafft einen Teil des Fichtenlignins zu identifizieren (vgl. Abbildung 2.6).

Das Lignin dient als Kittstoff zwischen den Holzfasern und als Kleber innerhalb der Fasern. Die amorphe und harte Matrix aus Lignin sorgt somit für hohe Druckfestigkeit. Ferner fungiert es als Barriere gegen den enzymatischen Abbau der Zellwand durch Mikroorganismen.

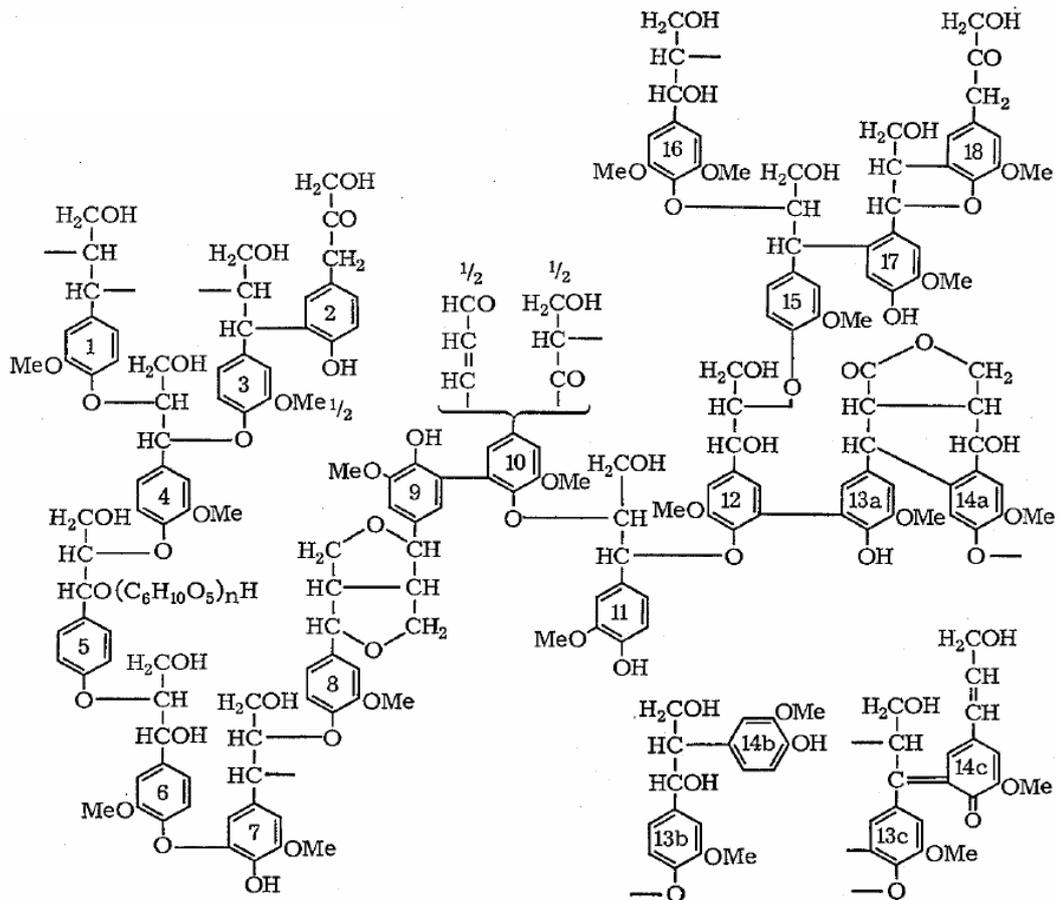


Abbildung 2.6: Formelausschnitt des Fichtenlignins (FREUDENBERG & NEISH, 1968).

### 2.1.4 Extraktstoffe

Die Hauptbestandteile der verholzten Zellwand setzen sich wie zuvor gezeigt aus Cellulose, Hemicellulosen und Lignin zusammen. Darüber hinaus enthält Holz im Zellinhalt, in der Zellwand oder in den zellulären Hohlräumen eine Vielzahl von chemischen Verbindungen. Diese werden als Extraktstoffe, Inhaltsstoffe, akzessorische Bestandteile und Nebenbestandteile bezeichnet (ROFFAEL & SCHÄFER, 1998a).

Die Inhaltsstoffe werden, abhängig von ihrer Funktion im Stoffwechsel, in primäre und sekundäre Extraktstoffe unterteilt. Zu den primären Extraktstoffen werden jene Stoffe gezählt, die in jedem pflanzlichen Stoffwechsel zu finden sind. Hierzu zählen laut ROFFAEL & SCHÄFER (1998a) vor allem Kohlenhydrate, Eiweiße und Fette. Diese Extraktstoffe kommen hauptsächlich im Splintholz vor und unterliegen Jahreszeitlichen Schwankungen.

Sekundäre Extraktstoffe hingegen variieren in ihrer Menge und Zusammensetzung innerhalb eines Baumes in Abhängigkeit von der Gewebeart (Splint-, Kern-, Ast- &

Wundholz) und zwischen den Individuen einer Baumart sowie vom Standort (KNIGGE & SCHULZ, 1966). Die sekundären Extraktstoffe werden laut FENGEL (1970) im Verlauf der Holzverkernung in den Strahlenparenchymzellen innerhalb der Splintholz – Kernholz – Umwandlungszone gebildet und an die umliegenden Gewebe verteilt.

Die sekundären Extraktstoffe haben keinen spezifischen Einfluss auf die mechanischen Eigenschaften des Holzes, aber bedingt durch die Stoffeinlagerungen kann es bei der Kernholzbildung zu einer Rohdichteerhöhung im Holz kommen (NOACK, 1963). Ferner kann durch die Extraktstoffe die Dauerhaftigkeit einer Holzart erhöht werden. BLACK et al. (2000) stellten beispielsweise fest, dass lipophile Harzbestandteile, sofern sie an die Oberfläche von Nadelschnittholz treten, eine Schutzschicht gegenüber pilzlichem Befall darstellen.

Die Inhaltsstoffe können hingegen für bestimmte Holz verarbeitende Prozesse hinderlich sein. Bei der Herstellung von Holzwerkstoffen wird stets ein besonderes Augenmerk auf die Holz – zu – Holz Bindung durch verschiedene Bindemittel gelegt. Laut ROFFAEL & SCHÄFER (1998b) beeinflussen die Holzextraktstoffe den Verleimungsvorgang in mehrfacher Hinsicht. Sie können z. B. die Oberfläche des Holzes bedecken und dadurch die Benetzung des Holzes mit dem Bindemittel erschweren.

Auch in der Papierherstellung können extraktstoffreiche Baumarten Probleme verursachen. Die mechanische Gewinnung von Holzschliff wird durch die Harze der Nadelhölzer beeinträchtigt oder gar verhindert, sofern sie in großen Mengen, wie beispielsweise bei Kiefernholz, vorkommen (ROFFAEL & SCHÄFER, 1998c). Ferner können beim chemischen Holzaufschluss die Aufschlusschemikalien mit den Extraktstoffen reagieren, was zu einem erhöhten Chemikalienverbrauch führen kann (ROFFAEL & SCHÄFER, 1998c).

Bestimmte Extraktstoffe werden auch gezielt aus dem Holz gewonnen, um sie dann für unterschiedliche Produktionsprozesse zu verwenden. Aus Eichenholz und –rinde werden beispielsweise nach dem Gegenstromprinzip Gerbstoffe gewonnen (ROFFAEL & SCHÄFER, 1998d). Andere Extraktstoffe werden in der Holzwerkstoffindustrie als Ersatz für synthetische Bindemittel verwendet. ROFFAEL & DIX (1993) stellten Span- und mitteldichte Faserplatten mit Tanninformaldehydharzen her, die alle mechanisch–technologischen Eigenschaften erfüllten und obendrein niedrige Formaldehydabgabewerte aufwiesen. Vergleichbare Ergebnisse wurden von DIX et al. (1998) mit unterschiedlichen Tannin–Stärke Leimharzgemischen erzielt.

Besonders vor dem Hintergrund steigender Rohölpreise sowie der Formaldehydproblematik wird bereits seit mehreren Jahren auf dem Gebiet der naturnahen Bindemittel auf Basis von nachwachsenden Rohstoffen geforscht. Auch in Zukunft werden somit die Anwendungsmöglichkeiten von Holzextraktstoffen ein aktuelles Thema sein.

## **2.2 *Heterobasidion annosum* (Fr.) Bref.**

Derzeit ist immer noch die Fichte (*Picea abies* L. Karst.) die ertragsreichste Baumart in Deutschland. Mit 47 % bildet die Holzartengruppe Fichte fast die Hälfte des potenziellen Rohholzaufkommens in den nächsten 40 Jahren, obwohl ihr Flächenanteil nur 32 % beträgt (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ, 2007). Der laut SCHMIDT-VOGT (1989) bedeutendste parasitäre Schaderreger bei dieser Baumart ist der Erreger der Rotfäule, *Heterobasidion annosum* (Fr.) Bref., auch unter dem Namen *Fomes annosus* (Fr.) Cooke bekannt. Dieser Pilz wird, basierend auf den von ihm befallenen Baumarten, in drei intersterile Gruppen eingeteilt. Er befällt in Europa hauptsächlich Kiefern (P – Typ vom Englischen: Pine), Fichten (S – Typ vom Englischen: Spruce) und Tannen (F – Typ vom Englischen: Fir) (KORHONEN, 1978; CAPRETTI et al., 1990). NIEMELÄ & KORHONEN (1998) haben die Gruppen umbenannt in folgende Spezies:

- P – Typ: *Heterobasidion annosum* (Fr.) Bref.
- S – Typ: *Heterobasidion parviporum* Niemelä & Korhonen
- F – Typ: *Heterobasidion abietinum* Niemelä & Korhonen

*Heterobasidion* Arten sind laut SINCLAIR & LYON (2005) in über 200 Pflanzenarten auf der ganzen Welt gefunden worden. Zwei Drittel davon waren Gymnospermen in wenigstens 17 Gattungen. Der Pilz kann aber auch Laubbäume beispielsweise in Mischbeständen befallen. Besonders die Gattung *Betula* (Birke) scheint in Nordeuropa unter solchen Bedingungen befallen zu werden. Insgesamt sind wenigstens 30 Angiospermen Gattungen bekannt, die von *Heterobasidion* besiedelt werden (SINCLAIR & LYON, 2005).

Im Rahmen dieser Arbeit wird allgemein von dem Pilz *Heterobasidion annosum* gesprochen, wobei im engeren Sinne *Heterobasidion parviporum* Niemelä & Korhonen gemeint ist. Der Pilz gehört zu den Basidiomyceten und kann bei den Bäumen zum einen Kernfäule und zum anderen Wundfäule verursachen. Der Sporenausstoß des Pilzes erfolgt, außer in Frostperioden und bei lang anhaltender Trockenheit, das ganze Jahr über (HARALDSTAD, 1962; SINCLAIR, 1963). Gelangen die Sporen auf frisches Holz, so keimen sie und das sich bildende Mycel dringt in das Holz ein. Ideale Befallsmöglichkeiten hat der Pilz

auf den Schnittflächen der Baumstubben in frisch gefällten Beständen. Der Stockbefall wird aber von der Jahreszeit beeinflusst. Er erfolgt während der Vegetationszeit wesentlich häufiger als in den Wintermonaten (YDE – ANDERSEN, 1962; SCHÖNHAR, 1980).

Das Mycel des Pilzes kann nach dem Befall der Stubben bis zu den schwächsten Stockwurzeln vorstoßen und durch Wurzelkontakt andere Bäume infizieren. Der Pilz wächst daraufhin innerhalb des Stammes vom Stammfuß Richtung Krone. Wie in Abbildung 2.7 zu sehen, breitet sich der Pilz kegelförmig aus. Bei vollständigem Befall des Fichtenholzes beträgt der Zersetzungsgrad bis zu 70 %. Am Stammfuß ist dabei die Zersetzung am größten.



**Abbildung 2.7: Krankheitsverlauf innerhalb des Stammes (Foto: LUDWIG, 2004).**



**Abbildung 2.8: Typische Verfärbungen bei rotfaulen Fichtenstämmen (Foto: LUDWIG, 2004).**

Abbildung 2.8 zeigt die typische Verfärbung bei rotfaulen Fichtenstämmen. Ganz innen befindet sich die Kernzone, in der der Holzabbau begonnen hat. Die Farbe ist schmutzig braun. Nach außen hin schließt sich eine dünne unregelmäßig schwarz-braun gefärbte Zone an – hier beginnt der Holzabbau gerade. Neben der Kernfäule tritt auch eine durch den Pilz *Heterobasidion annosum* verursachte Wundfäule auf. Hierbei gelangt der Pilz über Beschädigungen der Rinde in den Baum. Diese Rindenverletzungen können einerseits durch Unachtsamkeiten bei der Holzernte (z. B. Rückeschäden oder Fällschäden) oder andererseits durch Schälsschaden von Schalenwild entstehen.

Laut KORHONEN & STENLID (1998) konnten in *Heterobasidion* bisher folgende Enzyme nachgewiesen werden:

- Amylase
- Catalase
- Cellulase
- Chitinase
- Chitin synthetase
- Dehydrogenasen (lactate dehydrogenase, malate dehydrogenase)
- Esterase
- Glucosidase
- Hemicellulase
- Lignolytische Enzyme
- Pektinasen
- Peroxidasen
- Polyphenol oxidase, laccase
- Phosphatase, sauer
- Proteinase

In der Reaktion zwischen Baum und Pilz spielt das Enzym Laccase eine bedeutende Rolle, indem es Phenole, die vom Baum abgeschieden werden, polymerisiert, zugleich aber auch beim Ligninabbau beteiligt ist und dort niedermolekulare Bruchstücke des Lignins freisetzt (WOODWARD et al., 1998).

Wenig ist bislang über enzymatische pilzliche Aktivitäten direkt im kompakten Holz im Allgemeinen und bei *Heterobasidion* im Besonderen bekannt. Am Holzabbau beteiligte oder vermutlich beteiligte Enzyme wurden in Flüssigmedium-Kulturen und anderen künstlichen Medien einschließlich Sägemehlmedien identifiziert und partiell untersucht: Laccasen (JOHANSSON et al., 1999; IAKOVLEV & STENLID, 2000), Hemicellulasen (MAIJALA et al.,

1995) und Pektinasen. Peroxidasen und  $\beta$ -Glucanasen gibt es ebenfalls, schlussfolgernd aus isolierten DNS-Fragmenten von potentiellen Mn-Peroxidase-Genen (MAIJALA et al., 2003). Ob und zu welchen Zeitpunkten des Befalls irgendwelche dieser bekannten Proteine bzw. Gene aktiv sind, ist nicht bekannt.

In den genannten Untersuchungen ging es um die Verwendung des Pilzes an sich bzw. dessen Enzyme, aber bis jetzt sind keine Arbeiten verfasst worden, in denen versucht wurde das durch den Pilz degradierte Holz einer wertschöpfenden Nutzung zuzuführen. Hingegen wurden seit geraumer Zeit Maßnahmen unternommen die Verbreitung und das Auftreten von *Heterobasidion annosum* einzudämmen bzw. zu verhindern. Zur Eindämmung werden aus waldbaulicher Sicht folgende präventive Aspekte empfohlen (METZLER, 2001):

- Keine Fichtenanpflanzung auf Standorten mit kalkreichen Böden sowie auf Flächen mit starkem Vorbefall
- Weitständige Bestandesbegründung oder Laubholzbeimischung zur Vermeidung von Wurzelkontakt zwischen den Fichten
- Auf Erstaufforstungsflächen keine Durchforstungen in den Herbstmonaten, wenn bei starkem Sporenflug am ehesten mit Stubbeninfektion durch den Wurzelschwamm zu rechnen ist

Darüber hinaus wurden weitere Bekämpfungsmaßnahmen durchgeführt. Hier nur eine geringe Auswahl der Methoden:

- Eindämmung der Infektion durch „Stichgräben“ um das infizierte Areal (HARTIG, 1877)
- Behandlung der Stubben mit fungizid wirkenden Chemikalien wie Creosot, Pentachlorphenol, Harnstoff und Natriumbromatverbindungen (RISHBETH, 1959; DRIVER, 1963; BERRY & BRETZ, 1964; PRATT et al., 1998)
- Resistenzforschung (DIMITRI, 1980)
- Anlage eines Fungizid-Depots in der Stammbasis (CWIELONG, 1986)
- Bekämpfung durch natürliche Substratkonkurrenten oder antagonistische Pilze, wie *Trichoderma viride* oder *Phlebiopsis gigantea* (RISHBETH, 1950; ANNESI et al., 2005; VASILIAUSKAS et al., 2004; VASILIAUSKAS et al., 2005)

### **2.3 Torfabbau**

Laut LAPPALAINEN (1996) beläuft sich die weltweite Moorfläche auf ein Gebiet von 3.985.000 km<sup>2</sup>. Auf dieser Fläche befindet sich eine Masse von 5.000 bis 6.000 Gt Torf. Eine präzise Einschätzung der weltweiten Moorfläche bzw. Torfmasse ist aber nur schwer möglich, da in den meisten Ländern keine klaren Definitionen für das Ökosystem Moor vorliegen. Hierzulande spricht man gemäß DIN 4047-4 Nr. 21 von Moor, wenn eine oberflächennahe, mindestens 30 cm mächtige, unentwässerte oder eine mindestens 20 cm mächtige, entwässerte Torfschicht vorhanden ist (BUNDESAMT FÜR ERNÄHRUNG UND FORSTWIRTSCHAFT, 1982).

In den Bundesländern Niedersachsen, Bayern, Schleswig-Holstein, Baden-Württemberg, Mecklenburg-Vorpommern und Brandenburg befinden sich großflächige Moore. Eine vollständige Bestandsaufnahme der Hochmoore in ihrem heutigen Zustand gibt es nur für das Land Niedersachsen. Die Angaben in den anderen Bundesländern basieren zum Teil auf Schätzungen. Insgesamt beläuft sich die bundesweite Moorfläche auf ungefähr 14.205 km<sup>2</sup> (STEFFENS, 1996).

Mit etwa 2.500 km<sup>2</sup> verfügt Niedersachsen über die meisten Hochmoore in Deutschland (NIEDERSÄCHSISCHES LANDESAMT FÜR BODENFORSCHUNG, 2004). Allgemein wird bei den Mooren zwischen Hoch- und Niedermooren unterschieden. Niedermoore sind Grundwassermoore (topogene Moore), d. h. sie entwickeln sich in Abhängigkeit vom Grundwasser. Demgegenüber ist die Entwicklung der Hochmoore oder auch Regenwassermoore (ombrogene Moore) genannt vom Grundwasser unabhängig. Diese Moore leben nur vom Niederschlagswasser. Hinsichtlich des Nährstoffgehaltes unterschieden sich die beiden Moorformen stark. Die Niedermoore sind aufgrund des Grundwassereinflusses sehr nährstoffreich, wohingegen Hochmoore eher als nährstoffarme Biotope eingestuft werden.

Torf ist ein organischer Bodentyp, der für Moore typisch ist. Er entsteht, wenn absterbende pflanzliche Substanz unter Luftabschluss und einem niedrigen pH-Wert nur unvollständig zersetzt wird. Er besitzt eine faserige bis bröckelige Struktur und enthält in frischem Zustand 75 – 90 Gew. % Wasser. Torf stellt in Mooren die erste Stufe der Umwandlung zu Kohle dar. Grob unterschieden werden kann zwischen Weiß-, Braun- und Schwarztorf. Im Weißtorf lässt sich die Struktur der Pflanzen noch deutlich erkennen. Bei weiterer Zersetzung entsteht ein homogener, strukturloser Körper, der Brauntorf. Die älteste Torfschicht, der so genannte Schwarztorf, ist bereits halbflüssig. Bodenkundlich wird

zwischen unterschiedlichen Torfarten unterschieden. Torfe vergleichbarer botanischer Artenzusammensetzung werden zu Torfarten zusammengefasst. Torfarten, deren Pflanzensammensetzung einen ähnlichen Charakter hat, bilden eine Torfarteneinheit. SUCCOW & STEGMANN (2001) unterscheiden bei den Torfarteneinheiten zwischen Holztorf, Moostorf, Riedturf und amorphem Torf.

Abbildung 2.9 zeigt exemplarisch den Aufbau eines norddeutschen Moores mit unterschiedlichen Torfschichten.



Abbildung 2.9: Beispiel für die Bildung eines norddeutschen Hochmoors (GÜNTHER, 1982).

In Tabelle 2.1 sind die unterschiedlichen Eigenschaften von wenig zersetztem Hochmoortorf (Weißtorf) und stark zersetztem Hochmoortorf (Schwarztorf), sowie einem Mischprodukt aus beiden veranschaulicht.

**Tabelle 2.1: Eigenschaften von Hochmoortorf nach DIN 11542 (GÜNTHER, 1982).**

		wenig zersetzt	stark zersetzt (durchfrorener Schwarztorf)	Mischprodukte aus wenig und stark zersetztem Torf
Organische Substanz in der Trockenmasse	Gew. %	94–99	94–99	94–99
Asche in der Trockenmasse	Gew. %	1– 6	1– 6	1– 6
Volumengewicht, trocken	g/l	50–100	120–200	100–150
Porenvolumen	Vol. %	94–97	88–93	91–94
Wasserkapazität	Vol. %	52–82	74–87	52–85
Luftkapazität	Vol. %	15–42	6–14	9–39
pH-Wert (CaCl <sub>2</sub> )		2,5–3,5	2,5–3,5	2,5–3,5
elektrische Leitfähigkeit (50 ml Torf in 180 ml Wasser)	–1 uScm	50–120	60–180	50–160
Kationenaustauschkapazität, mval/100 g Trockensubstanz		100–150	120–170	100–170

Zu erkennen ist, dass der Weißtorf ein geringeres Volumengewicht, eine geringere Wasserkapazität, eine geringere elektrische Leitfähigkeit sowie eine etwas geringere Kationenaustauschkapazität (KAK) aufweist. Demgegenüber sind das Porenvolumen und die Luftkapazität des Weißtorfes höher als beim Schwarztorf. WAWRA (1995) fasste darüber hinaus die chemischen Eigenschaften von Weißtorf als Rohstoff für gärtnerische Substrate, wie in Tabelle 2.2 veranschaulicht, zusammen.

**Tabelle 2.2: Chemische Eigenschaften von Weißtorf als Rohstoff für gärtnerische Substrate (WAWRA, 1995).**

<i>Chemische Eigenschaften</i>	
Lösliche Gehalte:	
Salze (g/ l)	< 0,2
N (mg/ l)	< 50
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (mg/ l)	< 10
K <sub>2</sub> O (mg/ l)	< 50
N-Haushalt	ausgeglichen
pH-Wert	2,5 – 3,5
pH-Stabilität	mittel

Das Gewinnungsverfahren hat einen großen Einfluss auf die physikalischen Eigenschaften des Torfes. Beim Weißtorf wird unterschieden zwischen Sodentorf und Frästorf. Der Sodentorf wird maschinell gestochen und in Soden (Blöcken) zum Trocknen aufgestellt. Nach mehrmaligem Umsetzen und einer Trocknungszeit von ungefähr einem Jahr beträgt der Wassergehalt circa 50 – 60 Gew. %. In diesem Zustand kann der Torf verarbeitet werden. Der Frästorf hingegen wird nicht in Blöcken, sondern in wenige Zentimeter dicken Schichten vom Moorkörper gelöst. Die Gewinnung auf diese Art und Weise kann nur bei trockenem, sonnigem Wetter erfolgen, da der Torf nur bei solchen Bedingungen binnen eines Tages durch mehrmaliges Wenden auf einen Wassergehalt von 50 – 60 Gew. % getrocknet werden kann. Im Anschluss wird der Torf gesammelt und in Wällen gelagert. Der Frästorf weist einen höheren Feinanteil als der Sodentorf auf.

Der entscheidende Faktor bei der Weißtorfgewinnung ist die Trocknung. Der Trocknungsgrad beeinflusst die Wasserkapazität des Torfes. Es gilt je höher der Trocknungsgrad, desto geringer die Wasserkapazität.

Die Schwarztorgewinnung findet mit Hilfe von Eimerleiter- und Seilbaggern statt. Der Torf wird in dünnen Schichten abgetragen und im Herbst auf den Feldern ausgelegt. Den Winter über muss der Torf durchfrieren, damit die Torfkolloide durch die Eisbildung aufgesprengt werden. Zur Verarbeitung wird der Torf im Sommer auf einen Wassergehalt von circa 65 Gew. % getrocknet. Die Wasserkapazität des Schwarztorfes wird entscheidend durch den Grad des Durchfrierens beeinflusst. Ein gut durchgefrorener Schwarztorf weist eine Wasserkapazität von mindestens 400 g H<sub>2</sub>O/ 100 g organische Masse auf (GÜTEGEMEINSCHAFT SUBSTRAT FÜR PFLANZENBAU E.V., 2004).

Zur Torfgewinnung ist es notwendig die Moore trocken zulegen. Das sensible Ökosystem Moor wird dadurch nicht nur aus dem Gleichgewicht gebracht, sondern durch die Gewinnung des Torfs immens geschädigt. Zahlreiche Tier- und Pflanzenarten des Ökosystems Moor wurden in den letzten Jahren an den Rand des Aussterbens gebracht. Arten wie die Mehrprimel (*Primula farinosa*) kommen heutzutage nur noch in geschützten Flächen wie z. B. dem Peenetal in Mecklenburg-Vorpommern vor.

Torf wurde in früheren Jahren nicht für Pflanzenkultivationen, sondern vorzugsweise als Brennstoff genutzt. Als die Bevölkerung nach dem dreißigjährigen Krieg wieder angewachsen war, stieg auch der Bedarf an Brennmaterial. Die Wälder waren durch die Weidewirtschaft und die Nieder- bzw. Mittelwaldwirtschaft übernutzt. In dieser Zeit wurden viele Moore entwässert und kultiviert. Einen großen Aufschwung erhielt der Torfabbau im

Zuge der Industrialisierung. Dank moderner Maschinen konnte mehr Torf mit weniger Arbeitern abgebaut werden. Torf wurde industriell als Brennstoff bei der Eisenbahn und in der Industrie verwendet. Eine Trendwende fand im 20. Jahrhundert statt. Der Torf wurde durch die billigere Steinkohle substituiert und schließlich durch das Heizöl gänzlich als Brennmaterial verdrängt.

Heutzutage wird Torf mit einem Anteil von 60 % hauptsächlich als Bodenverbesserer im Erwerbsgartenbau verwendet. Etwa 20 % der jährlichen Torfmenge wird von Hobbygartenbauern konsumiert. Darüber hinaus dient Torf zur Herstellung von Aktivkohle (15 %). Die verbleibenden 5 % Mengenanteil werden unter anderem für balneologische Zwecke und Championzucht verwendet (NIEDERSÄCHSISCHES LANDESAMT FÜR BODENFORSCHUNG, 2004).

Im Jahre 2002 wurden laut amtlicher Statistik ungefähr 7,2 Mio. m<sup>3</sup> Torfprodukte hergestellt. Der weitaus größte Teil entfiel dabei auf Schwarztorfprodukte (NIEDERSÄCHSISCHES LANDESAMT FÜR BODENFORSCHUNG, 2004). Neben der inländischen Produktion wurde bzw. wird verstärkt Torf aus dem Baltikum importiert.

## 2.4 Kompost

In der Natur werden organische Materialien auf zwei Arten abgebaut. Unter anaeroben Bedingung wird von Fäulnis gesprochen. Läuft der Abbauprozess unter Einfluss von Sauerstoff ab, wird der Vorgang Kompostierung tituliert. Das Endprodukt dieses Prozesses ist der Kompost (lat. *componere* = zusammensetzen). Bei beiden Abbauarten wird das organische Material durch Destruenten, wie Mikroorganismen, Regenwürmer, Asseln oder andere Kleintiere zersetzt.

Laut KRANERT (2000) sind bei der Kompostierung vier Gruppen von Mikroorganismen von Bedeutung:

- heterotrophe Bakterien
- Aktinomycceten
- Pilze
- Protozoen

Die Bakterien sind Procarionten, die in allen Phasen der Kompostierung auftreten und über 80 % des Abbaus der Organischen Substanz bewirken. Neben den Bakterien spielen die Strahlenpilze (Aktinomycceten), besonders beginnend mit der thermophilen Phase, eine bedeutende Rolle. Sie veratmen schwer abbaubare Stoffe und sind wichtige Vertreter der Bodenbakterien. Die Pilze kommen bei der Kompostierung im Vergleich zu den zuvor erwähnten Mikroorganismen in einer wesentlich geringeren Dichte vor. Sie zersetzen schwer abbaubare Stoffe, wie z. B. Lignin und leisten durch Bildung antibiotischer Produkte einen wesentlichen Beitrag bei der Hygienisierung des Rottegutes. Die Protozoen treten hauptsächlich erst im fortgeschrittenen Rottestadium auf und veratmen in großem Umfang Bakterien (KRANERT, 2000).

Beim Kompostierungsprozess werden vier Phasen unterschieden:

### **Abbauphase:**

Als erstes werden mit Hilfe von Pilzen und Bakterien die organischen Stoffe in ihre Einzelteile zerlegt. Dieser Vorgang setzt durch die enorme Aktivität der Mikroorganismen viel Energie in Form von Wärme frei. Bei genügend Material erwärmt sich der Kompost im Inneren innerhalb weniger Tage bis 70 Grad Celsius (STENTIFORD, 1996). Diese Hitzeentwicklung ist sehr wichtig, weil dadurch die meisten Unkrautsamen abgetötet werden. Die sogenannte Heißrotte dauert, je nach Zusammensetzung des Kompostes, zwischen drei und fünf Wochen.

### Umbauphase:

In dieser, hauptsächlich von pilzlicher Aktivität dominierten Phase werden schwer abbaubare Stoffe, wie Lignin und Cellulose zerlegt. Aus abgebauten Proteinen werden durch Mikroorganismen Nitrat gebildet. Die Temperatur fällt wieder ab und das Kompostmaterial fällt zusammen.

### Aufbauphase:

Während dieser Kompostierungsphase zerlegen zahlreiche Kleintiere, wie Tausendfüßler, Asseln und Springschwänze mit ihren Mundwerkzeugen das Material, verdauen und vermischen es. Eine besondere Rolle hierbei spielt der Kompostwurm (*Eisenia foetida*) auch Mist- oder Stinkwurm genannt, der in seinen Verdauungsorganen mineralisches und organisches Material vermischt und die für reifen Kompost charakteristischen Krümel bildet. Das nun in seiner Struktur einheitliche und dunkel gefärbte Kompostgut wird Frischkompost genannt. Dabei handelt es sich um einen ausgezeichneten Dünger, der aber noch nicht wurzelverträglich ist und somit nur oberflächlich ausgetragen werden darf.

### Reifephase:

Der Übergang von der vorigen Phase zur Reifephase verläuft fließend. Die Kompostwürmer verlassen das Substrat und werden vom Gemeinen Regenwurm (*Lumbricus terrestris*) abgelöst. Diese wiederum sorgen mit ihrer Wühl- und Fraßtätigkeit für eine weitere Lockerung und Durchmischung der Erde. Der entstandene Reifkompost weist die typischen Krümel auf, die ihre gebundenen Nährstoffe nur langsam abgeben.

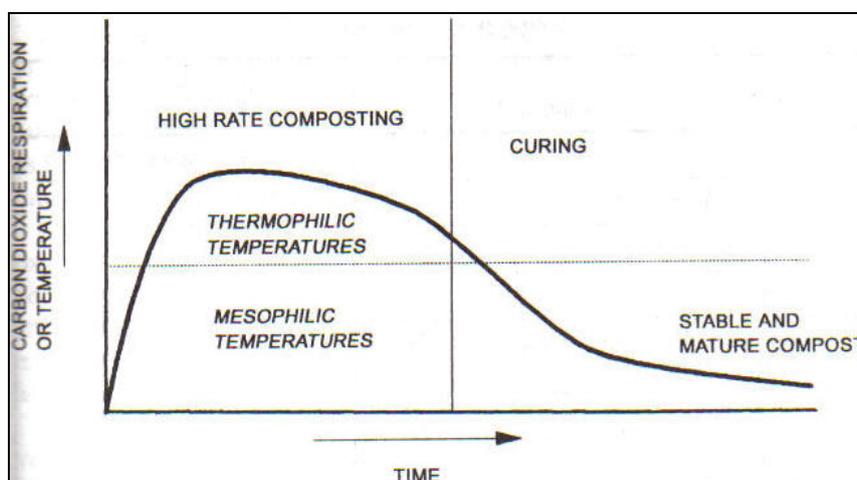


Abbildung 2.10: Phasen während des Kompostierens in Bezug auf die CO<sub>2</sub> Respiration und die Temperatur (EPSTEIN, 1997).

SPOERRI (1975) unterteilt die Kompostierung in fünf Phasen, wobei die Rottephasen durch die Temperatur des Mietenmaterials und die am Abbau beteiligten Mikroorganismen charakterisiert sind. Die Einteilung ist in Tabelle 2.3 zu sehen.

**Tabelle 2.3: Charakteristische Merkmale der Rottephasen (SPOERRI, 1975).**

<b>Rottephase</b>	<b>Temperatur [° C]</b>	<b>Mikroorganismen</b>	<b>Hygienische Bedeutung</b>
Mesophile Phase A	< 45	Psychrophile und mesophile Mikroorganismen	Ungenügende Entseuchung
Thermophile Phase B	45 – 65	Thermophile Mikroorganismen	Thermische und biochemische Entseuchung
Hochtemperaturphase C	> 65	Sporenbildende Bakterien, andere Mikroorganismen	Thermische Entseuchung
Abkühlungsphase D	65 – 20	Thermophile, dann mesophile Mikroorganismen	Mögliche Reinfektion
Reifephase E	Umgebungs- temperatur	Artenreiche Mikroflora	Inaktivierung von pathogenen Keimen durch antagonistische Wirkung

Bei der Kompostierung müssen zur Schaffung optimaler Bedingungen für die Mikroorganismen folgende Punkte berücksichtigt werden:

- Kohlenstoff – Stickstoffverhältnis
- Belüftung
- Feuchtigkeit
- pH-Wert

RAVEN et al. (2000) bezeichnen das Kohlenstoff – Stickstoffverhältnis als optimal, wenn es 30:1 (Gewichtsanteile) ist. Ist der Anteil des Kohlenstoffs höher, verlangsamt sich das Wachstum der Mikroorganismen. Bei einem Stickstoffanteil größer 1 geht ein Teil als gasförmiges Ammoniak verloren. Ferner muss das zu kompostierende Material in ausreichender Form belüftet werden, damit die Mikroorganismen zur Aufrechterhaltung ihrer Lebenstätigkeit mit Sauerstoff versorgt werden. Die Belüftung dient laut BIDLINGMAIER

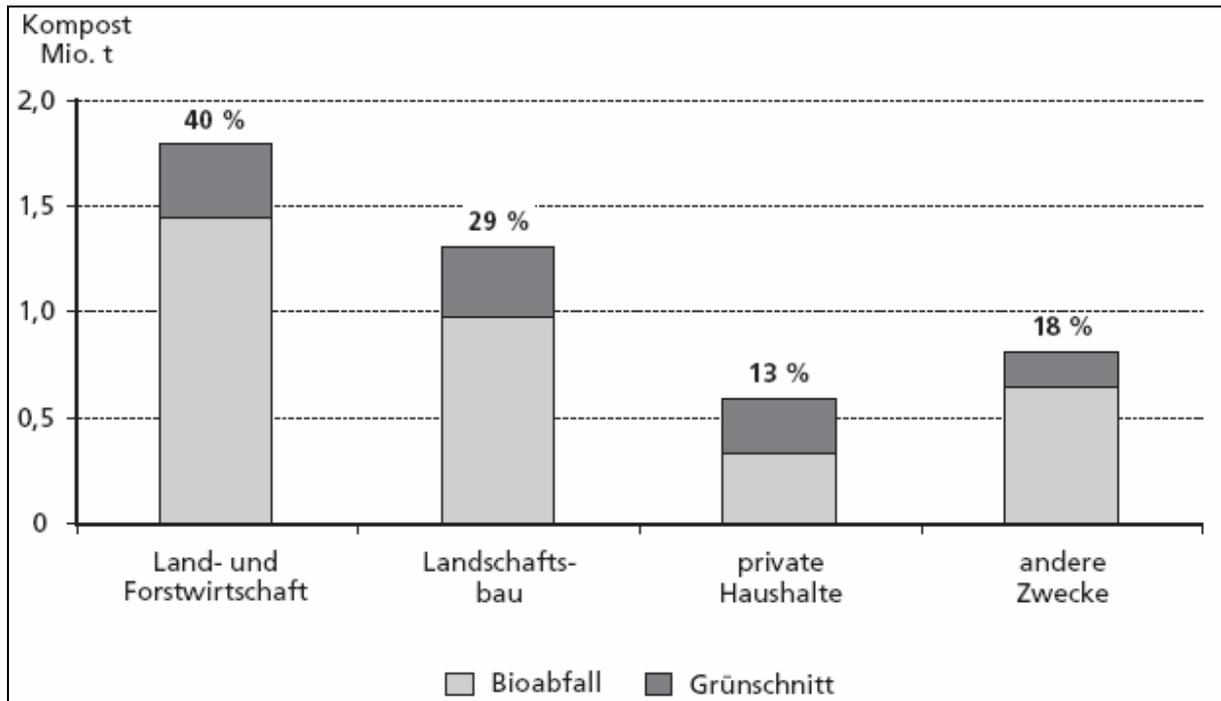
(2000) aber auch zum Austreiben von Wasser zur Trocknung des Rottegutes, zur Verhinderung eines Wärmestaus, durch den die Mikroorganismen inaktiviert würden und sie dient zur Abführung des CO<sub>2</sub>, um eine hohe mikrobielle Aktivität aufrechtzuerhalten.

Das Rottegut sollte außerdem stets feucht, aber nicht nass sein. Die Versorgung der Mikroorganismen mit Nährstoffen erfolgt nur in wässriger Lösung, weshalb bei der Kompostierung Wasser in ausreichender Menge zur Verfügung stehen muss. Im Regelfall liegt die Feuchte durchschnittlich bei 55 – 65 %, wobei die maximal Transferrate an Nährstoffen bei 100 % Feuchte wäre (STENTIFORD, 1996).

Am Anfang der Kompostierung ist der pH-Wert im leicht sauren Bereich (ungefähr pH-Wert = 6). Mit Beginn der Abbauphase fängt aufgrund der gebildeten organischen Säuren eine Ansäuerung auf einen pH-Wert von 5,0 – 4,5 statt. Durch den anschließenden Anstieg der Temperatur steigt auch der pH-Wert auf einen Wert von 7,5 – 8,5 an und bleibt weitestgehend stabil. EPSTEIN et al. (1977) haben festgestellt, dass der pH-Wert einen Einfluss auf die maximal erreichten Temperaturen während der Kompostierung hat. Die höchsten Temperaturen wurden erreicht, wenn der pH-Wert zwischen 6,5 und 9,6 lag.

Allgemein gelten Komposte als sehr nährstoffreich, da während des Kompostierungsprozesses die organischen Stoffe zu einem großen Teil zu CO<sub>2</sub> abgebaut oder mineralisiert werden und dadurch bedingt die Mineralstoffe in dem verbleibenden Humus des Kompostes angereichert werden. Neben den hohen Nährstoffgehalten weisen die Komposte einen hohen pH-Wert auf (KEHRES & GRANTZAU, 1997). RAVEN et al. (2000) sehen gegenüber Kunstdüngern im Kompost den Vorteil, dass er fast alle Nährstoffe, die eine Pflanze zum Wachstum braucht, enthält. Ein guter Kompost beinhaltet, bezogen auf das Trockengewicht 1,5 % – 3,5 % Stickstoff, 0,5 % – 1,0 % Phosphor und 1,0 – 2,0 % Kalium (RAVEN et al., 2000).

In Deutschland wurden im Jahre 2000 laut STATISTISCHEM BUNDESAMT (2005) 4,5 Mio. Tonnen Kompost produziert. Der Hauptanteil von 1,8 Mio. Tonnen Kompost fand in der Land- und Forstwirtschaft Verwendung (vgl. Abbildung 2.11). Diese Produktionsmenge wurde in über 800 Kompostierungsanlagen bundesweit erzeugt (KERN & RAUSSEN, 2005).



**Abbildung 2.11: Einsatzbereiche von Kompost im Jahre 2000 (STATISTISCHES BUNDESAMT, 2005).**

Der erzeugte Kompost muss, damit er vermarktet werden darf, bestimmte Kriterien erfüllen. Die Kriterien sind im Merkblatt M 10 der Bund/ Länder-Arbeitsgemeinschaft Abfall niedergeschrieben. Darüber hinaus kann ein Hersteller zur Steigerung der Vermarktungsfähigkeit seines Produktes Träger des RAL – Gütezeichens „Kompost“ werden. Hierfür muss der von ihm erzeugte Kompost die Qualitätsanforderungen der Bundesgütegemeinschaft Kompost e. V. erfüllen. Hält ein Kompost die RAL – Vorgaben ein, kann davon ausgegangen werden, dass die Abfallverwertung ordnungsgemäß und schadlos im Sinne von § 5 Abs. 3 Kreislaufwirtschafts-/ Abfallgesetz erfolgte.

### 3. Material und Methoden

#### 3.1 Herstellung des Holzfasersubstrates

Das rotfaule Fichtenholz für die Herstellung des Holzfasersubstrates stammte aus dem Niedersächsischen Landesforstamt Sellhorn, Revierförsterei Rosengarten. Die Volumenbestimmung wurde mit Hilfe einer Kluppe und einem Rollmaßband durchgeführt. Bei jedem Stammstück ab einem Durchmesser von 20 cm ohne Rinde wurde in Anlehnung an die Rohholzsortierung in Niedersachsen (NIEDERSÄCHSISCHES MINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN, 1999) durch zwei zueinander senkrecht stehende Messungen der Mittendurchmesser ermittelt. Das Volumen wurde mit der HUBERSchen Formel (KRAMER & AKÇA, 1995) errechnet.

$$V = \frac{\pi}{4} * d^2 * l$$

Dabei ist:    V        = Volumen [m<sup>3</sup>]  
              d        = Durchmesser [m]  
              l        = Länge [m]

Das Holz wurde mit einem mobilen Hacker (Modell: Eschlbock Biber 70) zerkleinert und direkt in einen Anhänger mit einem Fassungsvermögen von 28 m<sup>3</sup> gefüllt. Die Hackschnitzel aus rotfaulem Fichtenholz wurden zur Firma Toresa<sup>®</sup> Deutschland GmbH nach Lägerdorf zur Weiterverarbeitung transportiert

Seit 1995 wird in Lägerdorf von der Firma Toresa<sup>®</sup> Deutschland GmbH ein natürliches Holzfasermaterial zur Verwendung als Torfersatz produziert (BAUMANN & PENNINGSFELD, 1993). Bei diesem Industrieversuch wurde aber nicht herkömmliches Holz, sondern rotfaules Fichtenholz zur Herstellung von Pflanzensubstrat im Extruderverfahren aufgeschlossen (KHARAZIPOUR, 2004; KHARAZIPOUR, 2006a; KHARAZIPOUR, 2006b; KHARAZIPOUR, 2006c).

Mit dem Industrieversuch sollte zum einen getestet werden, ob die Erzeugung des Pflanzsubstrates auf Basis von rotfaulem Fichtenholz möglich ist und zum anderen sollte herausgefunden werden, wie sich der Aufschluss von rotfaulem Fichtenholz im Vergleich zu gesundem Holz unterscheidet.

### 3.2 Analytik

Zur Charakterisierung des vom Rotfäulepilz *Heterobasidion annosum* befallenen Fichtenholzes wurden analytische Untersuchungen durchgeführt. Darüber hinaus sollte festgestellt werden, wie sich die chemische Zusammensetzung innerhalb des Querschnittes von gesundem und befallenen Holz unterscheidet. Damit die Daten des gesunden und befallenen Holzes vergleichbar waren, wurden Stammscheiben mit gleicher Dimension, aus gleicher Stammhöhe und dem gleichen Wuchsgebiet entnommen. Die Stammscheiben für die analytischen Untersuchungen stammten aus dem Niedersächsischen Landesforstamt Riefensbeek, Revierförsterei Rehnhagen.

Für die analytischen Untersuchungen wurde das Material an unterschiedlichen Stellen innerhalb gesunder und von *Heterobasidion annosum* befallener Stammabschnitte genommen.



**Abbildung 3.1:** Probenentnahmebereiche im Querschnitt eines mit *Heterobasidion annosum* befallenen Stammabschnittes. 1: Splintbereich; 2: Übergangsbereich; 3: Kernbereich (Foto: LUDWIG, 2004).

Es wurden Proben im Splintbereich (Entnahmepunkt 1), im Übergangsbereich zwischen Splint und Kern (Entnahmepunkt 2) sowie im Kernbereich (Entnahmepunkt 3) entnommen (vgl. Abbildung 3.1). Nach demselben Muster erfolgte die Probenentnahme innerhalb der nicht vom Pilz befallenen Stammscheiben. Die Holzproben wurden anschließend in einer Ultrazentrifugalmühle („Retschmühle“) gemahlen, da die Genauigkeit der chemischen

Untersuchungen mit zunehmender Feinheit des Holzmaterials steigt. Pro Variante wurden bei allen analytischen Verfahren jeweils drei Wiederholungen untersucht.

### 3.2.1 Ligninbestimmung

Zur Bestimmung des Ligninanteils nach der HALSE-Methode (HALSE, 1926) wurden die Holzproben zunächst 24 Stunden bei 105 °C gedarrt. Anschließend wurde je Variante 1 g atro Holzprobe abgewogen und in einen 500 ml Erlenmeyerkolben mit Schliff gegeben.

Danach wurden 50 ml rauchende Salzsäure (37 %) mit einer Pipette hinzugefügt. Die Kolben wurden 15 Minuten verschlossen stehen gelassen. Nach Ablauf der Zeit wurden mit einer Glaspipette vorsichtig 5 ml konzentrierte Schwefelsäure (95 – 97 %) hinzugegeben und gut miteinander vermischt. Die Erlenmeyerkolben mit den Proben wurden über Nacht unter einem Abzug stehen gelassen.

Die Suspension wurde am nächsten Tag in ein 1.000 ml Becherglas gegeben und bis zur 500 ml Marke mit destilliertem Wasser aufgefüllt. Zur Vermeidung von Messungenauigkeiten wurden besonders die Rückstände im Erlenmeyerkolben gründlich nachgespült.

Der Inhalt des Becherglases wurde zehn Minuten lang auf einer Heizplatte gekocht. Während dieser Zeit wurden in einem weiteren 1.000 ml Becherglas circa 400 – 500 ml destilliertes Wasser erhitzt. Anschließend wurde die Suspension durch zuvor gedarrte und abgewogene Glasfiltertiegel abgegossen und der dunkle Rückstand (Lignin und Asche) in dem Tiegel so lange mit dem erhitzten Wasser nachgespült, bis dieser einen neutralen pH-Wert (pH-Wert = 7) erreicht hat.

Daraufhin wurden die Glasfiltertiegel mit den Überständen bei 105 °C für 24 Stunden im Trockenschrank gedarrt. Dann wurden die Proben im Exsikkator abgekühlt und anschließend gewogen. Aus der Differenz der beiden Gewichtsmengen ergab sich der Lignin- bzw. Aschegehalt.

Zur Feststellung des Ligninanteils musste das Filtrat verascht und gewogen werden. Das Gewicht der gedarrten Probe vor dem Veraschen minus dem Gewicht der Probe nach dem Veraschen ergab den Ligningehalt von einem Gramm Probe. Im letzten Schritt wurde der prozentuale Anteil des Lignins pro Probe errechnet und die Mittelwerte jeder Variante ermittelt.

### 3.2.2 Bestimmung des Pentosangehaltes nach DIN 54 361

Es wurden 2 g (atro) Fasern in einen 500 ml Rundkolben eingewogen. Aufgefüllt wurden diese Fasern mit 200 ml 3,2 M Bromwasserstoffsäure (362,06 ml 48 %ige HBr auf 1000 ml mit deionisiertem Wasser aufgefüllt). Der Rundkolben wurde in einen Heißpilz (höchste Stufe) gestellt, der Tropftrichter aufgesetzt und das Kühlwasser angestellt.

Nach circa 30 Minuten waren ungefähr 90 ml überdestilliert. In den Tropftrichter wurden 90 ml deionisiertes Wasser gegeben und so in den Rundkolben gefüllt, dass die Ränder des Kolbens gespült wurden. Nachdem 180 ml abdestilliert worden waren, wurden erneut 60 ml deionisiertes Wasser in den Rundkolben gefüllt. Nach Erhalt von 240 ml Destillat wurde die Destillation abgebrochen.

Das Destillat wurde quantitativ in ein 250 ml Messkolben überführt. Dieser wurde bis zum Eichstrich mit deionisiertem Wasser aufgefüllt. Aus dem Messkolben wurden mit einer Vollpipette 5 ml entnommen, in ein 100 ml Messkolben pipettiert und mit Wasser auf 100 ml aufgefüllt. Dies entsprach einer 1:20 Verdünnung.

Aus dieser Lösung wurde der Pentosangehalt mit Hilfe eines Photometers ermittelt. Die Extinktion wurde bei 277,5 nm Wellenlänge gemessen. Da dies im UV-Bereich liegt, mussten Quarzküvetten verwendet werden. Zuvor wurde eine Kalibrierkurve erstellt wodurch aus der Extinktion direkt auf die Konzentration an Pentosan in der Probe geschlossen werden konnte. Der Pentosangehalt wurde nach folgender Formel ermittelt:

$$x = 0,03438 * \frac{c}{0,878 * m} * 100$$

Dabei ist:    x        = Pentosangehalt [%]  
                  c        = Furfurolkonzentration des Destillates [mg/l]  
                  m        = Masse der atro Probe [g]

### 3.2.3 Aschegehalt

Die gedarrten Proben wurden im Muffelofen bei einer Temperatur von 550 – 600 °C bis zur Massekonstanz verascht. Die eingewogene Masse betrug zwischen 2 – 6 g (auf 0,1 mg) pro Probe. Durch das Veraschen entweicht ein Teil der Grundelemente in Form von Verbrennungsgasen (z. B. CO<sub>2</sub>, H<sub>2</sub>O, NH<sub>3</sub>, SO<sub>2</sub>), während in der Asche die Oxide bzw. Carbonate zahlreicher anderer Elemente zurückbleiben (z. B. K<sub>2</sub>O, Na<sub>2</sub>O, CaO, MgO, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>, SO<sub>3</sub>, SiO<sub>2</sub>).

Nach dem Veraschen wurden die Proben 1,5 Stunden im Exsikkator abgekühlt und abschließend mittels einer Differenzwägung des Glührückstandes der Aschegehalt ermittelt. Die Formel zur Berechnung des Aschegehaltes lautet:

$$A = \frac{m_2}{m_1} * 100$$

Dabei ist: A = Aschegehalt [g/ 100g]

m<sub>1</sub> = Einwaage [g]

m<sub>2</sub> = Rückwaage [g]

### 3.2.4 Kaltwasserextraktion

Die zu extrahierenden Holzfasern wurden mit destilliertem Wasser im Verhältnis (1:30; atro Holzmaterial zu Wasser) versetzt. 5 g (atro) des Untersuchungsmaterials wurden mit destilliertem Wasser zu 155 g Gesamtgewicht aufgefüllt. Anschließend wurde die Probe 24 Stunden bei Raumtemperatur und ungefähr 120 rpm geschüttelt. Nachfolgend wurde das Extrakt über vorher gedarrte und gewogene Glasfildertiegel abfiltriert. Das Filtrat wurde zur pH-Wert Bestimmung sowie zur Ermittlung der Pufferkapazität verwendet. Die abfiltrierten Fasern wurden bei 105 °C über Nacht gedarrt und erneut gewogen. Der Anteil der im Kaltwasser löslichen Extraktstoffe wurde wie folgt berechnet:

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

Dabei ist: E = Extraktstoffgehalt [%]

m<sub>1</sub> = Einwaage (atro) [g]

m<sub>2</sub> = Masse des extrahierten Materials [g]

*Bestimmung des pH-Wertes:*

Der pH-Wert wurde direkt in der abfiltrierten Lösung bestimmt. Die pH-Elektrode wurde vier Minuten bei 20 °C in das Filtrat gehalten, danach wurde der Wert abgelesen.

*Bestimmung der Pufferkapazität:*

Zur Messung der Pufferkapazität wurden 20 ml des Filtrats mit 0,01 M NaOH – Lösung bis zu einem pH-Wert 7 (Neutralpunkt) an einem Titroprozessor titriert. Aus der verbrauchten Menge an Lauge [ml] bis zum Erreichen des Neutralpunktes ließ sich die Pufferkapazität (mmol NaOH/ 100 g atro Fasern) berechnen.

Bei der Kaltwasserextraktion mit 5 g Einwaage und 150 ml Wasser entspricht 1 ml verbrauchte Lauge 1,5 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern.

### **3.2.5 Heißwasserextraktion**

Bei der Heißwasserextraktion wurde der Anteil der in heißem Wasser löslichen Extraktstoffe der Fasern ermittelt. 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 (Formel siehe *Kaltwasserextraktion*).

Der pH-Wert und die Pufferkapazität der Heißwasserextrakte wurden nach derselben Methode bestimmt, wie bei der *Kaltwasserextraktion*. Allerdings entsprach hier 1 ml Lauge 2,5 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern aufgrund der geringeren Einwaage.

### **3.2.6 Ethanol-Cyclohexanextraktion**

Die Bestimmung des Extraktstoffgehaltes erfolgte in einer Soxhletapparatur unter Einsatz von 3 g (atro) Material und 200 ml Lösungsmittel. Die Fasern wurden in einem Gemisch aus Ethanol/ Cyclohexan, in einem Verhältnis v/v 1:2, für sechs Stunden extrahiert. Im Anschluss daran wurden die Extrakte im Vakuumrotationsverdampfer eingengt und im Vakuumexsikkator für 24 Stunden getrocknet. Das Gewicht des Extraktes wurde auf die Einwaage bezogen.

### 3.2.7 Bestimmung der Darrdichte von gesundem und befallenem Fichtenholz mit dem Labor-Dichteprofilmessgerät (DA-X)

Aus gesundem und mit dem Rotfäulepilz (*Heterobasidion annosum*) befallenem Fichtenholz wurden Prüfkörper geschnitten um deren Rohdichteprofil in absolut trockenem Zustand (Darrdichte) zu ermitteln. Die Proben wurden dafür als erstes mit einer digitalen Schieblehre, die durch eine Schnittstelle mit einem Computer verbunden ist, vermessen. Ferner wurde von jedem Prüfkörper das Gewicht ermittelt. Diese Daten flossen in das Programm des Labor-Dichteprofilmessgerätes, kurz DA-X genannt, der Firma GreCon ein.



**Abbildung 3.2: Das Labor-Dichteprofilmessgerät (DA-X) der Firma GreCon (Foto: LUDWIG, 2006).**

Das Gerät misst mit Hilfe von Röntgenstrahlen und einer Schrittweite von 20  $\mu\text{m}$  mit einer Vorschubgeschwindigkeit von 0,05 bis 5 mm/ Sekunde. Messungen sind bis zu einer Dichte von 1.500  $\text{kg}/\text{m}^3$  mit einer Genauigkeit von  $\pm 1\%$  vom Messbereichsendwert möglich.

Die Fichtenproben wurden mit einer Vorschubgeschwindigkeit von 0,05 mm/ Sekunde gemessen, um möglichst exakte Messergebnisse zu bekommen. Die Werte wurden abschließend in das Softwareprogramm MS Excel importiert und es wurden für jeden Probenbereich (Splint-, Übergangs- und Kernbereich) der Mittelwert und die Standardabweichung errechnet.

### 3.2.8 Bestimmung des Wasserrückhaltevermögens

Die Bestimmung des Wasserrückhaltevermögens (WRV-Wert) erfolgte in Anlehnung an das Verfahren des Vereins der Zellstoff- und Papierchemiker und Ingenieure aus Merkblatt IV/33/57 (vgl. SCHNEIDER, 1999; HÖPNER et al., 1955). Hierfür wurden Fasern mit Wasser versetzt und bei Raumtemperatur über Nacht stehen gelassen. Die wassergetränkten Proben wurden in eine entsprechende Vorrichtung in die Zentrifugenbecher gegeben. Während des Zentrifugierens wurde durch ein Filterpapier das überschüssige Wasser in einen Auffangbecher gedrückt. Das Abschleudern erfolgte bei 3.000 facher Erdbeschleunigung. Die hierfür erforderliche Drehzahl der Zentrifuge wurde wie folgt errechnet:

$$n = 299,05 * \sqrt{\frac{a}{r}}$$

Dabei ist:     n         = Drehzahl der Zentrifuge [min]  
                  r         = Halbdurchmesser der Zentrifuge, gemessen an der Position der Fasern in der Schleudervorrichtung [cm]  
                  a         = das geforderte Vielfache der Erdbeschleunigung

Die Proben wurden für eine Dauer von fünf Minuten zentrifugiert. Nach dem Stillstand der Zentrifuge wurden die Proben in zuvor bei 105 °C gedarrte und gewogene Wägegläser überführt und gewogen. Über Nacht wurden die Proben bei 105 °C gedarrt. Eine erneute Bestimmung der Masse erfolgte nach Abkühlung im Exsikkator. Die Berechnung des Wasserrückhaltevermögens wurde nach folgender Gleichung durchgeführt:

$$WRV - Wert = \frac{m_1 - m_2}{m_2} * 100$$

Dabei ist:     WRV     = Wasserrückhaltevermögen [%]  
                  m<sub>1</sub>     = Gewicht der feuchten Probe [g]  
                  m<sub>2</sub>     = Gewicht der atro Probe [g]

### 3.2.9 Ermittlung des Stickstoffgehaltes nach der Kjeldahl-Methode (DIN EN 25 663)

Die Stickstoffbestimmung nach Kjeldahl ist seit mehr als 120 Jahren ein international akzeptierter Standard. Das Verfahren wurde im Jahre 1883 von Johan Kjeldahl (1849 – 1900) zur Stickstoffbestimmung in Gerste und Hefe entwickelt. Der Stickstoff kann in vielen verschiedenen stickstoffhaltigen Substanzen festgestellt werden, weshalb das Verfahren

heutzutage sowohl in der Nahrungsmittelindustrie und der Umweltanalytik, als auch in der pharmazeutischen- und chemischen Industrie angewendet wird.

Die Kjeldahl-Methode kann grob in drei Arbeitsschritte unterteilt werden. Im ersten Arbeitsschritt werden die Proben mit Schwefelsäure in einem Kochprozess aufgeschlossen. Während dieses Prozesses werden die Stickstoffverbindungen wie Proteine, Amine und andere organische Verbindungen in den Proben in Ammoniumverbindungen überführt. Der zweite Arbeitsschritt ist eine Destillation, bei der der Aufschluss mit Lauge und bidestilliertem Wasser destilliert wird, so dass Ammoniak durch die Lauge freigesetzt wird und aufgrund der Destillation ausgetrieben werden kann. Im letzten Arbeitsschritt wird das Destillat auf einen bestimmten pH-Wert zurück titriert. Die chemischen Reaktionen sind in Abbildung 3.3 zu sehen.

<b>Chemischer Pfad</b>	
<b>Aufschluss</b>	$\text{CHNO} + \text{H}_2\text{SO}_4 \xrightarrow{\text{[Katalysator]}} \text{CO}_2 + \text{SO}_2 + \text{H}_2\text{O} + (\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ [Probe]
<b>Neutralisation</b>	$\text{H}_2\text{SO}_4 + 2 \text{NaOH} \xrightarrow{\quad} \text{Na}_2\text{SO}_4 + 2 \text{H}_2\text{O}$ $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4 + 2 \text{NaOH} \xrightarrow{\quad} \text{Na}_2\text{SO}_4 + 2 \text{NH}_3 + 2 \text{H}_2\text{O}$
<b>Wasserdampfdestillation</b>	
<b>Borsäuretitration</b>	$\text{H}[\text{B}(\text{OH})_4] + \text{NH}_3 \xrightarrow{\quad} \text{NH}_4[\text{B}(\text{OH})_4]$ $2 \text{NH}_4[\text{B}(\text{OH})_4] + \text{H}_2\text{SO}_4 \xrightarrow{\quad} (\text{NH}_4)_2\text{SO}_4 + 2 \text{H}[\text{B}(\text{OH})_4]$

**Abbildung 3.3: Chemische Reaktionen der Kjeldahl-Methode ([http://www.kmf-laborchemie.de/pdf/Kjeldahl\\_de1.pdf](http://www.kmf-laborchemie.de/pdf/Kjeldahl_de1.pdf)).**

### Aufschluss:

Der Aufschluss erfolgte unter Verwendung von Schwefelsäure (98 %) und Kjeltabs des Typs CT. Sie sind zusammengesetzt aus 5 g K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>; 0,15 g CuSO<sub>4</sub> x 5 H<sub>2</sub>O und 0,15 g TO<sub>2</sub> und wirken als Katalysatoren, da durch das Sulfatsalz der Siedepunkt der Schwefelsäure auf 400 °C heraufgesetzt wird. Für den Aufschluss wurden jeweils 2 g der klein gemahlene Holzproben aus dem gesunden und befallenen Fichtenholz in die für den Aufschluss vorgesehenen 400 ml Glasgefäße eingewogen und zwei Kjeltabs sowie 25 ml Schwefelsäure (98 %) hinzugegeben. Die gefüllten Gefäße wurden daraufhin in den auf 300 °C vorgewärmten Heizblock der KJELDAHLTHERM KB/KBL der Firma Gerhardt gestellt und mit

den dazugehörigen Deckeln verschlossen. Diese Apparatur muss unbedingt unter einem Abzug stehen, da durch ein defektes Gerät gefährliche Gase austreten könnten.

Die Proben wurden 45 Minuten bei 300 °C vorgekocht, um ein starkes Schäumen und Hochkochen der Proben zu unterbinden. Danach erfolgte der weitere Aufschluss bei einer Temperatur von 400 °C. Der während des Kochens entstehende schwefelhaltige Dampf wurde mit Hilfe eines angeschlossenen Absaugsystems, dem TURBOSOG TUR/TVK, in Natriumhydroxid (20 %) zweifach gewaschen und neutralisiert. In die Natriumhydroxid Lösung (20 %) wurden zur Kontrolle einige Tropfen einer Indikatorlösung gegeben. Als zweckmäßig hat sich Bromthymolblau erwiesen, das durch das Gasgemisch nicht zerstört wird. Hierfür wurden 0,5 g Bromthymolblau zunächst in 20 ml Ethanol gelöst und dann mit 1 Liter Wasser vermischt. Von dieser Indikatorlösung wurden 2 ml in die Neutralisationsflaschen gegeben.

Während des Aufschlusses war es wichtig, dass der Dampfabzug nicht zu stark eingestellt wurde, da sonst zuviel Schwefelsäure aus dem Aufschluss in Form von Dampf entzogen wurde und ein vollständiger Probenaufschluss nicht mehr gewährleistet war. Der beim Kochprozess entstandene schwefelhaltige Dampf sollte an der Innenwand des Gefäßes zurückfließen um dann erneut erhitzt zu werden.

Im Verlauf des Kochens nahm die Probe eine grüne Farbe an. Von diesem Zeitpunkt wurden die Proben noch 90 Minuten weiter gekocht, damit alle Bestandteile aufgeschlossen wurden. Im Anschluss wurden die Proben aus dem Heizblock genommen und auf Zimmertemperatur abgekühlt. Wichtig dabei war, dass die schwefelhaltigen Dämpfe weiterhin über den TURBOSOG abgesaugt wurden.

### **Destillation:**

Mit Hilfe der Destillationsapparatur VAPODEST 30 der Firma Gerhardt wurden die aufgeschlossenen und abgekühlten Proben automatisch destilliert. Das Destillationsprogramm wurde so eingestellt, dass die Proben vor der Destillation neun Sekunden mit bidestilliertem Wasser und anschließend vier Sekunden mit Natronlauge (32 %) vermengt wurden. Das in den Proben enthaltene Ammoniak wurde dadurch freigesetzt. Anschließend begann der 240 Sekunden dauernde Destillationsprozess, bei dem der Dampfdruck auf konstant 100 % eingestellt wurde. Das Destillat wurde in einem 250 ml Becherglas, welches zuvor mit 50 ml Borsäure (4 %) gefüllt worden war, aufgefangen. Die Borsäure (4 %) wurde vorab mit einer

TASHIRO-Indikator-Lösung versetzt, um ggf. auftretende Verunreinigungen durch zurücklaufende Lauge visuell erkennen zu können.



**Abbildung 3.4: Kjeldahl Apparatur der Firma Gerhardt. Links: KJELDAHLTHERM KB/KBL; Rechts: VAPODEST 30 (Fotos: LUDWIG, 2006).**

### **Titration:**

Im letzten Arbeitsschritt wurden die Proben mit der Titrationsapparatur TITRO LINE EASY der Firma Schott automatisch auf einen pH-Wert von 5,2 zurück titriert. Für die Titration wurde eine 0,05 M Schwefelsäure verwendet. Die zum Erhalt des gewünschten pH-Wertes benötigte Säuremenge diente zur Berechnung des Stickstoffgehalts.

Die Formel zur Berechnung des Stickstoffgehalts nach Kjeldahl-Methode lautet:

$$N = \frac{a * 1,4008}{E}$$

- Dabei ist:
- N = Gesamtstickstoffgehalt [%]
  - a = Verbrauch an Schwefelsäure im Hauptversuch [ml]
  - E = Probeneinwaage [g]

Der Faktor 1,4008 steht für die Stickstoffmenge [mg], die 1 ml Schwefelsäure entspricht.

### 3.2.10 Bestimmung der Schüttdichte nach DIN EN 12 580

Die Schüttdichte des Torfersatzes aus rotfaulem Fichtenholz wurde auf Basis der DIN-Norm EN 12580 durchgeführt. Hierfür wurde ein 20 l ( $\pm 0,4$  l) Messzylinder, dessen Verhältnis von Höhe zu Durchmesser 1 : 1 betrug, verwendet. Es wurde das Leergewicht des Zylinders bestimmt und von der Masse des mit Material gefüllten Messzylinders subtrahiert. Die Berechnung der Schüttdichte erfolgte nach folgender Formel:

$$D_B = \frac{(m_2 - m_1)}{V_1}$$

Dabei ist:

$D_B$	= Schüttdichte des Materials [g/ l]
$m_1$	= Masse des Messzylinders [g]
$m_2$	= Masse des Messzylinders und seines Inhalts [g]
$V_1$	= Volumen des Messzylinders [l]

### 3.2.11 Siebanalyse nach DIN 66 165

Vor der Siebanalyse wurden einige Vorversuche durchgeführt um Angaben hinsichtlich der adäquaten Sieböffnungsweiten, der Probeneinwaage sowie der Siebdauer zu erlangen. Diese Vorversuche haben gezeigt, dass für das Torfersatzsubstrat aus rotfaulem Fichtenholz eine Siebdauer von 16 Minuten geeignet ist, wobei die kreisende Siebbewegung alle vier Minuten geändert wurde. Die Siebung wurde mit einer Retsch Siebmaschine AS 400 bei einer Siebbodenbeschleunigung von 260 rpm durchgeführt. Diese Maschine weist den Vorteil auf, dass das Siebgut durch den elektromagnetischen Antrieb in einer dreidimensionalen Wurfbewegung über die gesamte Größe des Siebes geworfen wird. Dank dieser Technik sind die Daten unabhängig von dem Maschinentyp sehr gut reproduzierbar.

Für die Siebanalyse des Torfersatzsubstrates aus rotfaulem Fichtenholz sind folgende Sieböffnungsweiten verwendet worden:

- 8 mm
- 4 mm
- 2 mm
- 1 mm
- 0,5 mm
- 0,2 mm und < 0,2 mm

Für die Siebung wurde 500 g Material (lutro) eingewogen und auf den Siebturm gegeben. Im Anschluss an die Siebung wurden die einzelnen Siebe samt Probenrückstand

gewogen und das vor Beginn der Siebung ermittelte Leergewicht abgezogen. Die Massenangaben der einzelnen Fraktionen wurden aufsummiert und von der Einwaage subtrahiert, um den Massenverlust zu ermitteln. Ferner wurde der Massenanteil der einzelnen Fraktionen an der Gesamtmasse berechnet.

### 3.2.12 Bestimmung der Rohdichte von Holzfasersubstraten nach VDLUFA A 13.2.2

Die Rohdichte des Holzfasersubstrats wurde in Anlehnung an das Verfahren des VERBANDES DEUTSCHER LANDWIRTSCHAFTLICHER UNTERSUCHUNGS- UND FORSCHUNGSANSTALTEN (VDLUFA, 1997a) ermittelt. Hierbei musste zunächst zur Findung des angebrachten Verfahrens ermittelt werden, ob es sich bei dem zu untersuchenden Substrat um ein Material mit oder ohne sperrige Komponenten handelt. Ein Substrat enthält laut Definition sperrige Komponenten, wenn es nicht ohne separate Zerkleinerung ein Sieb mit 5 mm Maschenweite passiert. Anhand der Siebanalyse (vgl. Kapitel 4.2.11) konnte gezeigt werden, dass es sich bei dem Torfersatz aus rotfaulem Fichtenholz um ein Substrat mit sperrigen Komponenten handelt.

Zur Bestimmung des Volumengewichts wurde das feuchte, zum Eintopfen optimale Substrat in einen Messzylinder mit einer Graduierung bis 1.000 ml gefüllt. Der gefüllte Zylinder wurde zehn Mal aus einer Höhe von 10 cm an einem Stativ befestigt fallen gelassen. Das Volumen wurde auf der Skalierung abgelesen und anschließend die Masse der verdichteten Probe bestimmt. Die Rohdichte des feuchten Substrats wurde nach folgender Formale berechnet:

$$p_f = \frac{m_{V_g}}{Vol_g} * 1000$$

Dabei ist:

$p_f$	= Rohdichte feucht [g/l]
$m_{V_g}$	= Masse des gesetzten Volumens [g]
$Vol_g$	= gesetztes Volumen [ml]

Zur Berechnung der Rohdichte des trockenen Substrats wurde folgende Formel verwendet:

$$p_t = \frac{p_f}{100} * TM$$

Dabei ist:      $p_t$      = Rohdichte trocken [g/l]  
                   $p_f$      = Rohdichte feucht [g/l]  
                  TM     = Trockenmassegehalt des Substrats [%]

### 3.2.13 Rasterelektronenmikroskop „SEM 515“ (REM)

Mit einem Rasterelektronenmikroskop (REM) erzeugte Bilder sind Abbildungen der Objektoberflächen und sie weisen im Vergleich zu Bildern, die mit lichtoptischen Durchlichtmikroskopen erzeugt werden, eine höhere Tiefenschärfe auf. Theoretisch sind mit einem REM Vergrößerungen bis zu 500.000-fach und mehr möglich, wohingegen mit Lichtmikroskopen die Vergrößerung durch die physikalischen Gegebenheiten auf knapp 2.000-fach begrenzt ist.

Das Rasterelektronenmikroskop basiert auf der Abrasterung der Objektoberfläche mittels eines feingebündelten Elektronenstrahls. Dieser Vorgang findet im Vakuum statt, um Wechselwirkungen mit Atomen und Molekülen in der Luft zu vermeiden.

Die Holzproben wurden für die Untersuchung auf Probenteller mit doppelt klebenden Kohlenstoffplättchen fixiert. Anschließend mussten die Proben mit Hilfe eines Sputtergerätes (Emscope SC 500, Emscope Laboratories LTD, Ashford, England) mit einer dünnen, elektrisch leitfähigen Goldschicht überzogen werden. Dieses Gold stammte aus einem Goldblech, das in einer Vakuumkammer mit Argongas-Atmosphäre ionisiert wurde, so dass sich das Goldplasma auf der Probe absetzte. Während der Sputterzeit bildeten sich auf der Probe kleine Goldinseln, die nach einigen Minuten weitgehend zusammengewachsen waren und eine bis zu 200 nm dicke Schicht bildeten.

### 3.3 Pflanzversuche

#### 3.3.1 Versuch mit Trieb-Kopfsalat (*Lactuca sativa* L. var. *capitata* L. 'Fenston')

Die Salatsamen wurden von der Firma Juliwa Gemüse geliefert. Die Trieb-Kopfsalatsamen mit dem Namen „Fenston (E 11.7868)“ entsprachen dem Standardsaatgut der EG-Norm (Bezugsnummer: D 076 KH) und waren ungebeizt. Hergestellt wurden die Samen von der Firma Enza Zaden B. V. aus Enkhuizen, Holland.

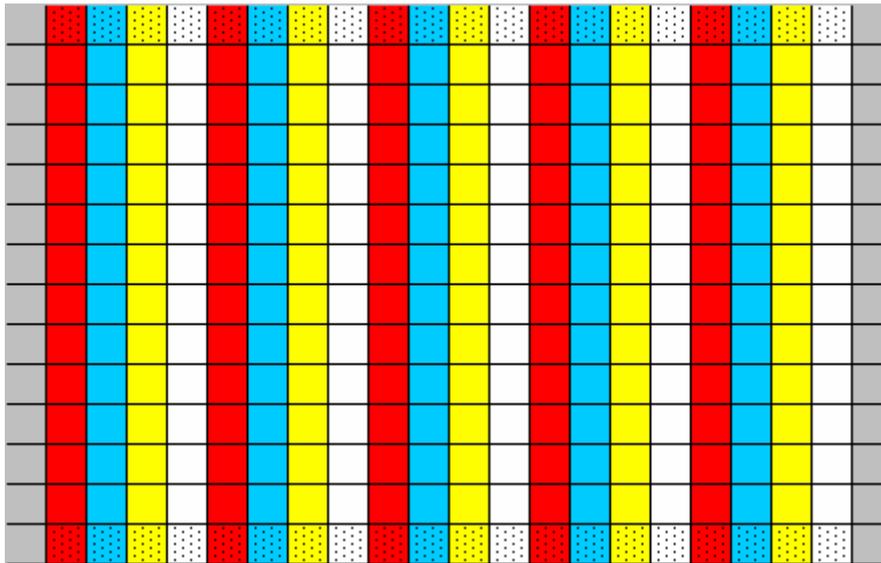
Untersucht wurden die in Tabelle 3.1 dargestellten Substratvarianten:

**Tabelle 3.1: Substratvarianten zur Anzucht und Kultivation von Trieb-Kopfsalat.**

Substratvariante	Mischung	Verhältnis
1	• Fruhstorfer Einheitserde; Typ N	100 Vol. %
2	• Fruhstorfer Einheitserde; Typ N • Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22	40 Vol. % 60 Vol. %
3	• Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22	100 Vol. %
4	• Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL	100 Vol. %

In Substrat 4 wurde als Düngemittelzusatz Kartoffelfruchtwasser (PPL = **P**otato **P**ulp **L**iquor), in einer Konzentration von 2 %, bezogen Festmasse PPL auf Festmasse Substrat, hinzugegeben. Das Kartoffelfruchtwasser ist ein Nebenprodukt der Stärkeherstellung. Einzelheiten über die Gewinnung des PPL sind bei STROOT (2001) nachzulesen. Geliefert wurde das Kartoffelfruchtwasser von der Firma „Emsland Stärke GmbH“ aus Emlichheim.

Pro Pflanzreihe wurden 14 Pflanztöpfe mit jeweils fünf Samen verwendet. Als Pflanztöpfe wurden 12er Göttinger Töpfe mit dazu passenden Untersetzern genommen. Die Randtöpfe in jeder Reihe sowie an den Stirnseiten des Versuchsaufbaus wurden nicht in die Auswertung aufgenommen. Es wurden pro Substratvariante fünf Wiederholungen angelegt, womit sich der Stichprobenumfang pro Substratvariante auf 300 Pflanzen belief. Insgesamt flossen ohne die Randpflanzen 1.200 Pflanzen in die Auswertung ein.



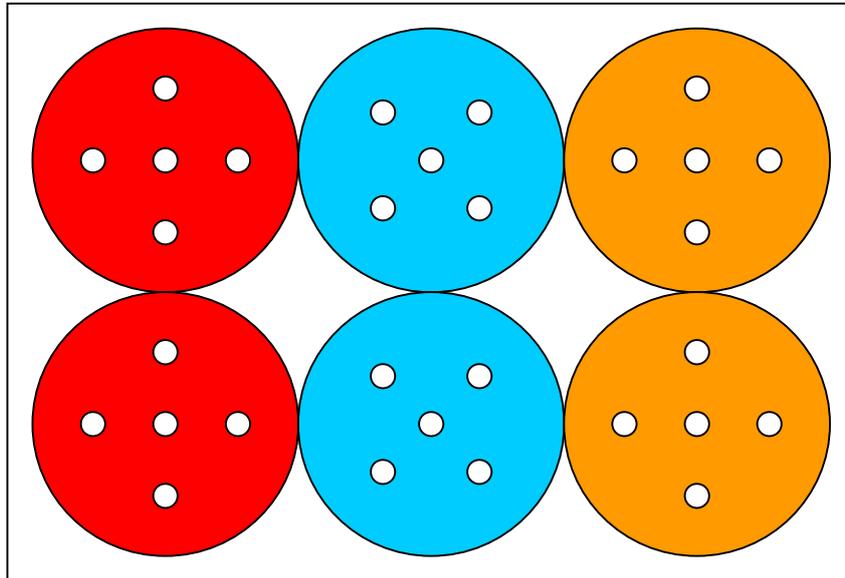
**Abbildung 3.5: Schematischer Aufbau des Gemüseversuchs mit Trieb-Kopfsalat. Die grauen und gepunkteten Töpfe waren Randtöpfe und wurden nicht mit in die Auswertung aufgenommen.**

In jedem Pflanztopf sind fünf Samen ausgesät worden. Zur Auswertung des Versuchs wurde an der Außenseite jedes Topfes eine Markierung angebracht. Die Nummerierung der Pflanzen innerhalb eines Topfes erfolgte im Uhrzeigersinn. Die Pflanze an der markierten Stelle des Pflanztopfes (auf 12 Uhr) erhielt die Nummer eins. Die Pflanze auf 3 Uhr die Nummer zwei, auf 6 Uhr die Nummer drei, auf 9 Uhr die Nummer vier und die Pflanze in der Mitte des Topfes erhielt die Nummer fünf (vgl. Abbildung 3.6).



**Abbildung 3.6: Nummerierung der Pflanzen innerhalb eines Pflanztopfes (Foto: LUDWIG, 2004).**

Die Töpfe wurden innerhalb einer Reihe in die gleiche Richtung ausgerichtet. Von Reihe zu Reihe wurden die Pflanztöpfe um 45 Grad versetzt aufgestellt. Die Einengung des Wuchsräumens durch benachbarte Pflanzen wurde somit minimiert (vgl. Abbildung 3.7).



**Abbildung 3.7: Schematische Anordnung der Pflanztöpfe. Reihenverlauf von oben nach unten.**

Zu Beginn des Versuchs wurden die Töpfe mit einer durchsichtigen Folie abgedeckt, so dass die Samen dank des feucht-warmen Klimas schneller keimen konnten. Anschließend wurde die Folie entfernt und die Pflanzen von 07:00 Uhr bis 22:00 Uhr bei einer durchschnittlichen Umgebungstemperatur von 12 °C belichtet. Die Bewässerung der Pflanzen erfolgte per Hand.

Die Pflanzen wurden die ersten zwei Wochen nach der Aussaat nicht gedüngt. Die darauf folgenden Wochen erfolgte die Düngung bis zum Erntetag einmal wöchentlich. Verwendet wurde der Dünger „Flory 3 Grün 15-10-15 (+ 2)“ mit 15 % Stickstoff (N), 10 % Phosphor (P), 15 % Kalium (K) und 2 % Magnesium (Mg; Spurenelemente). Pro Pflanztopf wurden 50 ml mit einer Konzentration von 1 ml/ 1.000 ml (1,73 g/l) verabreicht.

Nach sechs Wochen (gerechnet vom Tag der Aussaat) wurden das Frischgewicht der Salatköpfe eines Topfes, sowie das Trockengewicht und der Aschegehalt gemessen. Neben der Oberirdischen Biomasse wurden auch das Wurzelwachstum in den unterschiedlichen Substratvarianten betrachtet. Ferner wurde während der Kultivationszeit der pH-Wert Verlauf untersucht.

### 3.3.2 Versuch mit Radieschen (*Raphanus sativus* L. var. *sativus* 'Radies Tarzan F1')

Für diesen Versuch wurden Radieschen Samen von der Firma Juliwa Gemüse verwendet. Die Präzisionssamen mit dem Namen „Radies Tarzan F1“ waren gebeizt (Thiram/Rovral) und wiesen einen homogenen Durchmesser von 2,50 bis 2,75 mm auf. Hergestellt wurden die Samen von der Firma Enza Zaden B. V. aus Enkhuizen, Holland.

Die verwendeten Substratvarianten war identisch mit denen des Trieb-Kopfsalatversuchs (vgl. Tabelle 3.1). Bei diesem Versuch wurden ebenfalls 12er Göttinger Töpfe mit dazu passenden Untersetzern verwendet. Es wurden 14 Töpfe pro Reihe mit fünf Wiederholungen pro Substratvariante gestellt. Der schematische Versuchsaufbau entsprach dem in Abbildung 3.5 dargestellten. Die Töpfe wurden ebenfalls von Pflanzreihe zu Pflanzreihe um 45 Grad versetzt (vgl. Abbildung 3.7).

Am Anfang des Versuchs wurden die Töpfe mit einer durchsichtigen Folie abgedeckt, damit dank des feucht-warmen Klimas die Samen besser keimen konnten. Nachdem die Keimblätter sichtbar waren, wurde die Folie entfernt. Die Pflanzen wurden bei einer durchschnittlichen Umgebungstemperatur von 12 °C im Zeitraum von 07:00 Uhr bis 22:00 Uhr belichtet. Die Bewässerung der Pflanzen erfolgte per Hand.

In den ersten zwei Wochen nach der Aussaat wurden die Pflanzen nicht gedüngt. Danach erfolgte die Düngungversorgung bis zum Versuchsende ein Mal wöchentlich mit dem Dünger „Flory 3 Grün 15-10-15 (+ 2)“ mit 15 % Stickstoff (N), 10 % Phosphor (P), 15 % Kalium (K) und 2 % Magnesium (Mg; Spurenelemente). Pro Pflanztopf wurden 50 ml mit einer Konzentration von 1 ml/ 1.000 ml (1,73 g/l) verabreicht.

Nach sechs Wochen (gerechnet vom Tag der Aussaat) wurden das Frischgewicht, das Trockengewicht und der Aschegehalt ermittelt. Ferner wurde sowohl die Oberirdischen Biomasse als auch das Wurzelwachstum in den unterschiedlichen Substratvarianten betrachtet. Darüber hinaus ist während der gesamten Kultivationszeit der pH-Wert Verlauf aufgezeichnet worden.

### 3.3.3 Versuch mit Buschbasilikum (*Ocimum basilicum* L.)

Im Rahmen dieses Versuchs wurde Buschbasilikum (*Ocimum basilicum* L.) als Versuchspflanzen gewählt. Das Saatgut stammte von der Firma Bingenheimer Saatgut AG und wurde in Quickpot Trays ausgesät (0,02 g/ Topf). Insgesamt wurden sechs Substratvarianten untersucht.

**Tabelle 3.2: Substratvarianten zur Anzucht und Kultivation von Buschbasilikum.**

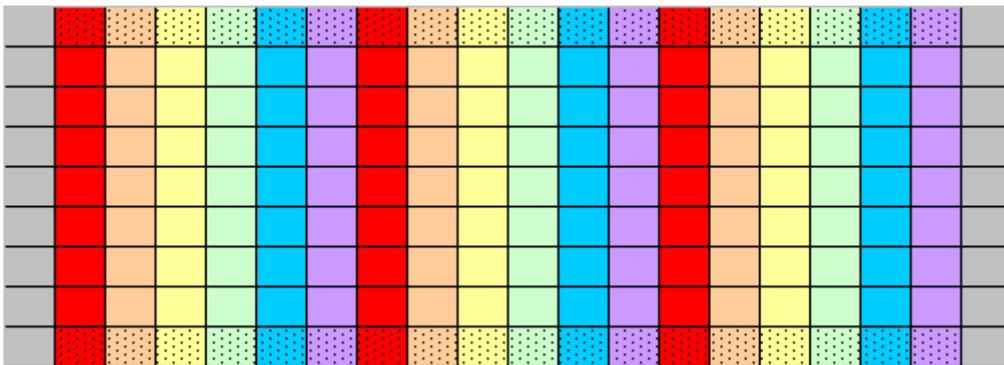
Substratvariante	Mischung	Verhältnis
1	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Torf</li> <li>• Komposterde</li> <li>• Hornspäne</li> </ul>	66,6 Vol. % 33,3 Vol. % 10 g/ l
2	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Torf</li> <li>• Komposterde</li> </ul>	66,6 Vol. % 33,3 Vol. %
3	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22</li> <li>• Komposterde</li> <li>• Hornspäne</li> </ul>	66,6 Vol. % 33,3 Vol. % 10 g/ l
4	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22</li> <li>• Komposterde</li> </ul>	66,6 Vol. % 33,3 Vol. %
5	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL</li> <li>• Komposterde</li> <li>• Hornspäne</li> </ul>	66,6 Vol. % 33,3 Vol. % 10 g/ l
6	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL</li> <li>• Komposterde</li> </ul>	66,6 Vol. % 33,3 Vol. %

Die Komposterde stammte von dem Biolandbetrieb Wedemeyer in Sudershausen. Bei dieser Erde handelte es sich um Kompost, der aufgrund seiner fünf jährigen Kompostierung bereits wieder zu Erde geworden war. Als Torf wurde der Gartentorf der Firma Naturana verwendet. Der biologische Dünger in Form von Hornspänen der Firma Oscorna<sup>®</sup> wurde in einer Konzentration von 10 g/ l Substrat hinzugegeben. Der Dünger hat einen Stickstoffgehalt von 14 %, d. h. die Substratvarianten 1, 3 und 5 wurden mit 1,4 g N/ l aufgedüngt.

In Substrat 5 und 6 wurde als Zusatzsubstanz Kartoffelfruchtwasser (PPL) verwendet. PPL steht für **P**otato **P**ulp **L**iquor, was ein Nebenprodukt der Stärkeherstellung ist und in

erster Linie einen hohen Gehalt an Asparagin enthält (KRUSENBAUM, 1991). Der Stickstoffgehalt des Kartoffelfruchtwassers beträgt je nach Hersteller zwischen 5,6 % – 6,0 % (KHARAZIPOUR et al., 1992).

Die Pflanzen wurden zwei Wochen bei 12 °C und einer Belichtungszeit von 15 Stunden im Gewächshaus angezogen. In den darauf folgenden zwei Wochen wurden die Pflanzen in denselben Substratvarianten, in denen sie auch angezogen wurden, kultiviert. Die Kultivationsbedingungen entsprachen den Anzuchtbedingungen. Eine zusätzliche Düngung wurde nicht durchgeführt. Getopft wurden die Pflanzen in 8er Göttinger Töpfe, wobei inklusive der zwei Randtöpfe pro Reihe neun Pflanzen standen. Für jede Substratvariante wurden drei Wiederholungen durchgeführt, womit 21 Pflanzen pro Substrat in die Bewertung einfließen.



**Abbildung 3.8: Schematischer Aufbau des Kompostversuchs. Die grauen und gepunkteten Töpfe waren Randtöpfe und wurden nicht mit in die Auswertung aufgenommen.**

Am Ende des Versuchs, d. h. nach vier Wochen (gerechnet vom Tag der Aussaat), wurde jede Pflanze sowohl auf ihre Oberirdische Pflanzenmasse als auch auf ihre Durchwurzelung untersucht. Ferner wurden der pH-Wert der Substratvarianten am Anfang und Ende der Kultivationszeit ermittelt.

### 3.3.4 Versuch mit Cocktailtomaten (*Lycopersicon esculentum* Mill. var. *cerasiforme* Dunal 'Favorita F1')

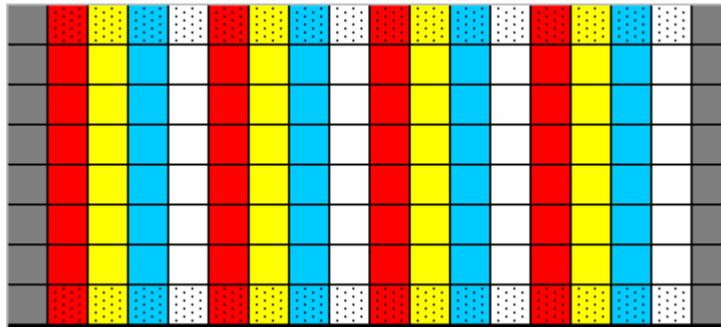
Für den Versuch wurden Samen (Sorte: Favorita F1) von der Firma Nunhems verwendet. Die Cocktailtomatensamen (*Lycopersicon esculentum* Mill. var. *cerasiforme* Dunal 'Favorita F1') wurden in einem herkömmlichen Torfkultursubstrat in Aussaatschalen ausgesät und nach zehn Tagen, als die Laubblattspitzen zu sehen waren, in die unterschiedlichen Kultursubstrate pikiert. Die untersuchten Substrate sind in Tabelle 3.3 dargestellt:

**Tabelle 3.3: Substratvarianten zur Anzucht und Kultivation von Tomatenpflanzen.**

Substratvariante	Mischung	Verhältnis
1	• Fruhstorfer Einheitserde; Typ N	100 Vol. %
2	• Torf • Komposterde • Hornspäne	50 Vol. % 50 Vol. % 10 g/l
3	• Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 • Komposterde • Hornspäne	50 Vol. % 50 Vol. % 10 g/l
4	• Torf • Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 • Komposterde • Hornspäne	30 Vol. % 30 Vol. % 40 Vol. % 10 g/l

Bei der Komposterde handelte es sich um eine komplett vererdete Gärtneraikomposterde aus dem Biolandbetrieb Wedemeyer in Sudershausen. Als Torf wurde der Gartentorf der Firma Naturana verwendet. Der biologische Dünger in Form von Hornspänen der Firma Oscorna<sup>®</sup> wurde in einer Konzentration von 10 g/ l Substrat hinzugegeben. Der Dünger hat einen Stickstoffgehalt von 14 %, d. h. die Substratvarianten 2, 3 und 4 wurden mit 1,4 g N/ l aufgedüngt.

Nach weiteren 15 Tagen wurden die Pflanzen aus den QuickPot<sup>®</sup> Platten in 12er Göttinger Pflanztöpfe umgetopft. Der Versuchsaufbau ist in Abbildung 3.9 dargestellt.



**Abbildung 3.9: Schematischer Versuchsaufbau. Versuchspflanze: Tomatensamen der Sorte Favorita F1 der Firma Nunhems. Die grauen und gepunkteten Töpfe waren Randtöpfe und wurden nicht in die Auswertung aufgenommen.**

In dem Versuch wurden acht Töpfe pro Reihe gestellt, wobei die Randtöpfe nicht in die Auswertung einfließen. Insgesamt wurden pro Variante vier Wiederholungen angelegt, womit sich der Stichprobenumfang auf 24 Pflanzen (ohne Randpflanzen) pro Kultursubstrat belief. Der Versuch wurde im Gewächshaus ohne zusätzliche Belichtung bei einer Durchschnittstemperatur von 15 °C kultiviert.

Nach 50 Tagen (gerechnet von dem Tag der Aussaat) wurden die Jungtomatenpflanzen im Hinblick auf die Pflanzengröße, den Wurzelhalsdurchmesser und die oberirdische Pflanzenmasse untersucht.

Pro Substratvariante wurden vier Pflanzen in 25 l Pflanzkübel umgetopft und für vier weitere Monate im Gewächshaus wachsen gelassen. Die Erntemassen pro Pflanze und Substratvariante wurden bei jeder Ernte notiert und am Ende je Substratvariante hochgerechnet.

### 3.3.5 Versuch mit Lawsons Scheinzypressen (*Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murray) Parl. 'Van Pelt's Blue')

Zur Prüfung, ob die Holzfasersubstrate auch für die Anzucht von Containerpflanzen geeignet sind, wurden bewurzelte Stecklinge von der Firma Kortmann Miniplant B.V. aus Boskoop, Holland bestellt. Die Stecklinge der Lawsons Scheinzypresse (*Chamaecyparis lawsoniana* 'Van Pelt's Blue') wurden in QuickPot<sup>®</sup> Trays geliefert und anschließend in 2 l Göttinger Töpfe getopft.

Die Düngerversorgung der Pflanzen erfolgte über den Depotdünger Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard (16 + 11 + 11 + 3 MgO + Te) von der Firma Scotts<sup>®</sup> International B. V. aus Heerlen, Holland. Der Dünger wies eine drei- bis viermonatige Wirkungsdauer auf, weshalb außer in den Wintermonaten (Dezember bis März) in dreimonatigem Turnus nachgedüngt wurde.

Im Versuch wurden folgende Substratvarianten untersucht:

**Tabelle 3.4: Substratvarianten zur Kultivierung von Lawsons Scheinzypressen.**

Substratvariante	Mischung	Verhältnis
1	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fruhstorfer Einheitserde; Typ N</li> <li>• Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard</li> </ul>	100 Vol. % 4 g/ l
2	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fruhstorfer Einheitserde; Typ N</li> <li>• Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22</li> <li>• Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard</li> </ul>	50 Vol. % 50 Vol. % 4 g/ l
3	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fruhstorfer Einheitserde; Typ N</li> <li>• Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22</li> <li>• Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard</li> <li>• PerlHumus<sup>®</sup></li> </ul>	50 Vol. % 50 Vol. % 4 g/ l 4 g/ l
4	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22</li> <li>• Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard</li> </ul>	100 Vol. % 4 g/ l
5	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22</li> <li>• Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard</li> <li>• PerlHumus<sup>®</sup></li> </ul>	100 Vol. % 4 g/ l 4 g/ l

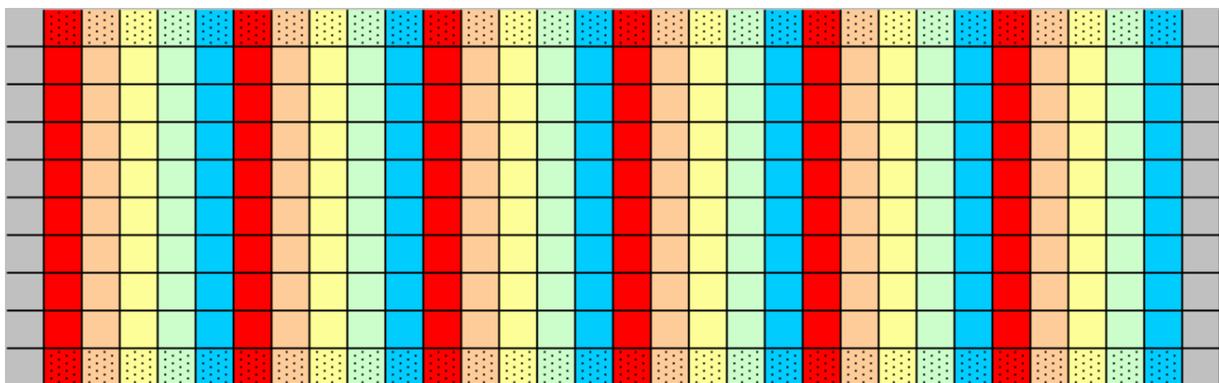
Das Huminstoff Produkt „PerlHumus<sup>®</sup>“ wurde von der Firma Humintech GmbH aus Düsseldorf hergestellt. Laut Herstellerbeschreibung handelt es sich bei dem Produkt um ein

rein organisches Bodenverbesserungsmittel auf Basis von Leonardit. Leonardit ist ein natürlicher Rohstoff mit hohen Gehalten an Huminstoffen (Huminsäuren und Fulvinsäuren). Es wird aus oberflächennahen, weichen Braunkohle-Sedimentationsschichten gewonnen und aufbereitet.

Eigenschaften	
Huminsäure(gesamt):	60-75%
organische Substanz:	89%
Wasserhaltefähigkeit:	~20 times
pH-Wert:	5,5-6,7
Leitfähigkeit ber. als KCl:	0,41%
CEC:	400-600 mval/100g
Stickstoff (N):	1%(N org.)
Phosphat wasserlöslich(P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> ):	0,2%
Kaliumoxid wasserlöslich(K <sub>2</sub> O):	0,3%
Farbe:	schwarz
Produktform:	Granulat 4mmØ
Reich an Mikronährstoffen in Form von Huminsäurenkomplexen.	

**Abbildung 3.10: Eigenschaften des PerlHumus<sup>®</sup> der Firma Humintech aus Düsseldorf.**

Im Gegensatz zu allen anderen Versuchen ist dieser Versuch im Freiland durchgeführt worden. Die Pflanzen standen auf einem Kiesbett, was für ausreichend Dränierung sorgte, so dass die Pflanzen zu keinem Zeitpunkt des Versuchs unter Wasserstress bzw. Staunässe litten. Pro Reihe wurden zehn Töpfe gestellt, wobei die beiden Randtöpfe nicht mit in die Bewertung einfließen. Es wurden je Substratvariante sechs Wiederholungen angelegt, womit sich der Stichprobenumfang auf 48 pro Substratvariante (ohne Randpflanzen) bzw. 240 Pflanzen (ohne Randpflanzen) in summa belief.



**Abbildung 3.11: Schematischer Versuchsaufbau. Versuchspflanze: *Chamaecyparis lawsoniana* ‘Van Pelt’s Blue’. Die grauen und gepunkteten Töpfe waren Randtöpfe und wurden nicht mit in die Auswertung aufgenommen.**

Bedingt durch die Tatsache, dass der Versuch im Freiland durchgeführt wurde, gab es neben dem Sonnenlicht keine weitere Lichtquelle. Zusätzlich von Hand wurden die Pflanzen nur bewässert, wenn der Niederschlag sowie die Luftfeuchtigkeit den Wasserbedarf der Pflanzen nicht decken konnten. Zum Schutz vor Frostschäden wurden die Pflanzen im Winter mit Douglasienzweigen (*Pseudotsuga menziesii* Mirb. Franco) abgedeckt.

Am Anfang des Versuchs wurde das durchschnittliche Gesamt-, Wurzel- und Blattgewicht der Steckling an zehn Pflanzen ermittelt. Die Höhe der Pflanzen wurde zu Beginn, sowie in regelmäßigen Zeitabständen im Verlauf des Versuchs bestimmt. Jeden Monat wurden der pH-Wert und der Salzgehalt untersucht.

Am Ende des Versuchs wurden erneut das Gesamt-, Wurzel- und Blattgewicht zehn repräsentativer Pflanzen pro Variante ermittelt. Diese Messungen erfolgten auch bei Pflanzen, die sieben Tage bei 60 °C im Trockenschrank getrocknet worden waren. Ferner wurde das Wurzelwachstum der Pflanzen in den unterschiedlichen Substraten visuell verglichen.

Die Bestimmung der Haupt- und Spurennährstoffe in den Kultursubstraten wurde an der Landwirtschaftskammer Hannover, Lehr- und Versuchsanstalt für Gartenbau im Calciumchlorid/ DTPA-Auszug, CAT-Methode genannt (VERBAND DEUTSCHER LANDWIRTSCHAFTLICHER UNTERSUCHUNGS- UND FORSCHUNGSANSTALTEN, 1997b), durchgeführt. Diese Nährelementanalyse erfolgte zu Beginn und am Ende des Langzeitversuchs, um herauszufinden, ob trotz regelmäßiger Düngung Nährstoffverluste zu verzeichnen waren.

### 3.4 Untersuchungsparameter bei den Pflanzversuchen

#### 3.4.1 pH-Wert Bestimmung

Die Messung der pH-Werte erfolgte in Anlehnung an das Verfahren des VERBANDES DEUTSCHER LANDWIRTSCHAFTLICHER UNTERSUCHUNGS- UND FORSCHUNGSANSTALTEN (VDLUFA). Bei der Untersuchung wurden 20 ml Substrat in feuchtem Zustand in ein 100 ml Gefäß gegeben und mit 50 ml CaCl<sub>2</sub> (0,01 mol/ l) aufgefüllt. Die Probe wurde in dieser Lösung zwei Mal pro Stunde mit Hilfe eines Glasstabes umgerührt und abschließend gemessen. Ausgewertet wurden die Ergebnisse nach dem Schema von SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL (1998).

**Tabelle 3.5: Einstufung der Böden nach dem pH-Wert (gemessen in 0,01 M CaCl<sub>2</sub>) (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 1998).**

Reaktionsbeziehungen	pH-Wert
neutral	7,0
schwach sauer	6,9 – 6,0
mäßig sauer	5,9 – 5,0
stark sauer	4,9 – 4,0
sehr stark sauer	3,9 – 3,0
extrem sauer	< 3,0

Die Messung der pH-Werte wurde jeweils einen Tag vor der Düngung durchgeführt.

#### 3.4.2 Salzgehalt

Der Salzgehalt wurde nach dem Verfahren, wie es von der Firma Toresa<sup>®</sup> Deutschland GmbH angewendet wird, ermittelt. Dafür wurden 20 g Substrat in feuchtem Zustand in einen mit Filterpapier ausgelegten Trichter gegeben und mit 200 ml bidestilliertem H<sub>2</sub>O gespült. Das Filtrat wurde in einem Erlenmeyerkolben aufgefangen und mit einem Konduktometer der Salzgehalt gemessen.

### **3.4.3 Frischgewicht**

Für die Bestimmung des Frischgewichts wurde bei jedem Pflanzenversuch eine gewisse Anzahl repräsentativer Pflanzen pro Substratvariante mit Hilfe einer Analysewaage gewogen. Aus den Daten wurden der Mittelwert und die Standardabweichung bestimmt.

### **3.4.4 Trockengewicht**

Das Trockengewicht wurde bestimmt, indem das Untersuchungsmaterial eine Woche bei 60 °C im Trockenschrank gedarrt wurde. Anschließend wurde mit einer Analysewaage das Gewicht bestimmt und aus den Werten der Mittelwert und die Standardabweichung errechnet.

### **3.4.5 Bestimmung der Haupt- und Spurennährstoffe in Kultursubstraten nach der CAT-Methode gemäß VDLUFA A 13.1.1**

Die Untersuchungen der Haupt- und Spurennährstoffe im Calciumchlorid/ DTPA-Auszug, auch kurz CAT-Methode genannt (VERBAND DEUTSCHER LANDWIRTSCHAFTLICHER UNTERSUCHUNGS- UND FORSCHUNGSANSTALTEN, 1997b), wurden von der Landwirtschaftskammer Hannover, Lehr- und Versuchsanstalt für Gartenbau durchgeführt.

Das Verfahren ist generell für die Bestimmung der Haupt- und Spurennährstoffe aus Kultursubstraten, Substratausgangsstoffen oder im Gartenbau verwendeten Komposten geeignet. Die Ermittlung der Nährstoffe basiert auf einer Extraktion mit einer schwach gepufferten Lösung aus Calciumchlorid (CAT) und Diethylentriaminpentaessigsäure (DTPA) im Verhältnis 1+8 (m+V). Anschließend werden die Nährstoffe im Filtrat mit geeigneten Verfahren bestimmt.

Je nach Element kann die Bestimmung durch Destillation, UV/ VIS-Spektrometrie, Flammenemissionsspektrometrie, Atomabsorptionsspektrometrie oder optische Emissionsspektrometrie mit induktiv gekoppeltem Plasma erfolgen. In Tabelle 3.6 sind die alternativen Verfahren zur Bestimmung der unterschiedlichen Elemente aufgeführt.

**Tabelle 3.6: Verfahren zur Bestimmung der Elemente in Kultursubstraten, Substratausgangsstoffen oder Kompost gemäß VDLUFA A 13.1.1.**

Bestimmungsstück	Verfahren
Stickstoff	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Destillation</li> <li>• UV/ VIS-Spektrometrie</li> </ul>
Phosphor	<ul style="list-style-type: none"> <li>• UV/ VIS-Spektrometrie</li> <li>• optische Emissionsspektrometrie mit induktiv gekoppeltem Plasma</li> </ul>
Kalium	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Flammenemissionsspektrometrie</li> <li>• optische Emissionsspektrometrie mit induktiv gekoppeltem Plasma</li> </ul>
Magnesium	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Atomabsorptionsspektrometrie</li> <li>• optische Emissionsspektrometrie mit induktiv gekoppeltem Plasma</li> </ul>
Natrium	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Flammenemissionsspektrometrie</li> <li>• optische Emissionsspektrometrie mit induktiv gekoppeltem Plasma</li> </ul>
Eisen, Kupfer, Mangan, Zink	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Atomabsorptionsspektrometrie</li> <li>• optische Emissionsspektrometrie mit induktiv gekoppeltem Plasma</li> </ul>
Bor	<ul style="list-style-type: none"> <li>• UV/ VIS-Spektrometrie</li> <li>• optische Emissionsspektrometrie mit induktiv gekoppeltem Plasma</li> </ul>

Im Rahmen dieser Arbeit wurden Stickstoff in Form von  $\text{NH}_4\text{-N}$  und  $\text{NO}_3\text{-N}$ , Phosphor in Form von  $\text{P}_2\text{O}_5$  und Kalium in Form von  $\text{K}_2\text{O}$  bestimmt. Die Einzelheiten zur Untersuchung der unterschiedlichen Element sind dem Methodenbuch des VERBANDES DEUTSCHER LANDWIRTSCHAFTLICHER UNTERSUCHUNGS- UND FORSCHUNGSANSTALTEN Kapitel A 13.1.1 zu entnehmen.

### **3.5 Lagerversuche**

Zur Untersuchung der Lagerfähigkeit des Torfersatzes aus rotfaulem Fichtenholz wurden mehrere Versuche durchgeführt.

#### **3.5.1 Lagerung in Big-Bags**

Die Temperaturentwicklung in den Big-Bags wurde täglich über einen Zeitraum von mehreren Monaten mit Hilfe eines digitalen Thermometers gemessen. Um trotz der Entnahme von Material aus den Big-Bags eine stets einheitliche Messtiefe zu haben, wurde an dem Thermometer ein Holzstück mit einer Markierung befestigt. Die Messtiefe betrug gemessen von der Thermometerspitze bis zur Markierung 40 cm. Der Messstab wurde jeweils in die Mitte des Big-Bags positioniert. Neben der Temperatur in den Big-Bags wurde auch der Temperaturverlauf in der Umgebung aufgezeichnet.

#### **3.5.2 Inkubationsversuch**

Zur weiteren Untersuchung der Lagerfähigkeit wurde das im Retruderverfahren von der Firma Toresa<sup>®</sup> Deutschland GmbH hergestellte Substrat bei 21 °C auf Malzpeptonagar (MPA) inkubiert. Hierfür verwendet wurde der Torfersatz, genannt Toresa<sup>®</sup> R, mit ITAG Mix 2.22 und ohne ITAG Mix 2.22.

Zur Kontrolle wurde das Ausgangsmaterial bei 120 °C für 20 Minuten autoklaviert und ebenfalls auf MPA aufgetragen und inkubiert.

#### **3.5.3 Lagerversuche bei unterschiedlichen Umgebungstemperaturen**

Bei diesen Versuchen sollte die Frage geklärt werden, unter welchen Bedingungen eine Schimmelpilzbildung auftritt. Hierfür wurde aufgedüngtes und nicht imgrägniertes Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R mit und ohne ITAG Mix 2.22) mit verschiedenen Substratfeuchten in perforierte Beutel abgepackt und an Orten mit unterschiedlichen Umgebungstemperaturen gelagert. Die Beutel wurden in einer Kühlkammer mit durchschnittlich 4 °C und einer relativen Luftfeuchte von 26 % sowie in einer Gewächshauszelle bei einer Durchschnittstemperatur von 20 °C und einer mittleren Luftfeuchte von 38 % aufbewahrt. Darüber hinaus wurde kompostiertes Holzfasersubstrat aus rotfaulem Holz mit unterschiedlicher Feuchte in einen speziell angefertigten Kasten in eine

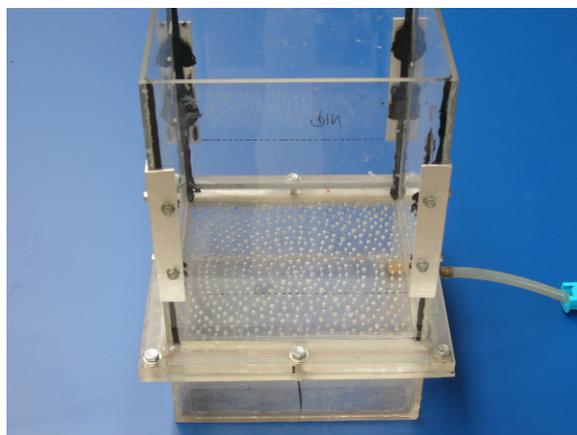
Klimakammer gestellt. Dieser Kasten war mit einem Gewebestoff ausgekleidet um zu verhindern, dass die Sporen des Schimmelpilzes die Klimakammer kontaminieren könnten. Für eine ausreichende Luftzirkulation innerhalb des Kastens wurde durch eine Pumpe gesorgt.

Dieser Versuch wurde bei einer Temperatur von 23 °C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 60 % (Normklima) für 12 Wochen durchgeführt. Zu Beginn des Versuchs und am Ende wurden von jedem Substratbeutel das Gewicht und die Substratfeuchte gemessen.

### **3.6 Herstellung von Pflanzcontainern**

Im Juli 2006 wurde im Zusammenhang mit diesem Forschungsprojekt ein Patent mit dem Titel „Herstellung von Pflanzcontainern aus organischem Fasermaterial mit technischem Lignin“ (KHARAZIPOUR & LUDWIG, 2006) eingereicht. Die Pflanzcontainer wurden zum einen im Nassverfahren (Suspensionsverfahren) und zum anderen im Trockenverfahren hergestellt.

Im Suspensionsverfahren wurde aus 100 % Holzfasermaterial ein Vlies hergestellt, der final in Töpfen geteilt wurde. Zur Vliesbildung wurde eine gewisse Menge an Holzfasern, in Abhängigkeit von der gewünschten Vliesgröße und Restfeuchte der Holzfasern, in ein Gefäß mit Wasser gefüllt. Zu dieser Suspension aus Fasermaterial und Wasser wurde Lignin in flüssiger oder pulveriger Form hinzu gegeben. Der Anteil an Lignin wurde je nach gewünschten Endeigenschaften variiert. Direkt in die Suspension wurde auch Dünger hinzu gegeben. Handelsübliche Stickstoff-, Phosphor- und Kalium-Dünger (NPK-Dünger) konnten z. B. in Pulverform ohne Beeinträchtigung der Vliesbildung in den Prozess integriert werden. Diese Suspension wurde mit Hilfe eines Rührers gut durchmischt und anschließend in einen Behälter, an dessen siebförmigen Boden ein Vakuum angelegt wurde, gegossen.



**Abbildung 3.12: Versuchsanordnung zur Herstellung eines Holzfaservlies im Suspensionsverfahren (Foto: LUDWIG, 2006).**

Durch das Anlegen des Vakuums wurde der Suspension das Wasser entzogen, so dass sich die Fasern langsam und gleichmäßig zu einem Vlies ineinander verfilzen konnten. Eine zusätzliche Pressung der Holzfasern zu einer Platte war bei diesem Verfahren nicht notwendig. Das abgesaugte Abwasser der Suspension enthielt je nach Zugabemenge an Lignin, gewisse Ligninrestmengen. Dieses Restwasser konnte erneut zur Vliesbildung verwendet werden.

Der Vlieskörper enthielt je nach Höhe des Unterdrucks während der Vliesbildung, sowie Vlieshöhe eine gewisse Restfeuchte. Dem feuchten Vlies wurde durch verschiedene Trocknungsverfahren das Wasser entzogen. Diese Verfahren waren:

- Ofentrocknung
- Mikrowellentrocknung

Bei der Ofentrocknung musste das Vlies, je nach Feuchte und Größe des Faserkörpers sowie Leistung des Ofens mehrere Stunden getrocknet werden. Die Trocknung in Mikrowellen war von denselben Parametern abhängig, lief aber aufgrund der wesentlich höheren Leistung erheblich schneller ab.

Nach der Trocknung wurde das Holzfaservlies in die gewünschte Pflanzcontainergröße geteilt und ein Loch in die Mitte jedes Körpers gebohrt. In dieses Pflanzloch konnte entweder ein bzw. mehrere Samen oder ein Steckling gepflanzt werden.

Pflanzcontainer wurden neben dem Nassverfahren auch im Trockenverfahren hergestellt. Zur Herstellung der Pflanzcontainer nach diesem Verfahren wurde das Holzfasermaterial, je nach Zusammensetzung ggf. zunächst gesiebt, so dass gröbere Holzfasern oder -stücke entfernt wurden. Das gesiebte Material wurde daraufhin mit technischem Lignin besprüht. Diese imprägnierten Fasern wurden danach mit herkömmlichem Presstopfsubstrat (Gemisch aus Schwarztorf und Weißtorf), je nach gewünschtem Volumenanteil, gemischt und in eine handelsübliche Erdtopfmaschine gefüllt. Zur besseren Stabilität der Pflanzcontainer musste das Gemisch mit Wasser leicht angefeuchtet werden. Dabei war darauf zu achten, dass durch eine zu starke Befeuchtung die Binfähigkeit des Erdtopfsubstrats stark herabgesetzt wurde.

Nach dem Pressen konnten die Töpfe direkt vom Förderband der Erdtopfmaschine in Kästen abgepackt und bepflanzt werden.

### 3.7 Herstellung von Pflanztöpfen

Neben der Herstellung von Pflanzcontainern (vgl. Kapitel 3.6) wurden auch Töpfe aus dem Torfersatz gefertigt. Die Idee hierbei war, dass Pflanztöpfe erzeugt werden sollten, bei denen es den Pflanzenwurzeln möglich ist durch die Wände hindurchzuwachsen. Dies hätte den Vorteil, dass bei fortschreitendem Wachstum ein Austopfen der Pflanzen nicht notwendig wäre, sondern die Pflanzen samt Topf umgetopft werden. Hierfür dürfen die Töpfe einerseits eine nicht zu hohe Rohdichte ausweisen, da sonst das Durchwurzeln erschwert wird, andererseits müssen sie aber eine ausreichende Stabilität beispielsweise für den Transport aufweisen. Ferner stellte sich neben der Frage der geeigneten Rohdichte die Frage nach dem probatesten Bindemittel. Das Bindemittel durfte das Pflanzenwachstum nicht negativ beeinflussen, sollte aber ausreichend zur Festigkeit des Pflanztopfes beitragen.

Es wurden zwei Versuche durchgeführt, bei denen unterschiedliche Versuchspflanzen verwendet wurden. Im ersten Versuch wurden Trieb - Kopfsalatsamen (*Lactuca sativa* L. var. *capitata* L. 'Fenston') im Kultursubstrat (50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N und 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 4 % PPL) in den Töpfen ausgesät und für drei Monate wachsen gelassen. Daraufhin wurden die Pflanzen samt den Töpfen in handelsübliche Pflanztöpfe umgepflanzt und für weiter fünf Wochen im Gewächshaus bei einer durchschnittlichen Umgebungstemperatur von 12 °C kultiviert. Die Wasserversorgung erfolgte über Schlauchbewässerung und zusätzlich wurden die Pflanzen jede Woche mit 50 ml „Flory 3 Grün 15-10-15 (+2)“ pro Pflanztopf in einer Konzentration von 2 g/l gedüngt. Die Eigenschaften der verwendeten Pflanztöpfe aus rotfaulem Torfersatz in diesem Versuch sind in Tabelle 3.7 dargestellt.

Das Bindemittel wurde per Trommelbeimung bei einem Druck von 0,7 bar und einer Düse mit einem Durchmesser von 1,5 mm aufgetragen. Das Pressen der Platten erfolgte bei einem Druck von 220 bar, einer Temperatur von 190 °C und einer Presszeit von 20 Sekunden/mm.

Zur Herstellung der Pflanztöpfe wurden die Platten mit Hilfe einer Kreissäge zerschnitten und die einzelnen Stücke mittels handelsüblichem Heißkleber zu quadratischen Töpfen verklebt. Zum Abschluss wurde mit einem 5 mm Bohrer jeweils fünf Löcher in den Topfboden gebohrt.

**Tabelle 3.7: Herstellungsparameter für die Pflanztöpfe, die mit Trieb-Kopfsalatsamen bepflanzt wurden.**

Bindemittel	Beleimungsgrad [% atro Fasern]	Rohdichte [kg/ m <sup>3</sup> ]	(Platten-) Dicke [mm]
• Weizenprotein	5	300	2
• UF (Kauritec 407 flüssig)	5		
• Weizenprotein	5	300	5
• UF (Kauritec 407 flüssig)	5		
• Weizenprotein	5	500	2
• UF (Kauritec 407 flüssig)	5		
• Weizenprotein	5	500	5
• UF (Kauritec 407 flüssig)	5		
• Weizenprotein	5	700	2
• UF (Kauritec 407 flüssig)	5		
• Weizenprotein	5	700	5
• UF (Kauritec 407 flüssig)	5		
• Weizenprotein	15	300	2
• Weizenprotein	15	300	5
• Weizenprotein	15	500	2
• Weizenprotein	15	500	5
• Weizenprotein	15	700	2
• Weizenprotein	15	700	5

In einem zweiten Versuch wurden weiter Bindemittel verwendet und die Töpfe sind mit 14 Wochen alten Kiefersämlingen (*Pinus sylvestris* L.) bepflanzt worden. Nach einer Kultivationszeit von sieben Wochen bei einer durchschnittlichen Umgebungstemperatur von 12 °C sind die Kiefern samt der Pflanztöpfe in handelsübliche Töpfe umgepflanzt worden. Als Kultursubstrat diente ein Gemisch aus 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N und 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, was einmal monatlich mit 50 ml „Flory 3 Grün 15-10-15 (+2)“ pro Pflanztopf in der Konzentration von 2 g/ l aufgedüngt wurde. Die Bewässerung

erfolgte per Hand. Die Gesamtkultivationszeit betrug, gerechnet vom Tag des Einpflanzens in die Töpfe aus rotfauler Holzfaser, 54 Wochen.

Untersucht wurden Pflanztöpfe mit folgenden Eigenschaften:

**Tabelle 3.8:     Herstellungparameter für die Pflanztöpfe, die mit Kiefern Sämlingen bepflanzt wurden.**

<b>Bindemittel</b>	<b>Beleimungsgrad [% atro Fasern]</b>	<b>Rohdichte [kg/ m<sup>3</sup>]</b>	<b>(Platten-) Dicke [mm]</b>
• Tannin	10	400	4
• Tannin	10	400	5
• Ligninsulfonat	15	400	4
• Ligninsulfonat	15	400	5
• Weizenprotein	10	400	4
• Mergal <sup>®</sup> S 88 Paste	0,5		
• Weizenprotein	10	400	5
• Mergal <sup>®</sup> S 88 Paste	0,5		

Das Weizenprotein wurde für beide Versuche von der Firma Cerestar aus Barby geliefert. Bei dem Ligninsulfonat handelte es sich um ein Produkt der Firma Otto Dille<sup>®</sup> aus Norderstedt. Das gegen pilzlichen Befall wirkende Mittel Mergal<sup>®</sup> S 88 Paste stammte von der Firma Riedel-de Haën aus Seelze.

Gepresst wurden die Platten bei einem Druck von 220 bar, einer Temperatur von 190 °C und einer Presszeit von 30 Sekunden/ mm.

Die Töpfe wurden wie im ersten Versuch hergestellt, indem die Platten mit einer Kreissäge zerteilt und anschließend die einzelnen Stücke mit Hilfe von handelsüblichem Heißkleber zu quadratischen Töpfen verklebt wurden. Zum besseren Abfließen des überschüssigen Gießwassers wurden ebenfalls fünf Löcher in jeden Topfboden gebohrt.

### 3.8 Industrierversuch im Säge- und Hobelwerk Oberweser

Mit diesem Industrierversuch sollte die Frage geklärt werden, ob durch das Trennen des rotfaulen Kernes von den noch beil- und nagelfesten Holzbereichen die Wertschöpfung der Stammabschnitte zusätzlich gesteigert werden kann. Hierfür wurde rotfaules Fichtenholz aus der Revierförsterei Oedelsheim, Forstamt Reinhardshagen des Landesbetriebes Hessen-Forst gekauft und in das Säge- und Hobelwerk Oberweser geliefert. In dem Werk wurden die Stammabschnitte maschinell beim Eintritt in die Sägehalle vermessen. Gesägt wurden die Stämme im Vollgatter bei Vollaushang, d. h. die Säge war mit der maximalen Anzahl an Sägeblättern bestückt. Das Gatter des Säge- und Hobelwerks Oberweser kann mit maximal 16 Sägeblättern ausgehangen werden.



**Abbildung 3.13: Links: Rotfaule Fichtenholzabschnitte. Rechts: Vollgatter mit 16 Sägeblättern (Vollaushang) (Fotos: LUDWIG, 2006).**

Die noch beil- und nagelfesten Bretter wurden besäumt und gestapelt. Das vom Rotfäulepilz *Heterobasidion annosum* befallene Holz wurden zu Hackschnitzeln zerkleinert und per LKW zur Weiterverarbeitung nach Lägerdorf zur Firma Toresa<sup>®</sup> Deutschland GmbH transportiert.

## 4. Ergebnisse und Diskussion

### 4.1 Herstellung von Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz

Die Herstellung des Holzfasersubstrates erfolgte in Anlehnung an die Patente von KHARAZIPOUR (2004; 2006a; 2006b; 2006c). In dem Industrierversuch wurde rotfaules Fichtenholz bei der Firma Toresa<sup>®</sup> Deutschland GmbH thermo-mechanisch zerkleinert.

In der ersten Station des Prozessablaufes wurde das gehackte Holz in einem Bunker gelagert. Von hier aus gelangte das Material mittels mehrerer Förderschnecken auf ein Förderband. Dieses Förderband lief unter einem Vorratsbunker, welcher mit Braunkohle gefüllt war, her. Die Braunkohle wurde dem Substrat beigemischt, um ein bräunliches Produkt zu erzeugen. Außer zur Farbgebung wurde der Braunkohle keine weitere Bedeutung beigemessen.



**Abbildung 4.1:** Links: Hackschnitzel aus rotfaulem Fichtenholz (dunkler) im Vergleich zu handelsüblichen Hackschnitzeln (Foto: BÜCHNER, 2004). Rechts: Hackschnitzel aus rotfaulem Fichtenholz mit Braunkohle (Foto: LUDWIG, 2004).

Das mit dem Zusatzstoff versehene Material gelangte anschließend über mehrere Förderbänder zum Retruder. Unmittelbar bevor die Fichtenhackschnitzel weiter aufgeschlossen wurden, konnte dem späteren Substrat Dünger zugegeben werden.



**Abbildung 4.2: Zugabe des Düngers (roter Pfeil) unmittelbar vor dem Aufschluss im Retruder (grüner Pfeil) (Foto: LUDWIG, 2004).**

Der Aufschluss des Holzes erfolgte im Extruderverfahren, auch Retruderverfahren genannt. Im Extruder befanden sich zwei parallel zueinander laufende Schnecken, deren Förderrichtung auf dem letzten Ende der Schnecke entgegengesetzt verlief. Durch das Umkehren der Förderrichtung entstand ein Reibungsdruck, der das Auffasern der Hackschnitzel verursacht. Bei diesem Mahlprozess entstehen Temperaturen bis maximal 100 °C. Die Regelung des Auffaserungsgrades und der Aufschlusstemperatur erfolgt sowohl über die Zuführung von Hackmaterial zum Extruder, als auch über die Abführung von aufgeschlossenem Material. Somit wird zum Erreichen eines hohen Auffaserungsgrades viel Material zu- und wenig abgeführt.



**Abbildung 4.3: Der Aufschluss des Holzes zum Torfersatzstoff Toresa<sup>®</sup> erfolgt im Extruderverfahren. Links: Extruder; Rechts: Schnecken im Extruder (Fotos: LUDWIG, 2004).**

Final wird der Torfersatz in Big-Bags oder Big-Bails abgefüllt. Alternativ erfolgt eine Lagerung des Schüttguts in offenen Bunkern.

Zur Erzeugung des Torfersatzes wurden 10,5 m<sup>3</sup> rotfaules Fichtenholz (ohne Rinde) gehackt und die Hackschnitzel direkt in einen 28 m<sup>3</sup> fassenden Anhänger gefüllt. Der Anhänger war am Ende des Hackprozesses randvoll, womit das Verhältnis von rotfaulem Rundholz zu rotfaulen Hackschnitzeln 1 : 2,7 betrug. Bei dem Industrieversuch im Säge- und Hobelwerk Oberweser (vgl. Kapitel 3.8 und 4.7) wurden aus einem Kubikmeter rotfaulem Fichtenholz 2,9 Schüttraummeter (Srm) erzeugt. Im Mittel kann somit bei rotfaulem Fichtenholz ein Verhältnis (rotfaules Rundholz ohne Rinde : rotfaule Hackschnitzel) von 1 : 2,8 veranschlagt werden.

Die BAYERISCHE LANDESANSTALT FÜR WALD UND FORSTWIRTSCHAFT (2006) gibt ein Verhältnis von einem Kubikmeter gesundem Fichtenholz : 2,2 Srm Hackschnitzel an. Dieses Verhältnis ist etwas geringer als die im Rahmen dieser Arbeit ermittelten. Ein Grund, warum aus rotfaulem Fichtenholz ein größeres Volumen an Hackschnitzeln im Vergleich zu gesundem Holz erzeugt wird, ist die lockerere Struktur des rotfaulen Fichtenholzes. Der Pilz *Heterobasidion annosum* modifiziert das Holz bzw. baut den Zellverbund teilweise ab, wodurch sich die Holzstruktur verändert. Laut BAYERISCHER LANDESANSTALT FÜR WALD UND FORSTWIRTSCHAFT (2006) lagert sich das Holz beim Schütten umso dichter, je schwerer und glatter es ist.

Die Hackschnitzel aus rotfaulem Fichtenholz wurden bei der Herstellung des Torfersatzes im Extruderverfahren aufgeschlossen (vgl. Kapitel 3.1). Hierbei konnten aus

einem Schüttraummeter rotfaule Hackschnitzel zwei Kubikmeter Holzfasersubstrat gewonnen werden.

**Tabelle 4.1: Erzeugte Menge an Holzfasersubstrat aus einem Kubikmeter gesundem Fichtenholz im Vergleich zum rotfaulen Fichtenholz.**

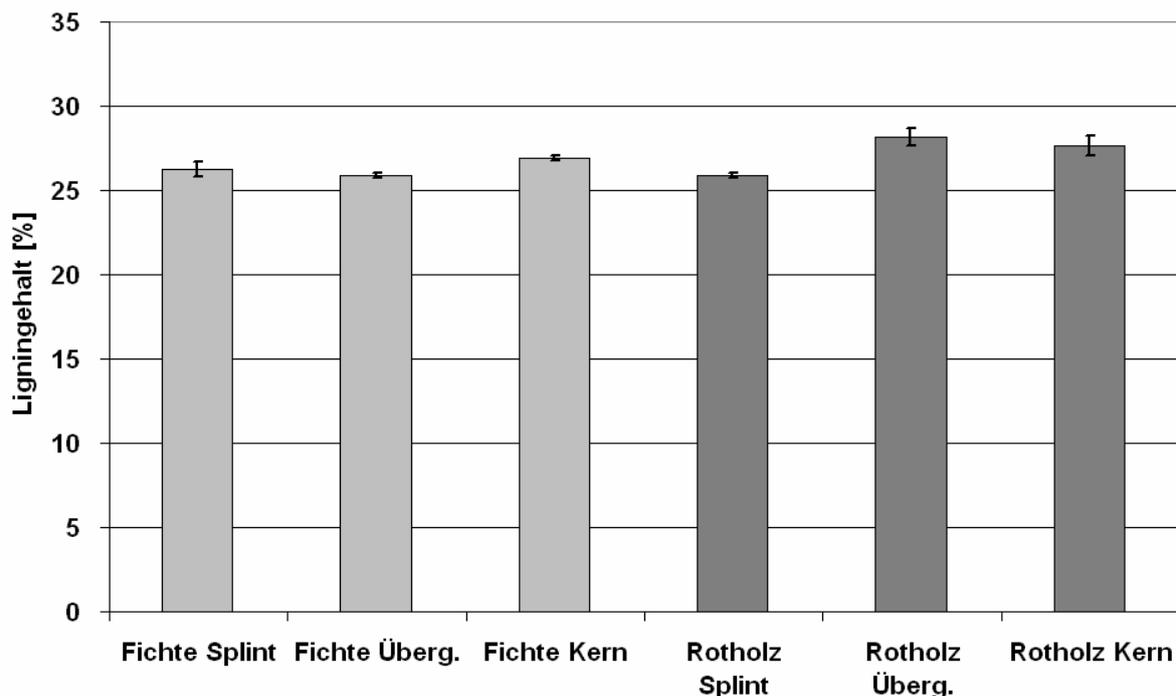
	<b>Gesundes Fichtenholz</b>	<b>Rotfaules Fichtenholz</b>
<b>Rundholzmenge [m<sup>3</sup>]</b>	1	1
<b>Menge an Hackschnitzeln [Srm] aus 1 m<sup>3</sup> Rundholz</b>	2,2	2,8
<b>Menge an Holzfasersubstrat [m<sup>3</sup>] aus 1 Srm Hackschnitzel</b>	2	2
<b>Holzfasersubstratmenge [m<sup>3</sup>] aus 1 m<sup>3</sup> Rundholz</b>	4,4	5,6

Tabelle 4.1 zeigt die erzeugte Menge an Holzfasersubstrat aus einem Kubikmeter gesundem Fichtenholz im Vergleich zum rotfaulen Fichtenholz. Bedingt durch die Tatsache, dass Substrate nach Volumeneinheiten und nicht Masseneinheiten verkauft werden, könnte durch das Verwenden von rotfaulem Holz ein Volumengewinn erzielt werden.

## **4.2 Analytische Ergebnisse**

### **4.2.1 Ligningehalt**

Der durchschnittliche Ligningehalt des gesunden Fichtenholzes lag bei 26,4 %. Der höchste Gehalt konnte mit einem Wert von 26,9 % im Kern des gesunden Holzes festgestellt werden. Etwas höher als im gesunden Fichtenholz war der durchschnittliche Ligningehalt im befallenen Fichtenholz (Rotholz = 27,2 %). Der höchste Wert wurde im Übergangsbereich mit einem Gehalt von 28,2 % festgestellt. Diese Werte decken sich mit den Angaben von SCHÜTT et al. (1992), die für den Ligningehalt der Fichte (*Picea abies* L. Karst.) einen durchschnittlichen Wert von 28 % nennen. Den gleichen Ligningehalt geben LANGENDORF et al. (1990) für die Fichte an. GRAMMEL (1989), ebenso wie TRENDELENBURG & MAYER-WEGELIN (1955), setzen den durchschnittlichen Gehalt an Lignin im Holz der Fichte mit 30 % an.



**Abbildung 4.4: Ligningehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).**

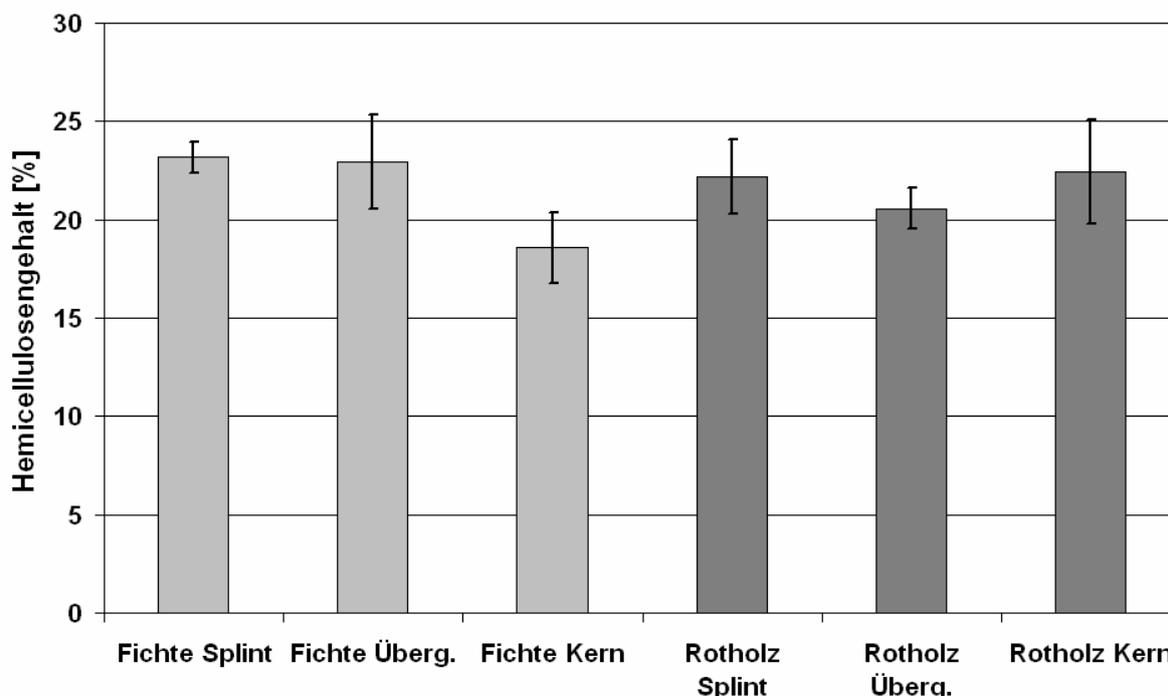
Generell kann festgehalten werden, dass sich der Ligningehalt zwischen befallenem und gesundem Fichtenholz auf Basis dieser Ergebnisse nicht signifikant unterscheidet. Ein Grund, warum der Abbau der Holzstruktur durch den Weißfäulepilz *Heterobasidion annosum* nicht zum Ausdruck kommt, liegt an der Tatsache, dass bei den analytischen Untersuchungsmethoden der Anteil einer Komponente, in diesem Falle Lignin, auf die Einwaage bezogen wird. Die Ergebnisse der Ligninuntersuchung zeigen lediglich, dass sich der relative Ligninanteil zwischen befallenem und gesundem Fichtenholz nicht unterscheidet. Aussagen hinsichtlich des absoluten Anteils an Lignin im Holz können anhand dieser analytischen Untersuchung nicht getroffen werden. Dies ist erst unter Einbeziehung der Darrdichte möglich (vgl. Kapitel 4.2.7).

Im Vergleich zum Torf hat das gesunde und befallene Holz einen niedrigen Ligningehalt. Laut DIERSSEN & DIERSSEN (2001) hängt der Ligninanteil an der organischen Substanz des Torfs stark vom Zersetzungsgrad ab. In schwach zersetztem Torf beträgt der Anteil 30 % und in mittel bis stark zersetztem Torf liegt der Anteil des Lignins an der organischen Substanz bei über 50 %.

#### 4.2.2 Pentosangehalt

Der durchschnittliche Pentosangehalt des gesunden Fichtenholzes betrug 10,8 %, wobei der Gehalt im Splintbereich mit 11,6 % am höchsten und mit 9,3 % im Kernbereich am niedrigsten war. Das von *Heterobasidion annosum* befallene Fichtenholz (Rotholz) wies durchschnittlich annähernd den gleichen Pentosangehalt ( $\bar{x} = 10,9$  %) auf, wie das gesunde Fichtenholz. Der geringste Wert wurde im Übergangsbereich mit 10,3 % festgestellt. Die Pentosangehalte im Splint- ( $\bar{x} = 11,1$  %) und Kernbereich ( $\bar{x} = 11,2$  %) waren fast identisch.

Der Anteil der Pentosen an den Hemicellulosen im Fichtenholz beträgt ungefähr 50 % (FENGEL & WEGENER, 1989). Demzufolge wurden die in Abbildung 4.5 dargestellten Hemicellulosegehalte für gesundes und befallenes Fichtenholz ermittelt.



**Abbildung 4.5: Hemicellulosegehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).**

Die in Abbildung 4.5 dargestellten Hemicellulosegehalte sind etwas geringer als der von GRAMMEL (1989) mit 24,3 % angegebene Wert für Fichtenholz. LANGENDORF et al. (1990) geben für die Fichte einen Hemicellulosegehalt von 19 % an, der in diesem Falle überschritten wurde.

Für Torf liegen keine eindeutigen Hemicellulosegehalte vor, da die Anteile der Hemicellulosen und der Cellulose mit wachsendem Torfalter abfallen. Laut DIERSSEN &

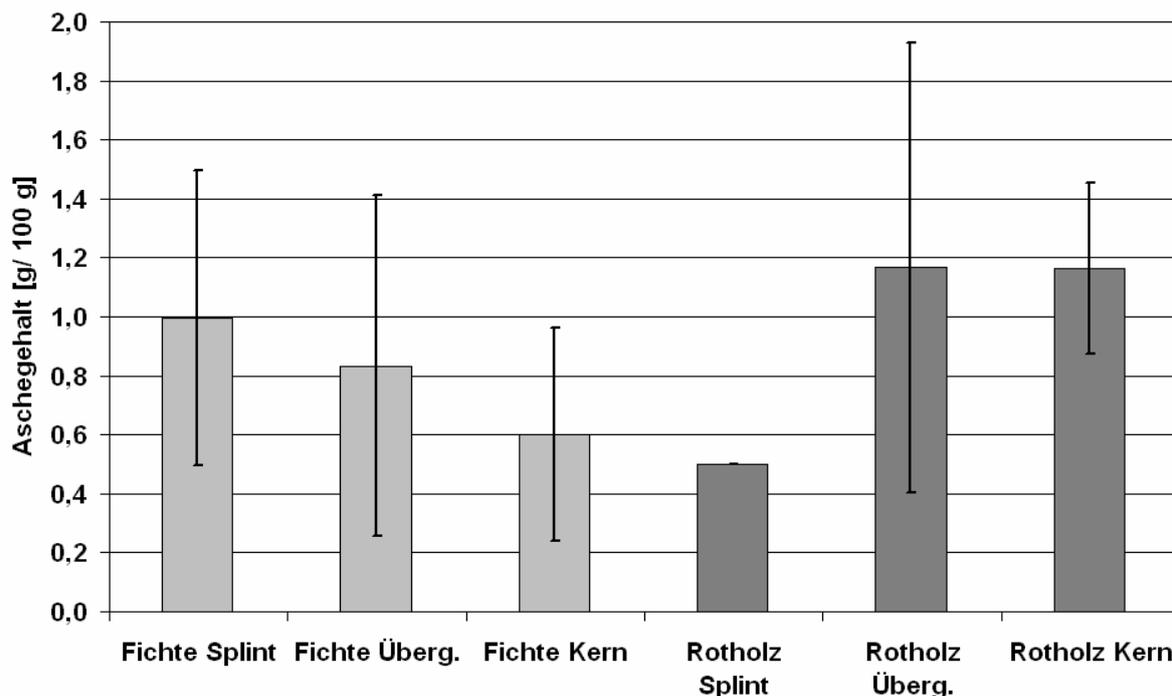
DIERSSEN (2001) ist bisher kein eindeutiges Urteil möglich, ob diese Phänomene auf Alterungsprozesse bei der Torfablagerung beziehungsweise seiner fortschreitenden Zersetzung zurückgehen, oder ob sie vorwiegend entwicklungsgeschichtlich interpretierbare Unterschiede der Vegetationszusammensetzung während der Torfablagerung widerspiegeln.

### 4.2.3 Aschegehalt

Bei der Ermittlung der Aschegehalte wurde festgestellt, dass im gesunden Fichtenholz der Gehalt an Asche vom Splintbereich zum Kernbereich abnimmt. Der durchschnittliche Aschegehalt betrug im gesunden Fichtenholz 0,8 %. Demgegenüber lag der Aschegehalt bei dem befallenen Fichtenholz bei 1,0 %. Ferner nahm der Aschegehalt im befallenen Holz nicht vom Splint zum Kern ab, sondern zu.

Die durchschnittlichen Aschehaltergebnisse des gesunden Fichtenholzes decken sich mit den Angaben in der Literatur. Laut MOMBÄCHER (1988) weisen Hölzer der gemäßigten Zone einen Aschegehalt von 0,2 % – 0,8 % auf. TRENDELENBURG & MAYER-WEGELIN (1955) geben hingegen für Holz nur einen Gehalt an Asche von 0,4 % an.

Die Beobachtung, dass der Aschegehalt im gesunden Fichtenholz vom Splintbereich zum Kernbereich abnimmt, deckt sich mit der Regel von HÄGGLUND (1928). Laut seinen Angaben ist meistens die Aschemenge im Kern kleiner als im Splint und im Holz der Äste größer als im Stamm. Diese Regel ist aber nicht ohne Ausnahme, da sich der Aschegehalt je nach Standort, Lebensbedingungen und Jahreszeit ändert (HÄGGLUND, 1928).



**Abbildung 4.6: Aschegehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).**

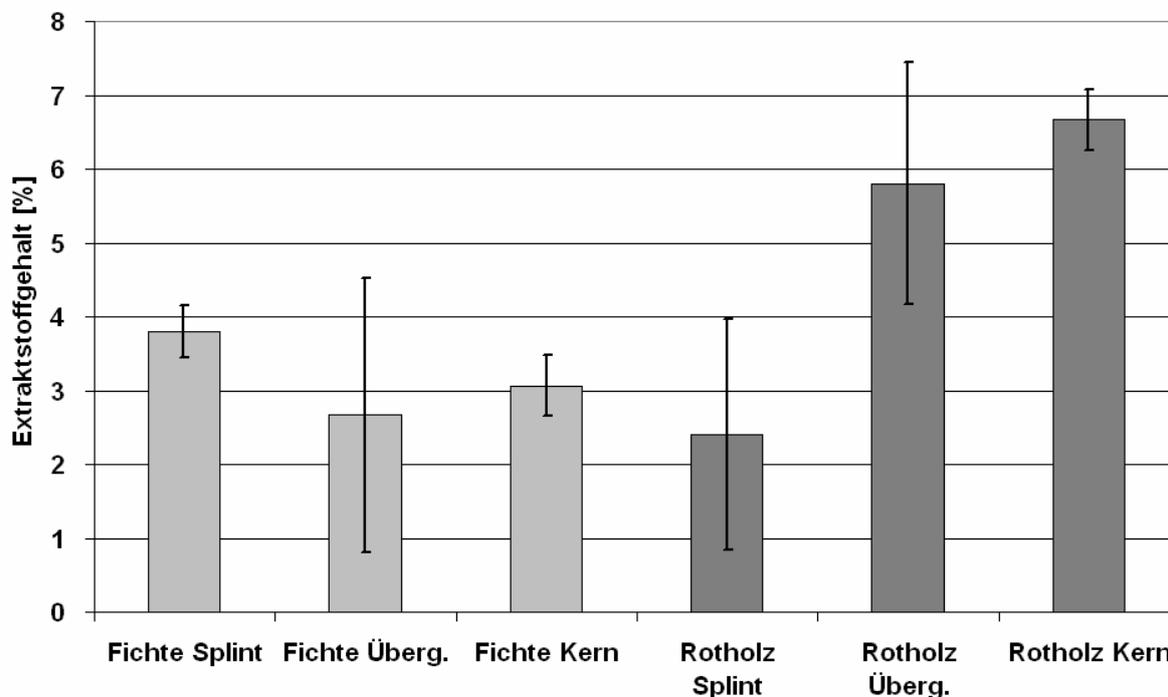
SCHINDEL (1998) stellte bei Elementanalysen von veraschtem Splintholz Unterschiede zwischen Fichten, die mit *Heterobasidion annosum* befallen waren und nicht infizierten Fichten fest. Der Gehalt an Kalium war im Splintholz der befallenen Fichten wesentlich höher und auch der Calcium- und Magnesiumgehalt war etwas höher als in den nicht befallenen Fichten. SCHINDEL (1998) erklärte dieses Phänomen damit, dass durch den pilzlichen Befall in den Fichtenholztracheiden eine Umverteilung der Elemente stattgefunden hat.

#### 4.2.4 Extraktstoffgehalt nach der Kaltwasserextraktion

Der Extraktstoffgehalt des rotfaulen Fichtenholzes war im Übergangsbereich zwischen Splint- und Kernholz im Vergleich zum Extraktstoffgehalt des gesunden Holzes in diesen Bereichen ungefähr doppelt so hoch. Im Splintbereich des gesunden Fichtenholzes betrug der Extraktstoffgehalt 3,8 %, wohingegen in diesem Bereich beim rotfaulen Fichtenholz der Gehalt mit 2,4 % am niedrigsten war.

SANDERMANN et al. (1967) stellten bei der Kaltwasserextraktion von gesundem Fichtenholz einen identischen Verlauf innerhalb des Querschnittes vom Splint zum Kernbereich fest. Der niedrigste Extraktstoffgehalt wurde in der von ihnen als Übergangszone titulierten Bereich zwischen Splint und Kern festgestellt. Der Splintbereich

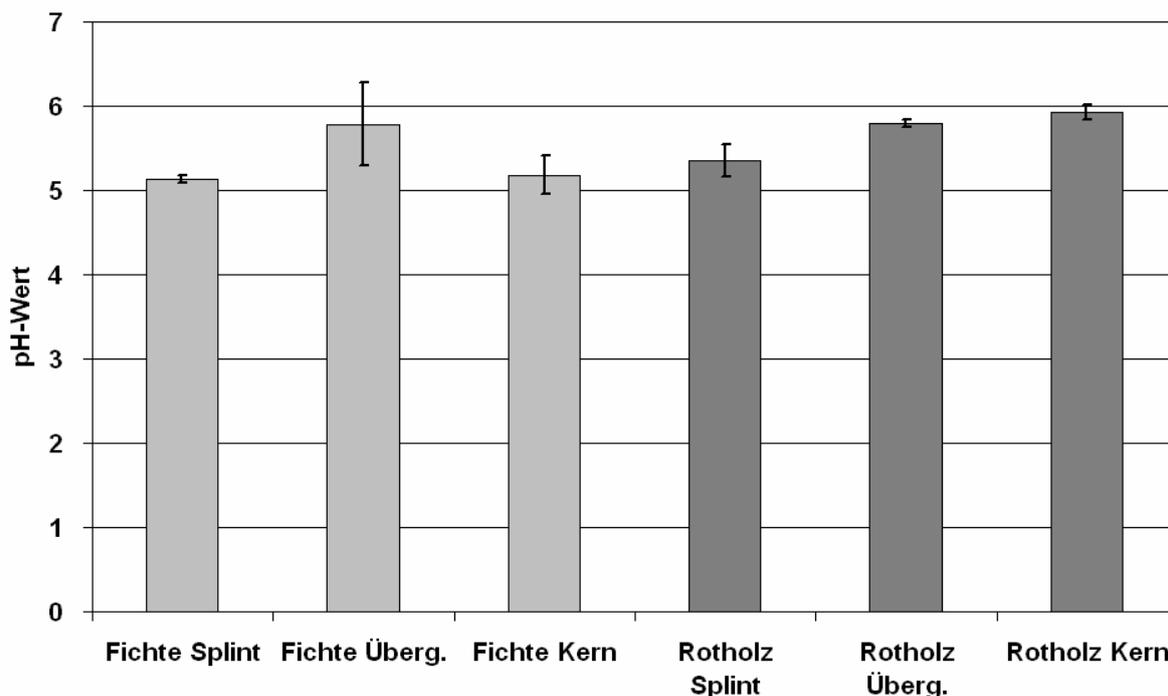
des Fichtenholzes wies nach der Kaltwasserextraktion den höchsten Gehalt an Inhaltsstoffen auf (SANDERMANN et al., 1967).



**Abbildung 4.7: Extraktstoffgehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Kaltwasserextraktion.**

PRASETYA et al. (1992) stellten nach der Kaltwasserextraktion im Borkenbereich der unbehandelten Fichtenrinde einen ähnlichen Extraktstoffgehalt fest, wie der im Rahmen dieser Arbeit festgestellte Gehalt an Extraktstoffen im gesunden Fichtenholz. Ferner konnten PRASETYA et al. (1992) zeigen, dass der Extraktstoffgehalt in der Fichtenrinde durch thermische Behandlung beeinflusst wird. Tendenziell nahm der Extraktstoffgehalt mit Verlängerung der Trocknungsdauer im Trockenschrank und steigender Temperatur ab.

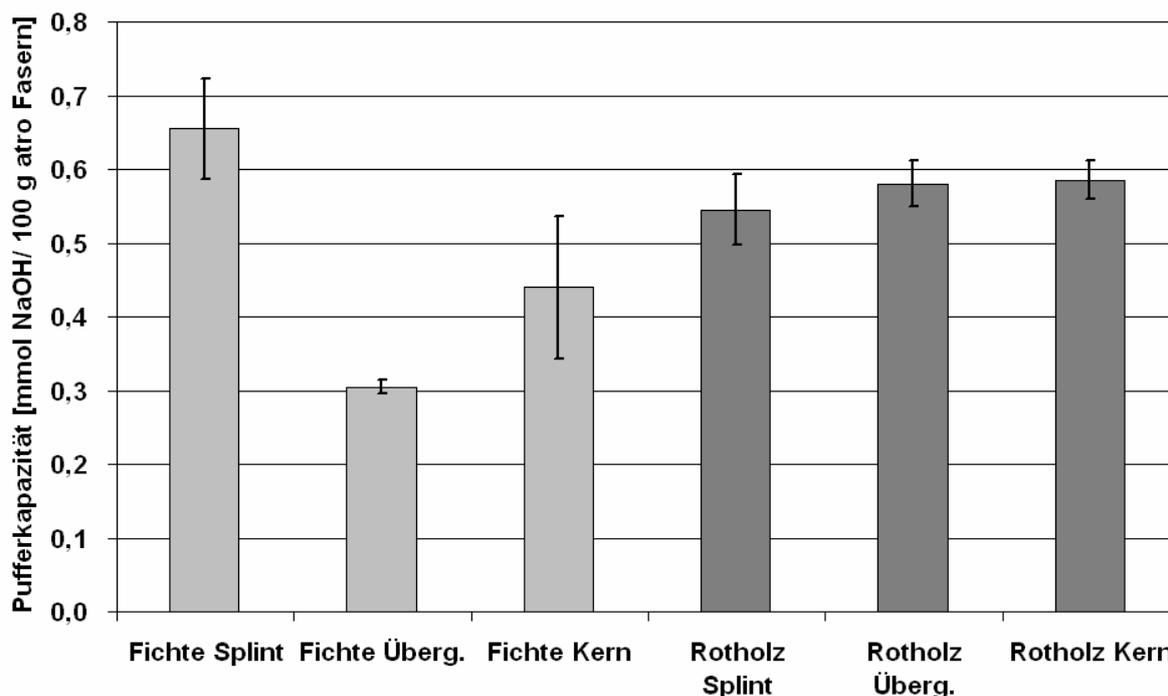
Neben dem Extraktstoffgehalt gehört die Acidität zu den wichtigsten chemischen Eigenschaften des Holzes. Wichtige Kenngrößen hierfür sind der pH-Wert und die Pufferkapazität der kalt- und heißwässrigen Auszüge (ROFFAEL, 1989a; ROFFAEL, 1989b). Der pH-Wert hat in natürlich gewachsenem Holz laut SANDERMANN & ROTHKAMM (1959) Einfluss auf die Holzverfärbung, die Resistenz gegenüber Pilzen, die Anwendbarkeit von synthetischen Kunstharzen (Leime und Lacke) sowie der Fixierung von Holzschutzmitteln im Holz.



**Abbildung 4.8: pH-Werte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Kaltwasserextraktion.**

Die pH-Werte der Proben lagen mit Werten zwischen 5 und 6 im mäßig sauren Bereich und wiesen keine signifikanten Unterschiede auf. Im gesunden Fichtenholz war der pH-Wert im Übergangsbereich zwischen Splint und Kern mit 5,8 im Mittel am höchsten. Demgegenüber wies das rotfaule Fichtenholz (Rotholz) mit einem Wert vom 5,9 im Kernbereich den höchsten pH-Wert auf.

Hinsichtlich der Pufferkapazität wurde festgestellt, dass gesundes Fichtenholz im Splintbereich mit einem Wert von 0,66 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern die höchste Kapazität hatte. Im Übergangsbereich des gesunden Fichtenholzes war die Pufferkapazität mit einem Wert von 0,31 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern am niedrigsten. Insgesamt war die durchschnittliche Pufferkapazität des befallenen Fichtenholzes (Rotholz) mit 0,57 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern um 0,10 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern höher als die durchschnittliche Pufferkapazität des gesunden Fichtenholzes. Ferner konnten im befallenen Fichtenholz hinsichtlich der Pufferkapazität nicht so starke Unterschiede zwischen den einzelnen Bereichen festgestellt werden, wie im gesunden Holz. Im Splintbereich des rotfaulen Holzes betrug sie 0,55 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern und im Kernbereich dieses Holzes 0,59 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern. Die Pufferkapazität des Übergangsbereichs lag mit 0,58 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern dazwischen.

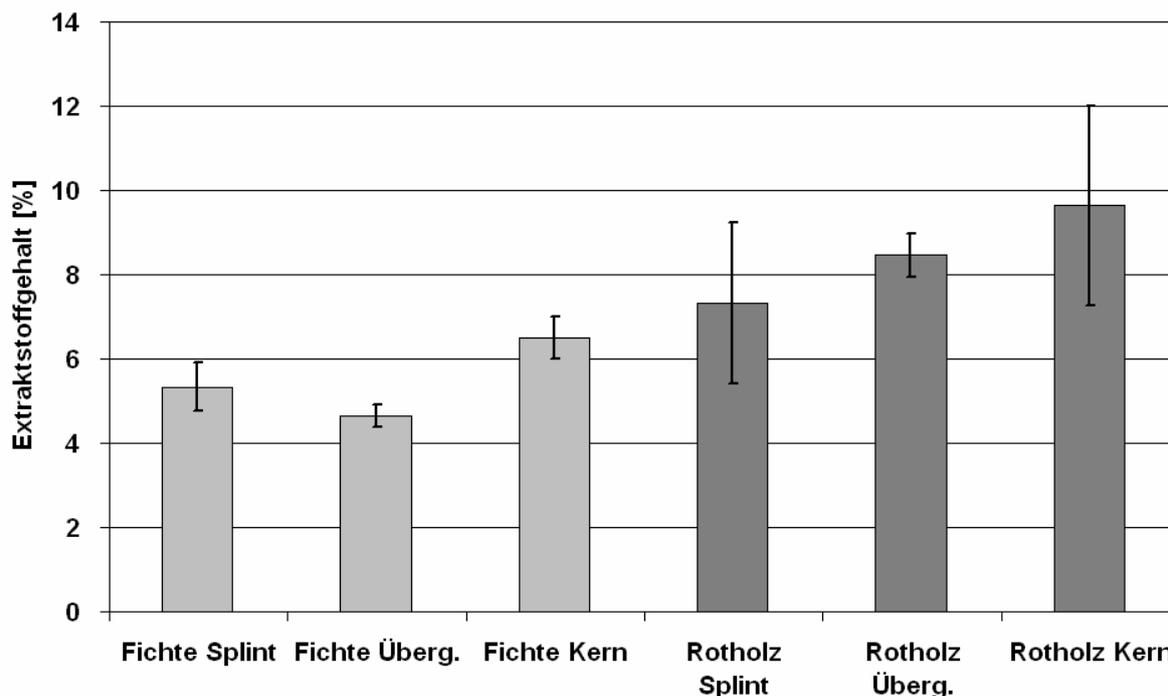


**Abbildung 4.9: Pufferkapazitäten von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Kaltwasserextraktion.**

SCHNEIDER (1999) stellte fest, dass die Temperatur beim thermo-mechanischen Aufschluss Auswirkungen auf die Pufferkapazität der Holzfasern hat. Bei steigender Aufschlusstemperatur nahm auch die Pufferkapazität der Fasern zu. Die Pufferkapazität wird aber nicht nur durch die Aufschlussbedingungen beeinflusst, sondern unterliegt auch natürlichen Schwankungen. PRASETYA (1989) konnte zeigen, dass der Fällungszeitpunkt und das Alter der Bäume einen Einfluss auf die Pufferkapazität im Bastsaft einiger Nadelbaumarten haben.

#### 4.2.5 Extraktstoffgehalt nach der Heißwasserextraktion

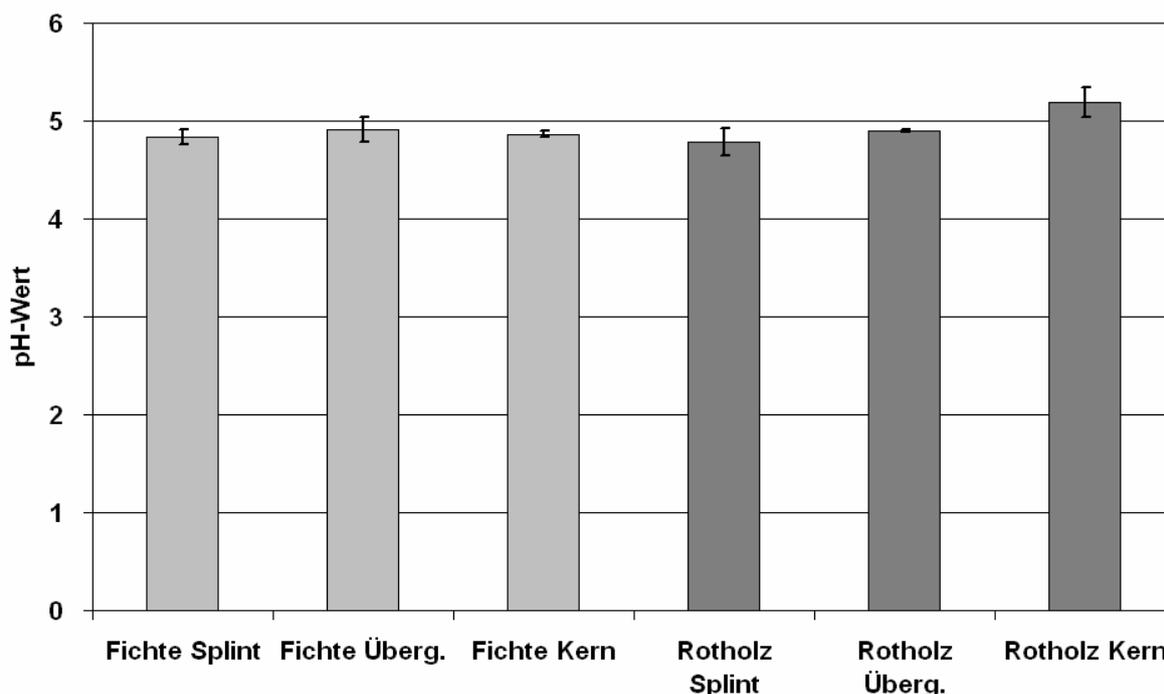
Das rotfaule Fichtenholz (Rotholz) wies nach der Heißwasserextraktion einen höheren Extraktstoffgehalt als das nicht befallene Fichtenholz auf. Der Extraktstoffgehalt im Rotholz stieg vom Splint ( $\bar{x} = 7,3 \%$ ) in Richtung Kern ( $\bar{x} = 9,6 \%$ ) stetig an. Demgegenüber war beim gesunden Fichtenholz der Extraktstoffgehalt in der Übergangszone zwischen Splint und Kernbereich mit einem Gehalt von  $4,6 \%$  am niedrigsten. Im gesunden Holz war der Extraktstoffgehalt mit  $6,5 \%$  im Kernbereich am höchsten.



**Abbildung 4.10: Extraktstoffgehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Heißwasserextraktion.**

Im Splintbereich des gesunden Fichtenholzes wurde ein Extraktstoffgehalt von 5,3 % ermittelt, was annähernd identisch mit dem von SANDERMANN et al. (1967) festgestellten Gehalt an Extraktstoffen von 5,6 % ist. SANDERMANN et al. (1967) ermittelten aber mit der Heißwasserextraktion einen Gradient von Splint in Richtung Kern des gesunden Fichtenholzes, der hier nicht eindeutig festgestellt werden konnte.

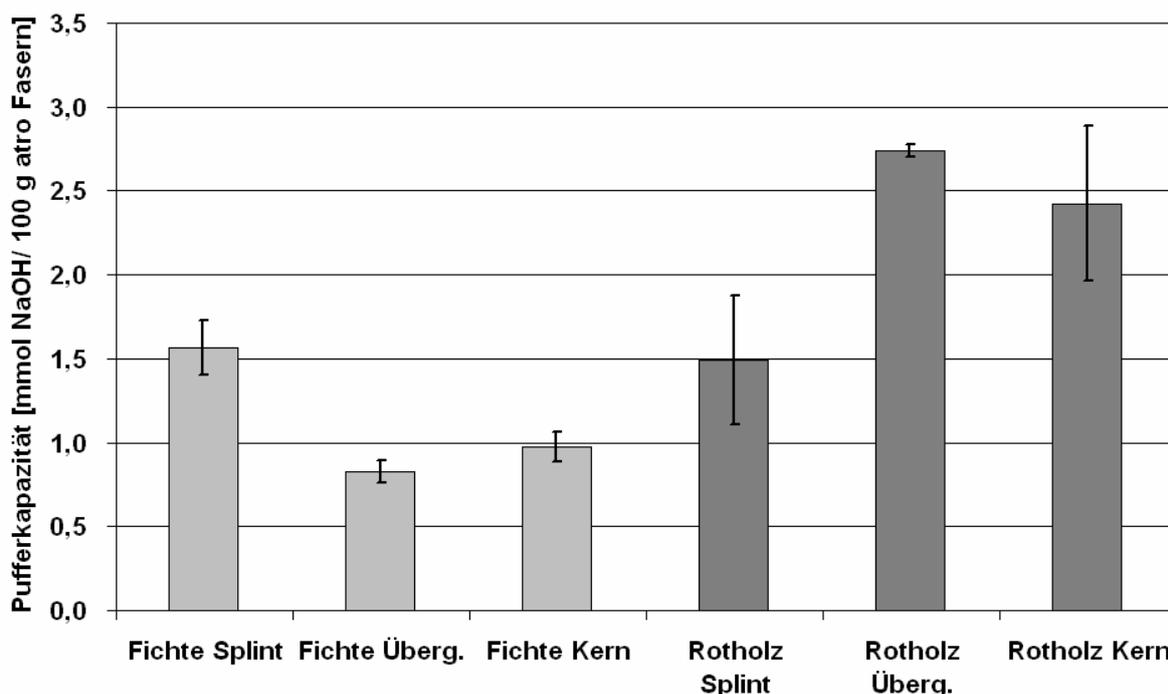
Die pH-Werte des gesunden und befallenen Fichtenholzes wiesen keine großen Unterschiede auf. Alle pH-Werte lagen mit 4,8 und 4,9 im sauren Bereich. Lediglich der pH-Wert des rotfaulen Holzes im Kernbereich war mit einem pH-Wert von 5,2 etwas höher als die anderen.



**Abbildung 4.11: pH-Werte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Heißwasserextraktion.**

ROFFAEL et al. (2000) stellten bei Untersuchungen hinsichtlich der Acidität von Kern- und Splintholz der Kastanie (*Castanea sativa*) aus Chile mit der Heißwasserextraktion pH-Werte von 3,8 (Splint) und 3,2 (Kern) fest. Das Holz wies somit noch saurere pH-Werte auf, die sich aber über den Querschnitt betrachtet ebenfalls nicht stark unterschieden.

Bei obligatorisch verkernenden Holzarten wie beispielsweise der Lärche (*Larix decidua* Mill. und *Larix kaempferi* (Lamb.) Carr.) können hingegen Unterschiede hinsichtlich der Acidität von Splint und Kernholz auftreten. DIX & ROFFAEL (1994) stellten bei Lärchen unterschiedlichen Alters im Splintholz höhere pH-Werte als im Kernholz fest. Ferner wiesen alte Lärchen (102 Jahre) geringfügig niedrigere pH-Werte im Splint- und Kernbereich auf als jüngere Bäume. Diese Aciditätsunterschiede von Splint- und Kernholz obligatorisch verkernender Holzarten haben starken Einfluss auf die Benetzbarkeit mit unterschiedlichen Bindemitteln (HAMEED & ROFFAEL, 1999a).



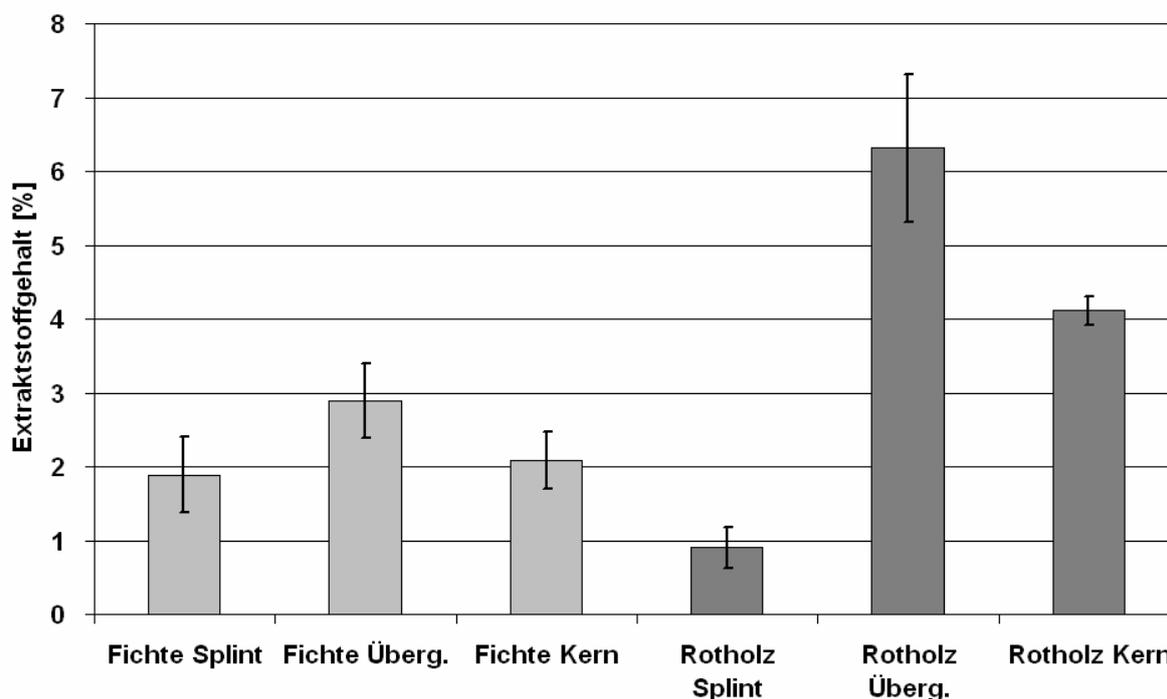
**Abbildung 4.12: Pufferkapazitäten von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Heißwasserextraktion.**

Bei den Pufferkapazitäten konnte festgestellt werden, dass das rotfaule Fichtenholz tendenziell besser puffert als das gesunde Fichtenholz. Mit 2,74 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern puffert das rotfaule Holz aus dem Übergangsbereich zwischen Splint und Kern am stärksten. Konträr dazu pufferte Holz aus diesem Bereich bei gesunden Fichten am schlechtesten. Im gesunden Fichtenholz wies mit 1,57 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern das Splintholz die höchste Pufferkapazität auf. Durchschnittlich war die Pufferkapazität des rotfaulen Fichtenholzes mit einem Wert von 2,22 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern wesentlich höher als die durchschnittliche Pufferkapazität des gesunden Fichtenholzes. Diese betrug 1,13 mmol NaOH/ 100 g atro Fasern.

Auch mit diesem Verfahren konnte festgestellt werden, dass die Pufferkapazität im Splintbereich des Rotholzes geringer ist als in dem Übergangs- und Kernbereich des Rotholzes. Dieses Ergebnis wurde mit der Kaltwasserextraktion ermittelt (vgl. Abbildung 4.9).

#### 4.2.6 Extraktstoffgehalt nach der Ethanol-Cyclohexanextraktion

Mit der Ethanol/ Cyclohexanextraktion wurde ebenfalls festgestellt, dass das rotfaule Fichtenholz (Rotholz) einen durchschnittlich höheren Extraktstoffgehalt aufweist als das gesunde Fichtenholz. Der durchschnittliche Gehalt an Extraktstoffen betrug im gesunden Fichtenholz 2,3 % und im Rotholz 3,8 %. Im gesunden Fichtenholz wies der Übergangsbereich mit 2,9 % und im befallenen Fichtenholz mit einem Wert von 6,3 % den höchsten Extraktstoffgehalt auf.



**Abbildung 4.13: Extraktstoffgehalte von gesundem und befallenen Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Ethanol/ Cyclohexanextraktion.**

HAMEED & ROFFAEL (1999b) stellten mit dem Ethanol/ Cyclohexan Extraktionsverfahren bei Kiefernholz (*Pinus sylvestris* L.) fest, dass der Gehalt an Extraktstoffen im Splintbereich niedriger als im Kernbereich ist. Darüber hinaus konnten sie zeigen, dass thermisch behandelte Kiefernspäne (bei  $103 \pm 2$  °C für 16 Stunden) des Splint- und Kernholzes einen geringeren Extraktstoffgehalt aufweisen als unbehandelte Späne.

#### 4.2.7 Darrdichte von gesundem und befallenem Fichtenholz

Die Rohdichte des gedarrten Fichtenholzes nahm sowohl im gesunden, als auch im von *Heterobasidion annosum* befallenen Holz (Rotholz) vom Splint zu Kern ab. Diese Ergebnisse decken sich mit denen von METTE (1984). Die mittlere Rohdichte des gesunden Fichtenholzes im absolut trockenen Zustand betrug  $487,4 \text{ kg/ m}^3$ . Dieses Ergebnis ist etwas höher als die von GRAMMEL (1989) mit  $450,0 \text{ kg/ m}^3$  angegebene Darrdichte für Fichtenholz. Die Darrdichte einer Holzart kann aber stark schwanken. Laut HAYGREEN & BOWYER (1996) haben Faktoren wie der Standort des Baumes (Boden, Wasser und Hangneigung), der Stellung des Baumes im Bestand (Konkurrenzsituation), die Lokation des Holzes im Baum und die genetischen Veranlagungen des Baumes Einfluss auf die Dichte des Holzes. NIEMZ (1993) gibt daher für die Fichte eine Spannweite von  $280,0 \text{ kg/ m}^3 - 610,0 \text{ kg/ m}^3$  an. GRAMMEL (1989) veranschlagt für die maximale Darrdichte des Fichtenholzes einen Wert von  $640 \text{ kg/ m}^3$ .

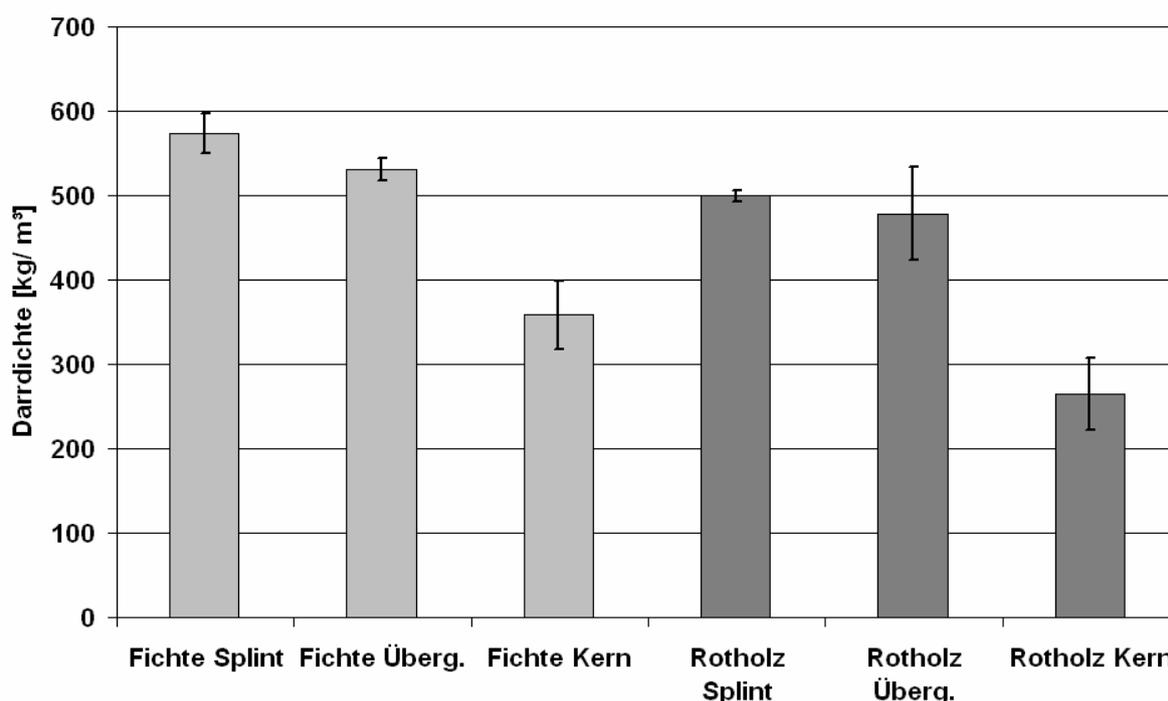


Abbildung 4.14: Darrdichten von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).

Im befallenen Fichtenholz war aufgrund des pilzlichen Abbaus die Darrdichte geringer ( $\bar{x} = 414,3 \text{ kg/ m}^3$ ). Der stark von dem Pilz abgebaute Kernbereich wies mit einem Wert von  $264,8 \text{ kg/ m}^3$  die geringste Dichte auf. Dieser Wert ist tendenziell noch niedriger einzustufen, da mit dem Labor-Dichteprofilmessgerät (DA-X) nicht alle Proben gemessen werden

konnten. Darrdichten von weniger als 200 kg/ m<sup>3</sup> lagen unterhalb des messbaren Bereiches und konnten somit nicht ermittelt werden. Bei starker Zersetzung der Holzstruktur durch den Pilz wird diese Marke unterschritten.

Die in den vorigen Kapiteln ermittelten Werte wurden jeweils auf die Einwaage bezogen, wodurch die Auswirkungen des pilzlichen Abbaus nicht klar zum Ausdruck kommen. Wird der Gehalt an Lignin, Hemicellulosen, Cellulose, Extraktstoffen und Asche allerdings auf die Rohdichte des absolut trockenen Holzes bezogen, ist der Abbau der Holzstruktur durch den Pilz *Heterobasidion annosum* sichtbar. Tabelle 4.2 zeigt, dass durch den Pilz Teile der Hauptkomponenten (Lignin, Hemicellulosen, Cellulose) im Holz abgebaut wurden.

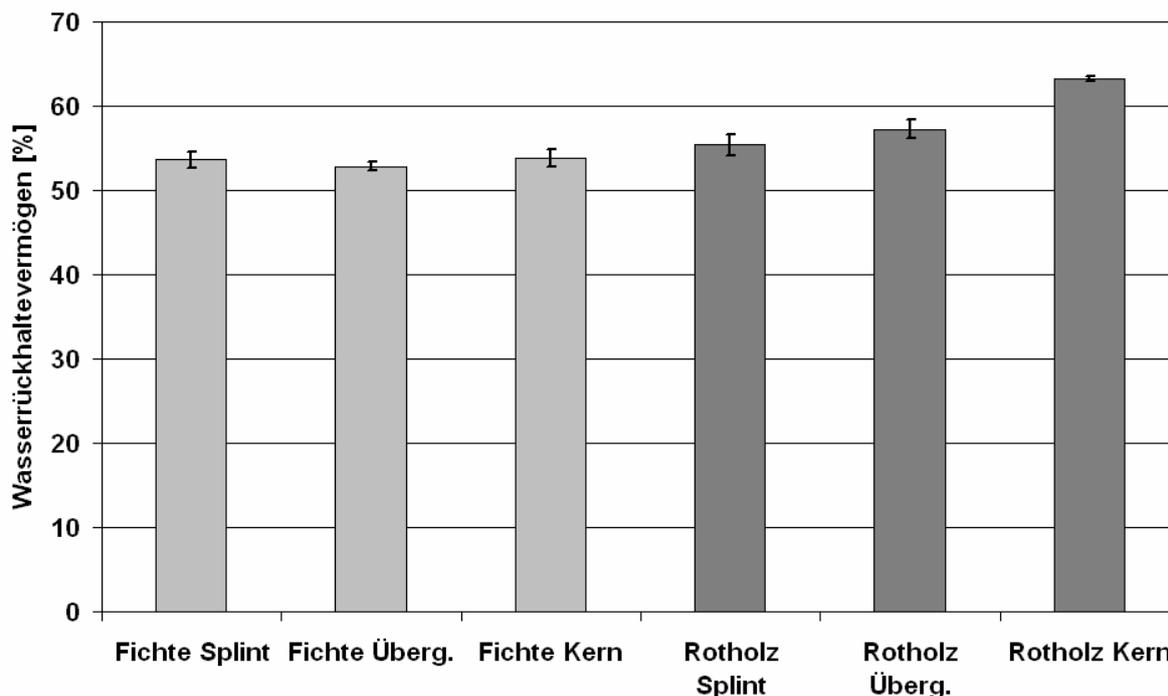
**Tabelle 4.2: Anteil an Lignin, Hemicellulosen, Cellulose, Extraktstoffen und Asche an der Darrdichte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).**

	Fichte Splint	Fichte Überg.	Fichte Kern	$\bar{x}$	Rotholz Splint	Rotholz Überg.	Rotholz Kern	$\bar{x}$
Lignin [kg/ m <sup>3</sup> ]	150,6	137,4	96,4	128,1	129,5	134,6	73,3	112,5
Hemicellulosen [kg/ m <sup>3</sup> ]	133,1	121,6	66,6	107,1	110,9	98,4	59,5	89,6
Cellulose [kg/ m <sup>3</sup> ]	253,8	242,2	169,9	222,0	220,3	199,2	103,5	174,3
Extraktstoffe [kg/ m <sup>3</sup> ]	30,6	24,6	23,3	26,2	36,6	40,5	25,5	34,2
Asche [kg/ m <sup>3</sup> ]	5,7	4,4	2,1	4,1	2,5	5,6	3,1	3,7
Darrdichte [kg/ m <sup>3</sup> ]	573,8	530,2	358,3	487,4	499,8	478,3	264,9	414,3

#### 4.2.8 Wasserrückhaltevermögen (WRV-Wert) des gesunden und befallenen Fichtenholzes

Das Wasserrückhaltevermögen des gesunden Fichtenholzes war in allen Querschnittsbereichen niedriger als jenes des rotfaulen Fichtenholzes (Rotholz). Das höchste Wasserrückhaltevermögen beim gesunden Fichtenholz wies der Kernbereich mit einem Wert von 53,8 % auf. Die beiden anderen Bereiche (Splint und Übergangsbereich) zeigten ein nur geringfügig niedrigeres Wasserrückhaltevermögen.

Demgegenüber konnte beim befallenen Fichtenholz (Rotholz) eine Zunahme des Wasserrückhaltevermögens vom Splint zum Kernbereich festgestellt werden. Der vom Pilz befallene Kernbereich zeigte ein um durchschnittlich 10,0 % höheres Wasserrückhaltevermögen als das gesunde Fichtenholz.



**Abbildung 4.15: Wasserrückhaltevermögen nach der Zellcheming-Methode von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).**

Anhand von Abbildung 4.15 kann festgehalten werden, dass mit zunehmender Befallsintensität das Wasserrückhaltevermögen des vom *Heterobasidion annosum* degradiertem Fichtenholzes steigt. Durch den pilzlichen Holzabbau werden demnach weitere Hydroxylgruppen zur Bindung der Wassermoleküle freigelegt.

LELIS (1995) stellte in seinen Untersuchungen an Douglasienholz (*Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco) fest, dass die Späne des Kernholzes ein höheres Wasserrückhaltevermögen haben als die Splintholzspäne. Ferner nahm der WRV-Wert mit zunehmendem Alter der Bäume ab. Laut SCHNEIDER (1999) wird das Wasserrückhaltevermögen ebenso durch unterschiedliche Holzaufschlussbedingungen stark beeinflusst. Der WRV-Wert nimmt mit zunehmender Aufschlusstemperatur von 140 °C bis 180 °C um durchschnittlich 10 % ab.

Nicht nur die Aufschlusstemperatur, sondern auch das Aufschlussverfahren hat einen Einfluss auf den WRV-Wert. HAMEED et al. (2005) stellten fest, dass mechanisch zerkleinerte Recyclingspäne ein wesentlich geringeres Wasserrückhaltevermögen haben als thermohydrolytisch aufgeschlossenen Recyclingspäne.

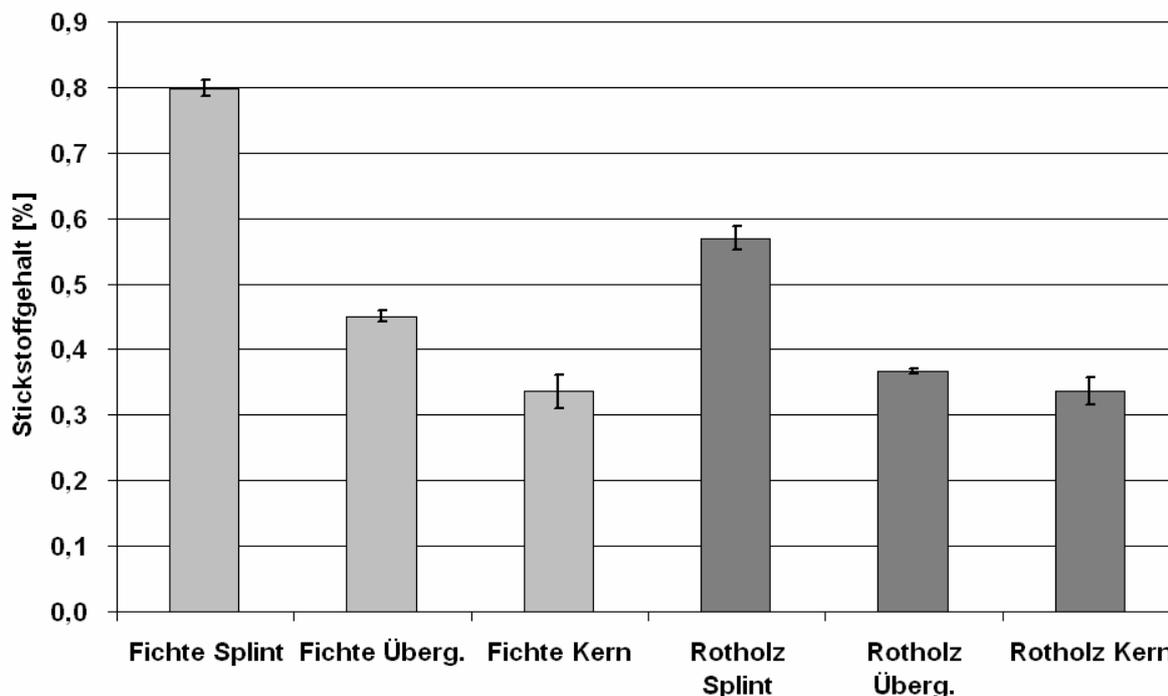
Der Aufschluss des Holzes für die Verwendung als Torfersatz sollte, auf Basis dieser Erkenntnisse, im thermohydrolytischen Verfahren bei Temperaturen unter 140 °C erfolgen, da

bei einer höheren Aufschlusstemperatur das Wasserrückhaltevermögen der Fasern negativ beeinflusst würde.

### **4.2.9 Stickstoffgehalt in gesundem und befallenem Fichtenholz nach der Kjeldahl-Methode (DIN EN 25 663)**

Sowohl im gesunden, als auch im befallenen Fichtenholz konnte ein Stickstoffgradient vom Splint zum Kern festgestellt werden. Im Splintbereich war der Stickstoffgehalt höher als im Kernbereich. Bei gesundem Fichtenholz betrug der Stickstoffgehalt im Splintbereich durchschnittlich 0,8 % und nahm zum Kernbereich bis zu einem Wert von 0,3 % ab. Durchschnittlich wies das gesunde Fichtenholz einen Stickstoffgehalt von 0,5 % auf. Demgegenüber lag der durchschnittliche Stickstoffgehalt des vom Rotfäulepilz *Heterobasidion annosum* befallenen Fichtenholzes (Rotholz) bei 0,4 %. Beide Werte lagen somit etwas höher als der von WAGENFÜHR (1989) angegebene Wert von 0,2 % oder der von HÄGGLUND (1928) angegebene Stickstoffgehalt von 0,1 %. MARUTZKY & ROFFAEL (1977) wiesen mit einer modifizierten Kjeldahl-Methode im Xylem des Fichtenholzes einen noch geringeren Stickstoffgehalt von 0,07 % nach. KNIGGE & SCHULZ (1966) stellten einen maximalen Anteil von 0,9 % Stickstoff im Fichtenholz fest, welcher annähernd mit dem in dieser Arbeit ermittelten Wert von 0,8 % im Splintholz der gesunden Fichten bestätigt werden konnte.

Hinsichtlich des Stickstoffgehaltes ist die Feststellung von HARTIG (1888) interessant, dass der Gehalt in Buchenholz (*Fagus sylvatica* L.) mit der Jahreszeit wechselt und mit der Fruchtbildung zusammenhängt. HARTIG (1888) stellte Schwankungen zwischen 0,01 % und 0,4 % fest, wobei der geringste Stickstoffgehalt bei starker Fruchtbildung auftrat.



**Abbildung 4.16: Stickstoffgehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt mit der Kjeldahl-Methode.**

Aufgrund dieser Ergebnisse kann vermutet werden, dass der Rotfäulepilz den Stickstoff als Nahrungsquelle im Holz genutzt hat und daher der Gehalt im befallenen Holz geringer ist als im gesunden Fichtenholz. *Heterobasidion annosum* bevorzugt organische Stickstoffquellen, kann aber auch anorganische Stickstoffverbindungen aufschließen. Unter den anorganischen Stickstoffverbindungen wird von dem Pilz Nitrat gegenüber Ammoniak bevorzugt. Zahlreiche Aminosäuren sind gute Stickstoffquellen für den Pilz, aber Ammoniumcarbonate, Ammoniumsulfate und Harnstoff werden nicht unmittelbar verwendet (JENNISON et al., 1955; PERSSON, 1957; FEDOROV & STAICHENKO, 1968).

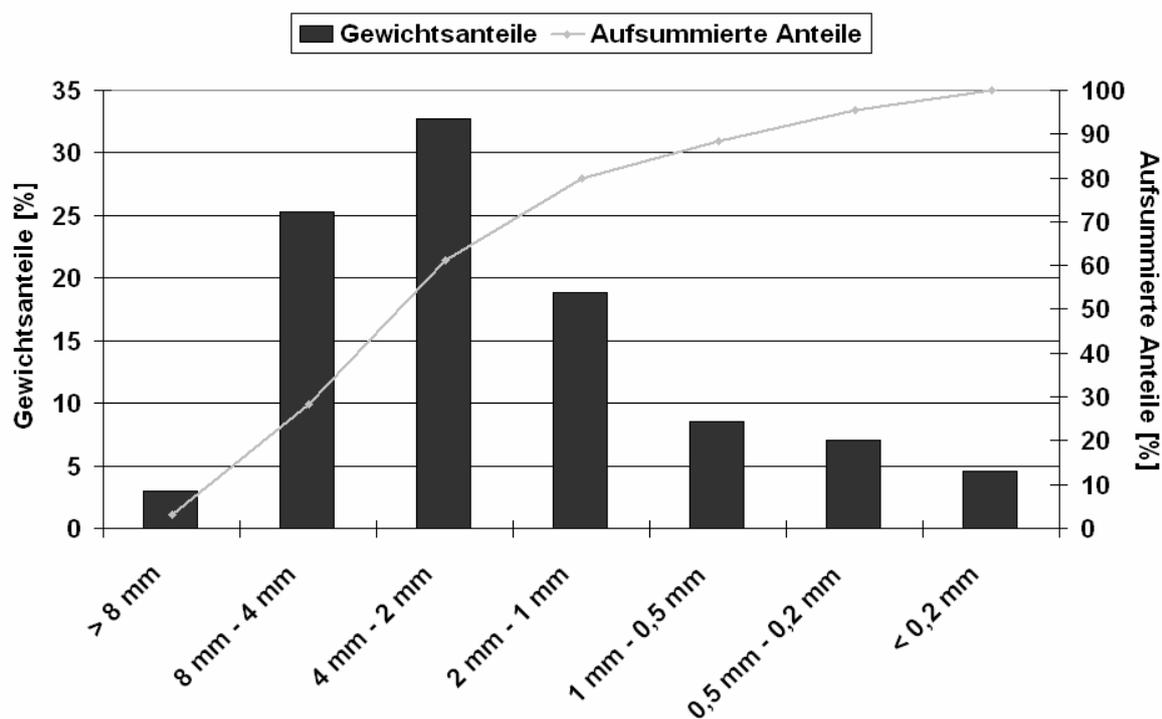
#### 4.2.10 Schüttdichte gemäß DIN EN 12 580

Die Schüttdichte ( $\rho_{\text{atro}}$ ) der Hackschnitzel aus rotfaulem Fichtenholz betrug durchschnittlich 98,0 kg/ Schüttraummeter (Srm). Laut BAYERISCHER LANDESANSTALT FÜR WALD UND FORSTWIRTSCHAFT (2003) weisen Hackschnitzel aus gesundem Fichtenholz bei einer Rohdichte von 379,0 kg/ m<sup>3</sup> und einem Verhältnis von 0,4 m<sup>3</sup> Rundholz/ Srm, ein Schüttgewicht von 151,6 kg/ Srm auf. Dieser Unterschied ist durch den pilzlichen Abbau zu erklären, wodurch das Holz an Gewicht verliert.

Der Torfersatz aus rotfaulem Fichtenholz wies eine durchschnittliche Schüttdichte von 49,4 kg/ Srm auf. Einen Unterschied zwischen dem gedüngten und ungedüngten Holzfasersubstrat gab es hinsichtlich der Schüttdichte nicht. Aus einem Schüttraummeter rotfaule Hackschnitzel wurden somit zwei Schüttraummeter Holzfasersubstrat erzeugt (vgl. Tabelle 4.1).

#### 4.2.11 Siebfraktion

Die Siebung des Torfersatzes aus rotfaulem Fichtenholz hat ergeben, dass 28,3 % des Materials eine Größe von über 4 mm aufweist. Der größte Anteil des Torfersatzstoffes hat eine Dimension von 2 mm bis 4 mm (32,8 %).



**Abbildung 4.17: Siebfraktion des Torfersatzes aus rotfaulem Fichtenholz hergestellt im Extruderverfahren.**

Nach den Qualitätskriterien der GÜTEGEMEINSCHAFT SUBSTRATE FÜR PFLANZENBAU E.V. (1999) werden Holzfasersubstrate mit Partikeln < 10 mm als fein und > 40 mm als grob eingestuft. Das hier untersuchte Holzfasersubstrat ist somit als fein einzustufen. MAKAS (2001) untersuchte extrudierte Holzfasern unterschiedlicher Nadelholzarten für pflanzenbauliche Zwecke und unterteilte die Siebfraktion in große und kleine Teilchen. Als

groß galten Teilchen  $> 4,5$  mm und als klein  $< 4,5$  mm. Laut MAKAS (2001) sollte bei Holzfaser substraten ein Verhältnis von 80 : 20 bezüglich der kleinen und großen Partikel angestrebt werden, da die Substrate bei diesem Verhältnis positive physikalische Eigenschaften aufweisen.

Abbildung 4.17 verdeutlicht, dass die Holzfasern, die im Extruderverfahren hergestellt wurden, teilweise sehr grob sind. Im Extremfall sind komplette Holzstückchen im Substrat zu finden. Diese Partikel stellen nicht nur ein optisches Problem für die potentiellen Konsumenten dar, sondern sind auch bei der Weiterverarbeitung hinderlich. Eine Optimierung der Siebfraktion konnte aber im Rahmen dieses Projektes nicht erfolgen, da die dafür notwendige technische Ausrüstung nicht vorhanden war.

Durch einen steigenden Anteil an grobem Material wird zwar die Substratstabilität erhöht, aber die Wasserrückhaltekapazität des Substrates gemindert. Sinnvoll ist es daher Fasermaterial herzustellen, was einen etwas geringeren Grobanteil aufweist als das in Abbildung 4.17 gezeigte.

Wichtig für die Verwendung der Holzfaser in Kultursubstraten ist aber ebenfalls, dass die Fasern nicht zu klein sind. Handelsübliche Holzfasern, die für die Herstellung von Mitteldichten Faserplatten (MDF) verwendet werden, sind daher für diese Zwecke unbrauchbar. Der Großteil der im Refiner für die MDF Produktion hergestellten Fasern weist eine Größe von unter 2 mm auf (SCHÖPPER, 2006). Diese Fasern würden nicht den gewünschten Drainageeffekt im Kultursubstrat erbringen. Ferner würde die Zugabe solcher Fasern in das Kultursubstrat die Luftkapazität und das Gesamtporenvolumen nicht eingehend verbessern.

Somit sollten die Fasern für Kultursubstrate in Teilen gröber als handelsübliche MDF Fasern sein, aber nicht wie das im Rahmen dieser Arbeit untersuchte Material grobe Holzstücke aufweisen.

#### **4.2.12 Rohdichte des Holzfaser substrates nach VDLUFA A 13.2.2**

Die Rohdichte <sub>trocken</sub> des ungedüngten Holzfaser substrates aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22) betrug 90,0 g/l. Mit einer Rohdichte <sub>trocken</sub> von 93,0 g/l war das gedüngte Holzfaser substrat (Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) minimal schwerer. Vergleicht man diese Rohdichten <sub>trocken</sub> mit jener der Fruhstorfer Einheitserde (Typ N), so fällt

auf, dass das Toresa<sup>®</sup> R wesentlich leichter ist als das Referenzsubstrat. Die Rohdichte trocken der Fruhstorfer Einheitserde (Typ N) betrug 246,4 g/l.

MAKAS (2001) ermittelte für ein im Extruderverfahren hergestelltes Holzfasersubstrat (Toresa<sup>®</sup> nova) eine Rohdichte von 140,6 g/l und bestätigte damit die Ergebnisse von GRUDA (1999), der für dieses Holzfasersubstrat Rohdichten von 120 g/l – 160 g/l festgestellt hatte.

Die in Tabelle 4.3 angegebenen Rohdichten für das Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R) sind etwas geringer als das Toresa<sup>®</sup> nova. Dies kann damit begründet werden, dass einerseits die Struktur des Toresa<sup>®</sup> R im Vergleich zum Toresa<sup>®</sup> nova leicht gröber ist und andererseits das rotfaule Fichtenholz durch den pilzlichen Abbau der Holzstruktur eine geringere Dichte als das Ausgangsmaterial des Toresa<sup>®</sup> nova hat.

**Tabelle 4.3: Rohdichten von gedüngtem und ungedüngtem Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R) sowie dem Referenzsubstrat (Fruhstorfer Einheitserde; Typ N).**

	Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22	Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22	Fruhstorfer Einheitserde Typ N
<b>Rohdichte feucht [g/l]</b>	288,3	257,7	673,3
<b>Trockenmassegehalt [%]</b>	31,2	36,1	36,6
<b>Rohdichte trocken [g/l]</b>	90,0	93,0	246,4

Der Vorteil eines Substrates mit geringer Rohdichte besteht aus Sicht der Konsumenten in dem geringeren Gewicht der Substratsäcke, da das Substrat im Handel nach Volumen und nicht nach Gewicht verkauft wird. Ein 70 l Substratsack gefüllt mit getrocknetem Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 würde 6,3 kg wiegen, wohingegen der gleiche Sack mit getrockneter Fruhstorfer Einheitserde (Typ N) gefüllt 17,2 kg wiegen würde.

Aus Produzentensicht besteht unter diesen Bedingungen der entscheidende Vorteil darin, dass mit sinkender Rohdichte des Produktes die Ausbeute aus dem Ausgangsmaterial, welches nach Gewicht eingekauft wird, steigt.

#### 4.2.13 Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen

Durch die Aufnahmen im Rasterelektronenmikroskop wurden die rotfaulen Bereiche im Holz näher betrachtet und visualisiert. Abbildung 4.18 zeigt rotfaules Fichtenholz in

longitudinaler Betrachtungsrichtung, bei dem zwischen den einzelnen Tracheiden an manchen Stellen der leichte Abbau der Holzstruktur durch den Rotfäulepilz *Heterobasidion annosum* erkennbar ist. Der Pilz hat begonnen die Hemicellulose abzubauen, sowie das Lignin anzugreifen und zu modifizieren.

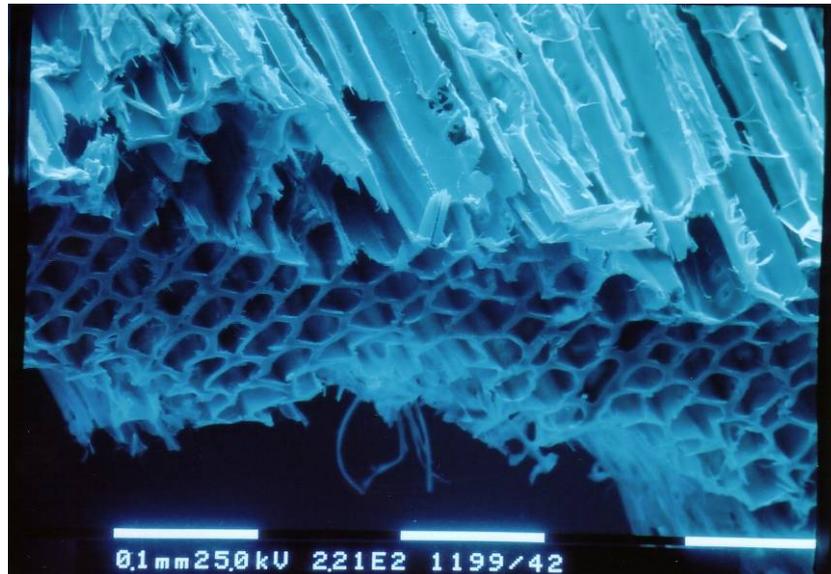
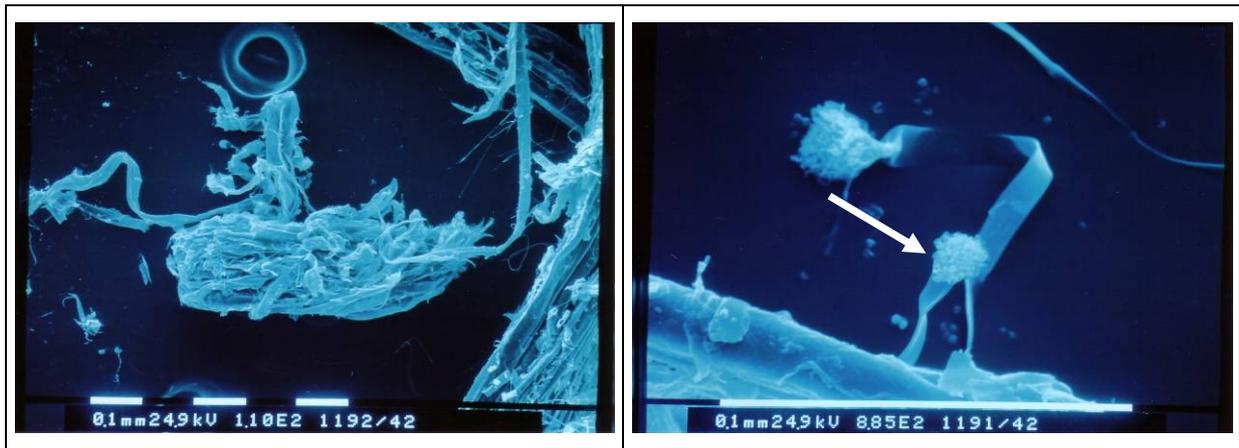


Abbildung 4.18: Rotfaules Fichtenholz in longitudinaler Betrachtungsrichtung bei 221-facher Vergrößerung (Foto: LUDWIG, 2005).



Abbildung 4.19: Pilzhyphe von *Heterobasidion annosum*, die durch einen Tüpfel wächst. 3.540-fache Vergrößerung (Foto: LUDWIG, 2005).

In Abbildung 4.19 ist die Besiedlung des Holzes durch einen Hoftüpfel sehr gut zu erkennen. Laut SCHWARZE et al. (1999) breiten sich holzzeretzende Pilze wie *Heterobasidion annosum* relativ schnell in den Zellumina der Gefäße und den Fasern in axialer Richtung aus. Demgegenüber ist das Wachstum in tangentialer Richtung wesentlich langsamer und schwerer. Die Ausbreitung erfolgt dabei häufig über die Hoftüpfel oder Zellwanddurchbrechungen, da diese Vorgehensweise für den Pilz mit weniger Widerstand verbunden ist.



**Abbildung 4.20: Im Extruder hergestellter Torfersatz aus rotfaulem Fichtenholz ohne Dünger (Links: 110-fache Vergrößerung) und mit Dünger (Rechts: 885-fache Vergrößerung) (Fotos: LUDWIG, 2005).**

Abbildung 4.20 zeigt dem im Extruderverfahren hergestellten Torfersatz aus rotfaulem Fichtenholz. Auf der linken Seite ist der Torfersatz ohne Düngemittelzusatz (ITAG Mix 2.22) der Firma Toresa<sup>®</sup> Deutschland GmbH zu sehen. Im rechten Bild der Abbildung 4.20 ist auf der Faseroberfläche der Dünger (ITAG Mix 2.22) zu erkennen.

### **4.3 Ergebnisse der Pflanzversuche**

#### **4.3.1 Anzucht und Kultivation von Trieb-Kopfsalat (*Lactuca sativa* L. var. *capitata* L. 'Fenston')**

Die Pflanzen in den Substraten 1 (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N (FE)) und 2 (40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) wiesen von Beginn des Versuches ein stärkeres Wachstum auf. Nach vier Tagen befanden sich 100,0 % der Pflanzen, die in Substrat 1 und 2 wuchsen, im Zweikeimblattstadium. Zum selben Zeitpunkt waren 98,0 % der Pflanzen in Substrat 3 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) im Zweikeimblattstadium, 1,0 % im Einkeimblattstadium und 1,0 % der Pflanzen waren bereits sichtbar, hatten aber noch kein Keimblatt entfaltet. Die Pflanzen in Substrat 4 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % Kartoffelfruchtwasser (PPL)) hatten nach vier Tagen Kultivationszeit zu 99,3 % das Zweikeimblattstadium erreicht. Die restlichen 0,7 % teilten sich zu gleichen Teilen in Pflanzen auf, die sich im Einkeimblattstadium befanden oder noch kein Keimblatt entfaltet hatten.

Nach zweiwöchiger Kultivationszeit hatten 99,3 % der Pflanzen in der Fruhstorfer Einheitserde (Typ N) die ersten zwei Laubblätter entfaltet und 0,7 % nur das erste Laubblatt. In Substrat 2 hatten 0,3 % der Pflanzen nur das erste Laubblatt entfaltet, alle übrigen Pflanzen befanden sich zu jenem Zeitpunkt im Zweilaubblattstadium. Im Gegensatz dazu befanden sich die Pflanzen, die in reinem Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 (Substrat 3) wuchsen zu 92,3 % im Einlaubblattstadium und 1,3 % im Zweilaubblattstadium. 6,3 % der Salatpflanzen in Substrat 3 hatten nach zwei Wochen noch gar kein Laubblatt entfaltet. In diesem Entwicklungszustand befand sich der Großteil der Pflanzen, die in Substrat 4 (Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL) wuchsen (99,3 %). Das Zweilaubblattstadium hatte nach zweiwöchiger Kultivationszeit in Substrat 4 noch keine Pflanze erreicht und lediglich 0,7 % der Pflanzen wiesen ein entfaltetes Laubblatt auf.

Ergebnisse und Diskussion



Nach 11 Tagen



Nach 15 Tagen



Nach 18 Tagen



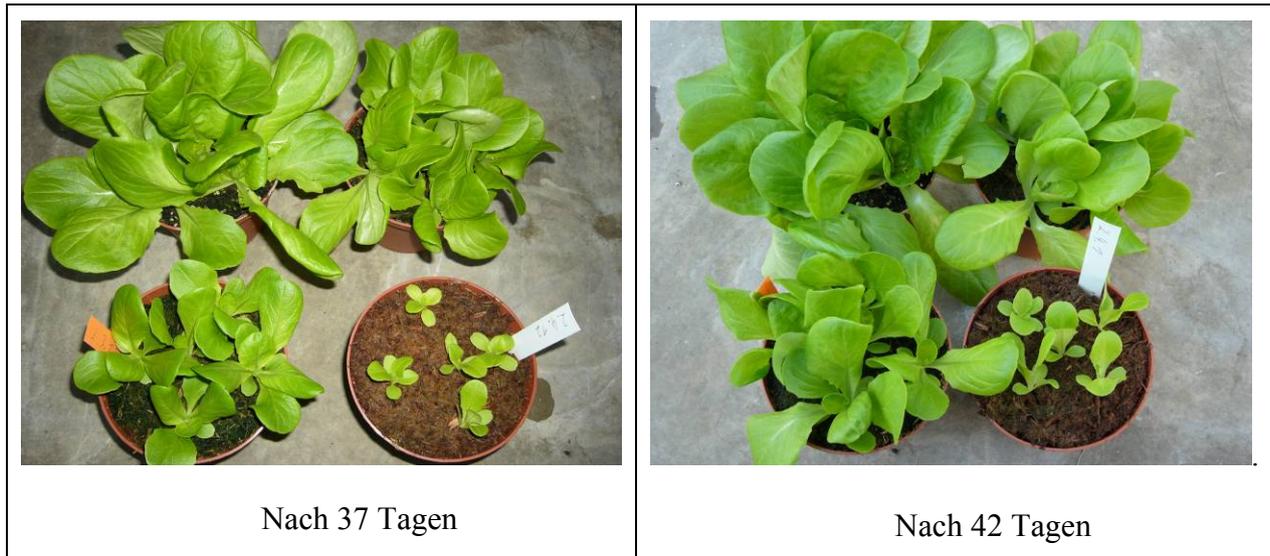
Nach 22 Tagen



Nach 25 Tagen



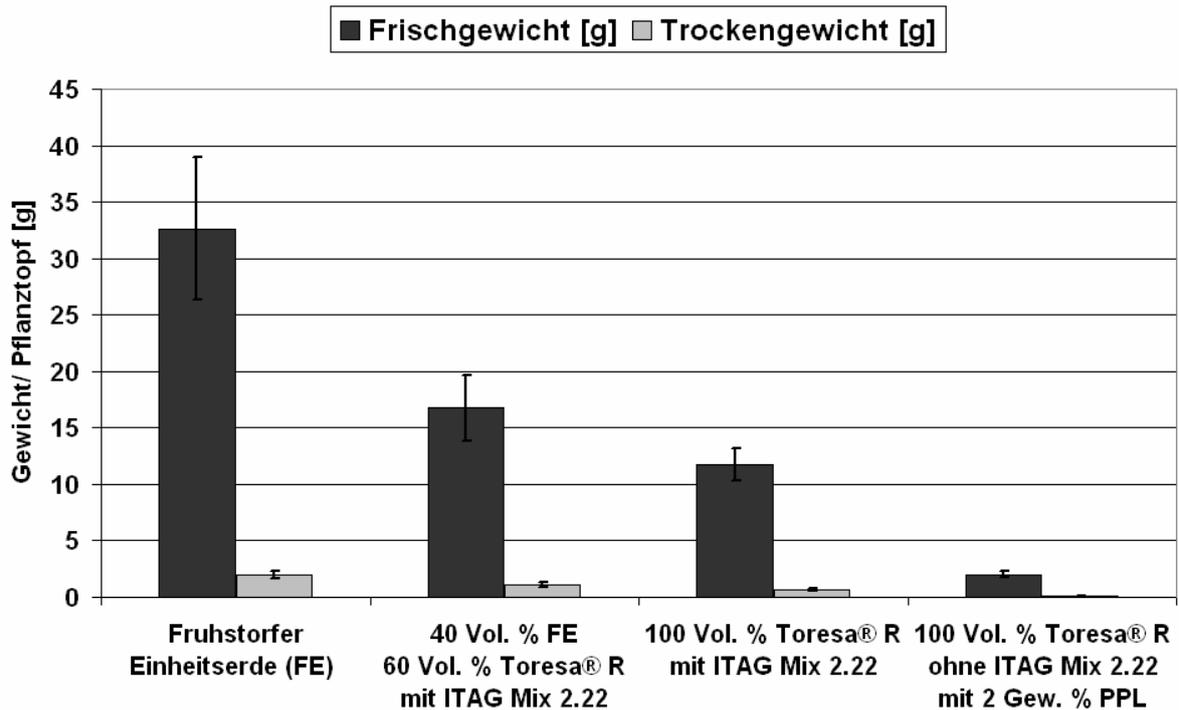
Nach 30 Tagen



**Abbildung 4.21: Entwicklung der Trieb-Kopfsalatpflanzen in den unterschiedlichen Substraten. Oben links: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE); Oben rechts: 40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa® R mit ITAG Mix 2.22; Unten links: 100 Vol. % Toresa® R mit ITAG Mix 2.22; Unten rechts: 100 Vol. % Toresa® R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL.**

Abbildung 4.21 veranschaulicht neben dem Entwicklungsverlauf auch den Habitus der Pflanzen in den unterschiedlichen Substraten. Die Pflanzen in Substrat 1 bildeten sehr große und viele Laubblätter aus. Etwas kleiner, aber in nahezu gleicher Anzahl wuchsen die Laubblätter der Salatpflanzen in Substrat 2. Sowohl die Anzahl als auch die Größe der Laubblätter in Substrat 3 waren kleiner als in den beiden zuvor genannten Substraten. Den geringsten Massenzuwachs zeigten die Pflanzen in Substrat 4. Die Laubblätter wurden nur klein ausgeformt und am Ende der Kultivationszeit belief sich die Anzahl der Laubblätter auf drei bis vier Stück. Demgegenüber wiesen die Salatpflanzen in Substrat 1 und 2 die doppelte Anzahl an Laubblätter auf. Dies spiegelt sich auch in den Frisch- und Trockengewichten der Pflanzen wieder (vgl. Abbildung 4.22).

MARSIC & OSVALD (2005) stellten fest, dass bei Salatpflanzen durch die Abnahme von Stickstoff stärker das Sproßwachstum beeinflusst wird, als das Wurzelwachstum. Diese Beobachtung deckt sich mit denen dieses Versuches. Ferner konnten MARSIC & OSVALD (2002) zeigen, dass der Nitratgehalt in der Frischmasse von Eissalatköpfen durch abnehmenden  $\text{NO}_3\text{-N}$  Gehalt in der Nährlösung reduziert wird. Der höchste Nitratgehalt wurde in äußeren Blättern und der niedrigste in den inneren Blättern festgestellt.



**Abbildung 4.22: Frisch- und Trockengewichte der Salatköpfe eines Pflanztopfes (n = 5 Pflanzen/ Topf) nach sechswöchiger Kultivierung in den unterschiedlichen Substraten.**

Das Frischgewicht der Salatköpfe, die auf Substrat 1 ( $\bar{x} = 32,6$  g/ Pflanztopf) kultiviert wurden, war im Durchschnitt doppelt so hoch jenes von Substrat 2 ( $\bar{x} = 16,8$  g/ Pflanztopf). Bei fünf Salatköpfen pro Pflanztopf hat in Substrat 1 somit jeder Salatkopf im Mittel 6,5 g und 3,4 g in Substrat 2 gewogen. Im Vergleich zu den Salatköpfen in Substrat 1 wiesen die Köpfe in Substrat 3 mit 11,8 g/ Pflanztopf nur ein Drittel des Gewichtes auf. Die Salatköpfe, die auf Substrat 4 gewachsen sind, waren mit einem durchschnittlichen Frischgewicht von 2,0 g/ Pflanztopf so schwer wie die gedarrten Salatköpfe von Substrat 1 ( $\bar{x} = 2,0$  g/ Pflanztopf). Diese Ergebnisse zeigen, dass das in Substrat 4 enthaltene PPL kein vollwertiger Düngerersatz in einer Konzentration von 2 Gew. % ist. Dennoch ist das Kartoffelfruchtwasser ein guter Zuschlagstoff, wie beispielsweise der Versuch in Kapitel 4.3.3 zeigt.

Laut GRUDA & SCHNITZLER (2000) zeigen Holzfasersubstrate generell gute Eigenschaften für die Jungpflanzenproduktion im Vergleich zu anderen Standardkultursubstraten. Zur besseren Durchwurzelung und zum Erhalt einer höheren Trockenmasse sollte bei der Anzucht von Salatjungpflanzen laut GRUDA & SCHNITZLER (2000) ein Matrixpotential von  $-30$  bis  $-50$  hPa angestrebt werden. Holzfasersubstrate besitzen einen hohen Luftgehalt, so dass bei höheren Wasserspannungswerten keine Gefahr der Substratsättigung besteht.

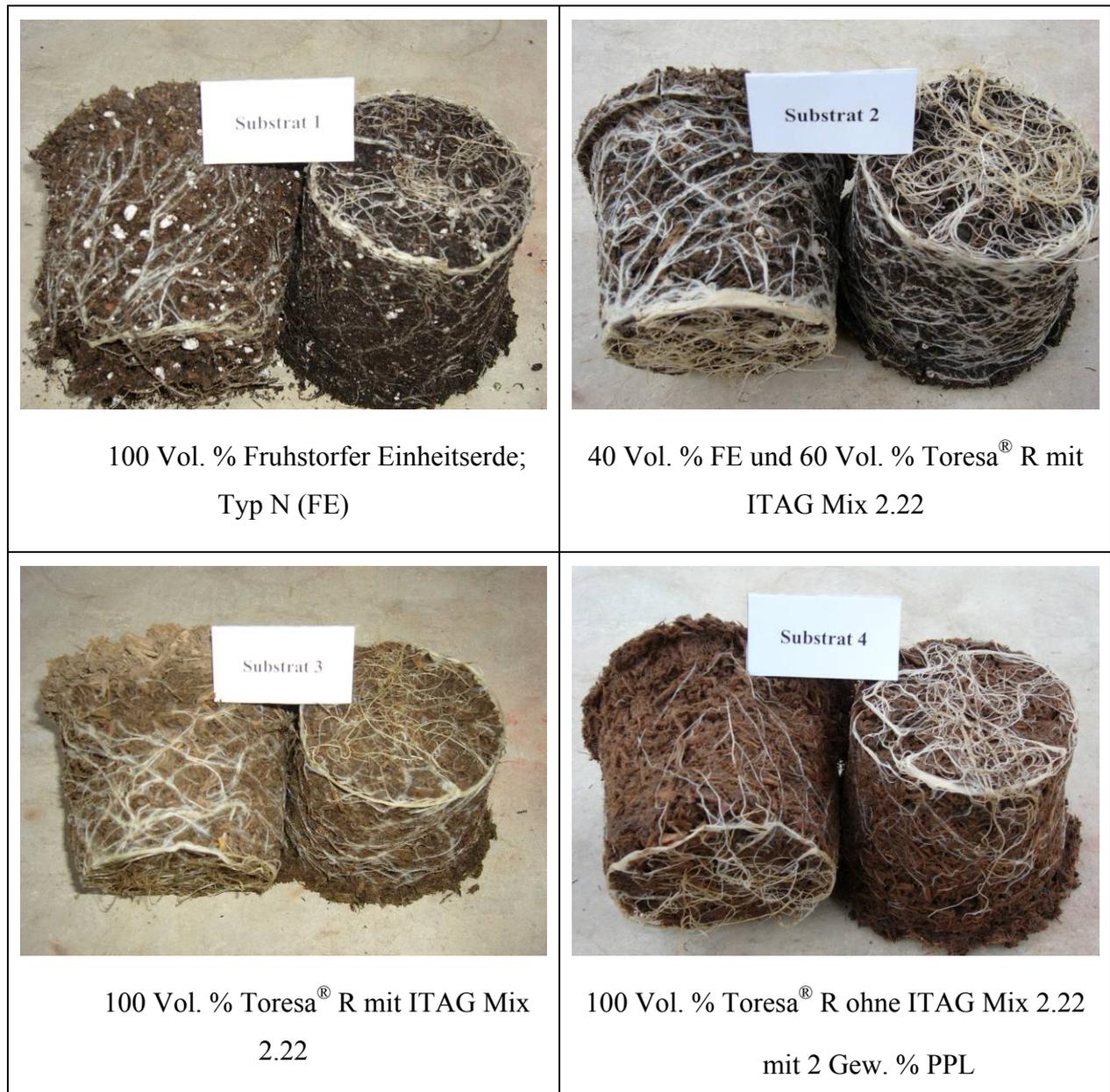
Die Untersuchung des Aschegehalts in den Salatköpfen zeigte, dass die Pflanzen in Substrat 1 den größten Gehalt an Oxiden bzw. Carbonaten aufwiesen. Annähernd gleiche Aschegehalte wiesen die Salatköpfe in Substrat 2 und 4 auf. Der geringste Aschegehalt mit einem Wert von 12,7 % wurde in den Salatköpfen von Substrat 3 festgestellt.

**Tabelle 4.4:** Aschegehalt der Salatköpfe in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE); Substrat 2: 40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; Substrat 3: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und Substrat 4: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL.

	Aschegehalt [%]	Standardabweichung
<b>Substrat 1</b>	21,3	0,7
<b>Substrat 2</b>	14,8	0,4
<b>Substrat 3</b>	12,7	0,7
<b>Substrat 4</b>	15,1	1,5

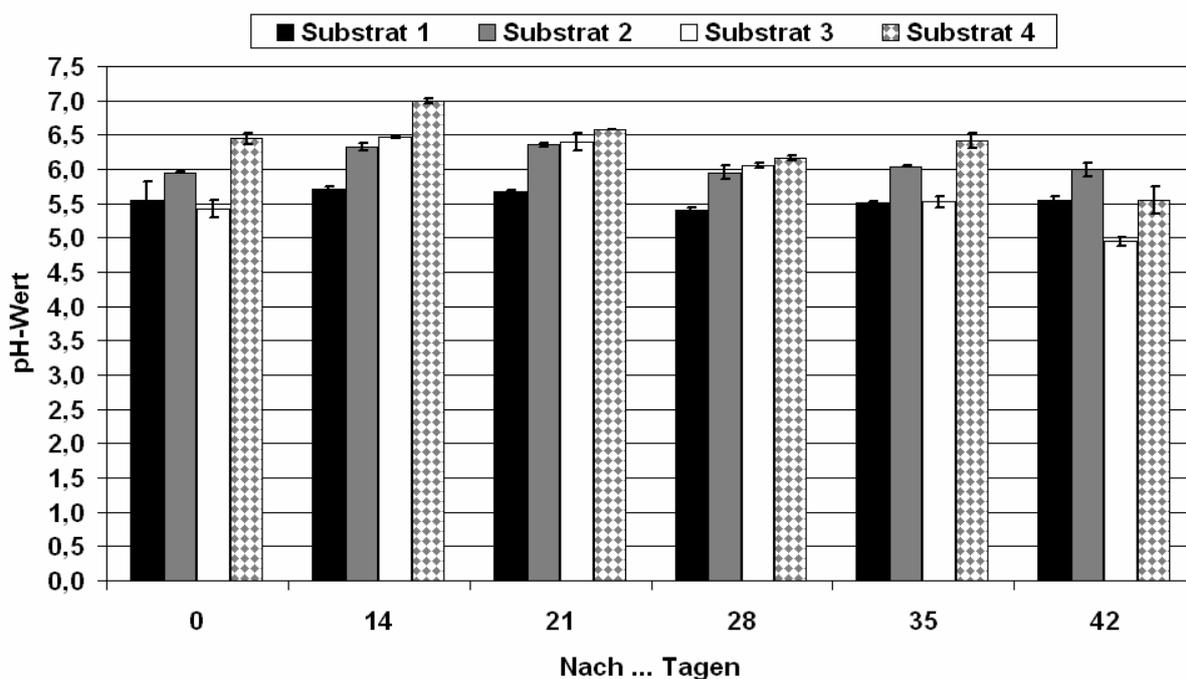
Entgegen der starken Blattmasse wurden in Substrat 1 (100 Vol. % FE) nur kurze Wurzel gebildet. Die beste Wurzelbildung erfolgte in Substrat 2 (40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22). Besonders frühzeitig wurden in Substrat 4 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL) lange Wurzeln entwickelt. Vereinzelt konnten bereits nach acht Tagen die ersten aus dem Pflanztopf gewachsenen Wurzeln beobachtet werden. Das starke Wurzelwachstum kann ein Anzeichen für Stickstoffmangel sein. Generell konnte beobachtet werden, dass durch das größere Porenvolumen in den reinen Holzfaser substraten (Substrat 3 und 4) bzw. dem Substrat mit 60 Vol. % Holzfaseranteil (Substrat 2) das Wurzelwachstum stärker war. Es fiel auf, dass die Pflanzen in den Holzfaser substraten aufgrund der guten Durchwurzelung im Vergleich zu jenen in Substrat 1 beim Gießen nicht so stark umkippten.

Auch GRUDA & SCHNITZLER (2006a) beobachteten bei der Jungpflanzenanzucht von Kopfsalat, dass Pflanzen, die in Holzfaser substraten gewachsen waren, einen größere Frischmasse an Wurzeln aufwiesen, als in dem Referenzsubstrat auf Torfbasis. Ferner konnten sie keinen signifikanten Unterschied hinsichtlich des Blatt/ Wurzel-Trockenmasse-Verhältnisses zwischen dem mit Braunkohle versehenem Holzfaser substrat (Toresa<sup>®</sup> nova) und dem Referenzsubstrat (Statohum) feststellen.



**Abbildung 4.23: Wurzelbildung der Trieb-Kopfsalatpflanzen nach sechswöchiger Kultivierung in den unterschiedlichen Substraten.**

Beim Vergleich der pH-Werte fiel auf, dass alle Substrate relativ pH beständig waren. Das Substrat 4 wies mit einem Wert von 6,3 den höchsten und Substrat 1 mit 5,6 durchschnittlich den niedrigsten pH-Wert auf. Die pH-Wert Schwankungen waren, wie ebenfalls an der Standardabweichung zu erkennen, bei den Substraten 3 und 4 größer als bei den Substraten 1 und 2.



**Abbildung 4.24: pH-Wert Entwicklung während der Kultivierung des Trieb-Kopfsalates in Substrat 1 (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE)), Substrat 2 (40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22), Substrat 3 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) und Substrat 4 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL).**

Nach den Gütekriterien der GÜTEGEMEINSCHAFT SUBSTRATE FÜR PFLANZENBAU E.V. (2007) sollen Holzfasern als Substratausgangsstoff pH-Werte im Bereich zwischen 4,5 und 6,5 haben. Lediglich Substrat 4 wies nach 14 Tagen (pH-Wert = 7,0) und nach 21 Tagen Kultivationszeit (pH-Wert = 6,6) einen zu hohen pH-Wert auf. Alle anderen Substrate erfüllten das Kriterium.

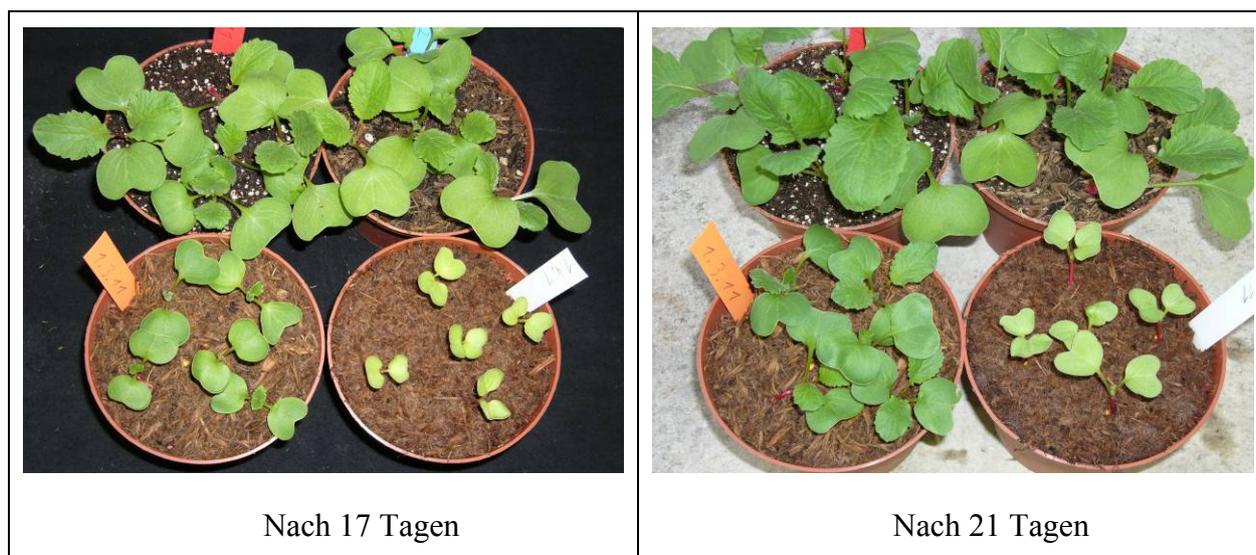
#### 4.3.2 Anzucht und Kultivierung von Radieschen (*Raphanus sativus* L. var. *sativus* 'Radies Tarzan F1')

Die Pflanzen in Substrat 1 (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N (FE)) und Substrat 2 (40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) wiesen von Beginn der Kultivationszeit ein Wachstumsvorsprung auf. Nach sechs Tagen befanden sich in Substrat 1 95,0 % der Pflanzen im Zweikeimblattstadium, 1,0 % im Einkeimblattstadium und 4,0 % Pflanzen waren noch nicht sichtbar. In Substrat 2 waren bei 93,6 % der Radieschenpflanzen zwei Keimblätter entfaltet. Bei 0,7 % der Pflanzen war binnen der sechstägigen Kultivationszeit nur ein Keimblatt entfaltet worden, in 0,7 % war kein Keimblatt

## Ergebnisse und Diskussion

entfaltet, aber sichtbar. In 5,0 % der Fälle war gar keine Pflanze sichtbar. Ähnlich verhielten sich Pflanzen, die auf reinem Holzfasersubstrat (Substrat 3: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) wuchsen. Hier befanden sich nach sechs Wuchstagen 95,0 % der Pflanzen im Zweikeimblattstadium, 0,3 % im Einkeimblattstadium und bei 4,7 % der Pflanzen war noch gar nichts sichtbar. In Substrat 4 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % Kartoffelfruchtwasser (PPL)) befanden sich 95,7 % der Pflanzen im Zweikeimblattstadium, 0,7 % im Einkeimblattstadium, 0,3 % der Pflanzen waren sichtbar, hatten aber noch kein Keimblatt entfaltet. In 3,3 % der Fälle war noch gar nichts zu erkennen.

Nach dreizehntägiger Kultivationszeit hatten die Pflanzen in Substrat 1 zur 85,7 % das Zweilaubblattstadium und zu 6,0 % das Einlaubblattstadium erreicht. In 2,3 % der Fälle waren noch keine Laubblätter ausgebildet. 6,0 % der Pflanzen waren zu diesem Zeitpunkt bereits in Substrat 1 abgestorben. Die in Substrat 2 gewachsenen Radieschenpflanzen wiesen zu 83,3 % das Zweilaubblattstadium, zu 8,3 % das Einlaubblattstadium und zu 2,7 % noch keine Laubblätter auf. Die Mortalitätsrate betrug zu diesem Zeitpunkt 5,7 %. Keine der Pflanzen von Substrat 3 hatte nach dreizehn Tagen Kultivationszeit das Zweilaubblattstadium erreicht. Lediglich 0,3 % befanden sich im Einkeimblattstadium. Der Großteil der Pflanzen mit 97,0 % hatte noch kein Laubblatt ausgebildet, der verbliebene Rest (2,7 %) war abgestorben. Ähnlich sah die Situation bei den Radieschen des vierten Substrats aus. Das Ein- und Zweilaubblattstadium hatte bis dahin keine Pflanze erreicht und 3,3 % waren abgestorben. Der Großteil der Pflanzen (96,7 %) hatte noch kein Laubblatt entfaltet.

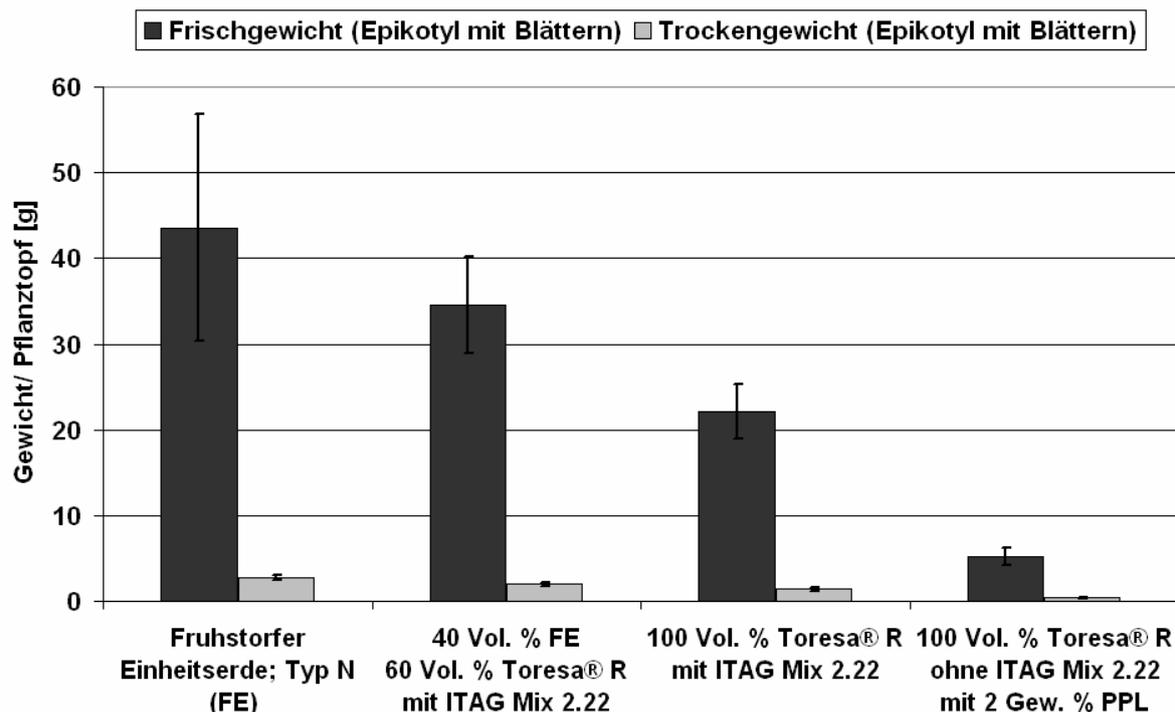




**Abbildung 4.25: Entwicklung der Radieschenpflanzen in den unterschiedlichen Substraten. Oben links: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE); Oben rechts: 40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa® R mit ITAG Mix 2.22; Unten links: 100 Vol. % Toresa® R mit ITAG Mix 2.22; Unten rechts: 100 Vol. % Toresa® R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL.**

Das äußere Erscheinungsbild der Pflanzen unterschied sich sehr stark. In Substrat 4 wurden von den Pflanzen nur sehr kleine Keim- und Laubblätter entwickelt. Die Blätter waren etwas dicker als in den anderen Substraten, wiesen aber eine gelbliche Färbung auf, die laut FINCK (1982) ein Anzeichen für Stickstoffmangel ist.

Hinsichtlich des Knollenwachstums (Epikotyl) bei Radieschen ist laut HEIBNER (2000) die Nettoassimilation die entscheidende Größe. HEIBNER (2000) erstellte auf Basis von Pflanzversuchen im Freiland, im Gewächshaus und in Klimakammern ein Modell des Blatt- und Knollenwachstums von Radieschen.



**Abbildung 4.26: Frisch- und Trockengewichte der Radieschen (Epikotyl mit Blättern) eines Pflanztopfes (n = 5 Pflanzen/ Topf) nach sechswöchiger Kultivationszeit in den unterschiedlichen Substraten.**

Das durchschnittliche Frischgewicht der Radieschen (Epikotyl mit Blättern) eines Pflanztopfes, wobei fünf Pflanzen pro Topf gepflanzt worden waren (vgl. Kapitel 3.3.2), war bei den Pflanzen in Substrat 1 ( $\bar{x} = 43,6$  g/ Pflanztopf) um circa 9,0 g/ Pflanztopf im Durchschnitt höher als bei den Radieschen von Substrat 2 ( $\bar{x} = 34,6$  g/ Pflanztopf). Jedes Radieschen (Epikotyl mit Blättern) hat somit in Substrat 1 durchschnittlich 8,7 g und 6,9 g in Substrat 2 gewogen. Das Frischgewicht der Pflanzen von Substrat 3 entsprach ungefähr 50 % des Frischgewichts von Substrat 1. Das durchschnittlich geringste Frischgewicht erbrachten die Pflanzen von Substrat 4. Mit einem mittleren Frischgewicht von 5,18 g/ Pflanztopf entsprach dieses Gewicht 11,9 % des Frischgewichtes der Pflanzen von Substrat 1.

Der Aschegehalt in den Radieschen (Epikotyl mit Blättern) deckte sich sehr stark mit den Gehalten in den Salatköpfen (vgl. Tabelle 4.4). Die Pflanzen in Substrat 1 wiesen den größten Gehalt an Oxiden bzw. Carbonaten auf. Den geringsten Aschegehalt mit einem Wert von 13,3 % wurde in den Radieschen von Substrat 3 festgestellt. Die Radieschen von Substrat 2 und Substrat 4 hatten, wie Tabelle 4.5 zeigt, einen annähernd gleichen Aschegehalt.

**Tabelle 4.5: Aschegehalt der Radieschen (Epikotyl mit Blättern) in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE); Substrat 2: 40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; Substrat 3: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und Substrat 4: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL.**

	Aschegehalt [%]	Standardabweichung
<b>Substrat 1</b>	20,0	1,0
<b>Substrat 2</b>	14,8	0,4
<b>Substrat 3</b>	13,3	1,2
<b>Substrat 4</b>	16,0	0,8

Die Durchwurzelung in den Substraten 1, 3 und 4 war gut. Sehr gut wurde Substrat 2 von den Radieschen durchwurzelt. Der Grund für diese starke Durchwurzelung ist die gute Nährstoffversorgung einerseits und das höhere Porenvolumen andererseits. In Substrat 2 war das Porenvolumen bedingt durch einen Anteil von 60 Vol. % Holzfasersubstrat höher als in reiner Einheitserde.

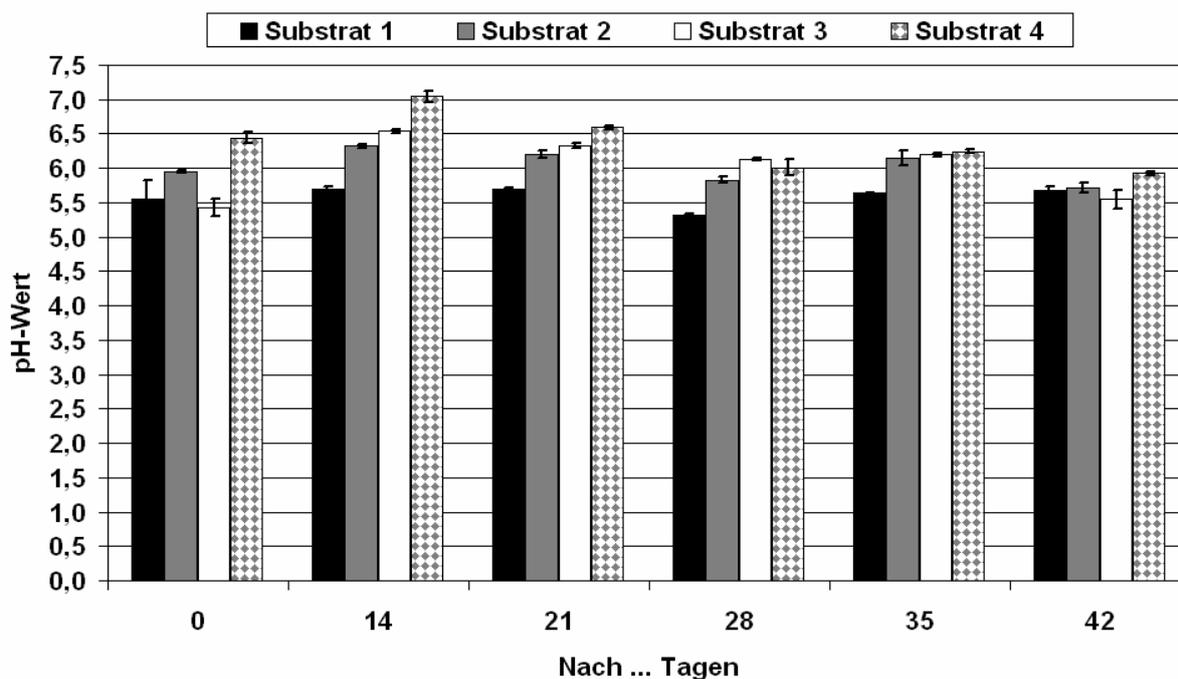
Die Wurzelentwicklung bei den Radieschenpflanzen ist mit jener der Salatpflanzen identisch. In Substrat 1 wurden kurze, viel verzweigte Wurzeln gebildet. Demgegenüber wiesen die Radieschen in Substrat 4 wenig verzweigt und lange Wurzeln auf. Laut GRUDA & SCHNITZLER (2000) versuchen Pflanzen bei starkem Wassermangel durch morphologische Veränderungen zu reagieren, indem sie eine niedrigere Blatt- und eine höhere Wurzelmasse ausbildet. Dies Phänomen kann unter Umständen in Substraten auf Holzfaserbasis auftreten, wenn die Bewässerungsstrategie dem niedrigeren Wasserspeichervermögen, im Vergleich zu torfhaltigen Substraten, nicht angepasst ist.

Auch bei diesem Versuch zeigte sich, dass das unimprägnierte Holzfasersubstrat (Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL) ohne einen adäquate NPK-Quelle für die Anzucht und Kultivation von Pflanzen nicht geeignet ist. GRUDA et al. (2000) stellten bei unimprägniertem, im Extruder hergestelltem Holzfasersubstrat C/ N-Verhältnisse mit Werten von 99 : 1 bis zu 272 : 1 fest. Diese Substrate zeigten Stickstoff Immobilisierungswerte von 274 – 281 mg N/ l. Vergleichbare Werte wurden von GRANTZAU (1991) und MEINKEN & FISCHER (1994) festgestellt.



**Abbildung 4.27: Wurzelbildung der Radieschenpflanzen nach sechswöchiger Kultivierung in den unterschiedlichen Substraten.**

Über die gesamte Kultivationszeit betrachtet wies das Substrat 1 (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) mit 5,6 im Durchschnitt den niedrigsten pH-Wert auf. Den höchsten pH-Wert hatte das Substrat 4 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL) mit einem durchschnittlichen Wert von 6,4. Alle vier Substrate waren während der Kultivierung relativ pH stabil.



**Abbildung 4.28: pH-Wert Entwicklung während der Kultivation der Radieschen in Substrat 1 (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE)), Substrat 2 (40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22), Substrat 3 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) und Substrat 4 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL).**

Insgesamt ähnelt die pH-Wert Entwicklung in diesem Versuch stark dem Verlauf in dem Pflanzversuch mit Trieb-Kopfsalat (vgl. Abbildung 4.24). Auch bei diesem Versuch mit Radieschen konnten die Substrate weitestgehend die Gütekriterien der GÜTEGEMEINSCHAFT SUBSTRATE FÜR PFLANZENBAU E.V. (2007) erfüllen. Die pH-Werte lagen innerhalb des vorgegebenen Bereiches von 4,5 und 6,5. Nur der pH-Wert in Substrat 4 lag bei zwei Messungen oberhalb von 6,5 (nach 14 Tagen: pH-Wert = 7,0 und nach 21 Tagen Kultivationszeit: pH-Wert = 6,6).

### 4.3.3 Anzucht und Kultivation von Buschbasilikum (*Ocimum basilicum* L.)

Bereits nach der Anzuchtzeit von zwei Wochen ließen sich beim Buschbasilikum (*Ocimum basilicum* L.) zwischen den einzelnen Substratvarianten große Unterschiede erkennen. Diese Situation änderte sich in der zweiwöchigen Kultivationszeit nicht.



Substrat 1



Substrat 2



Substrat 3



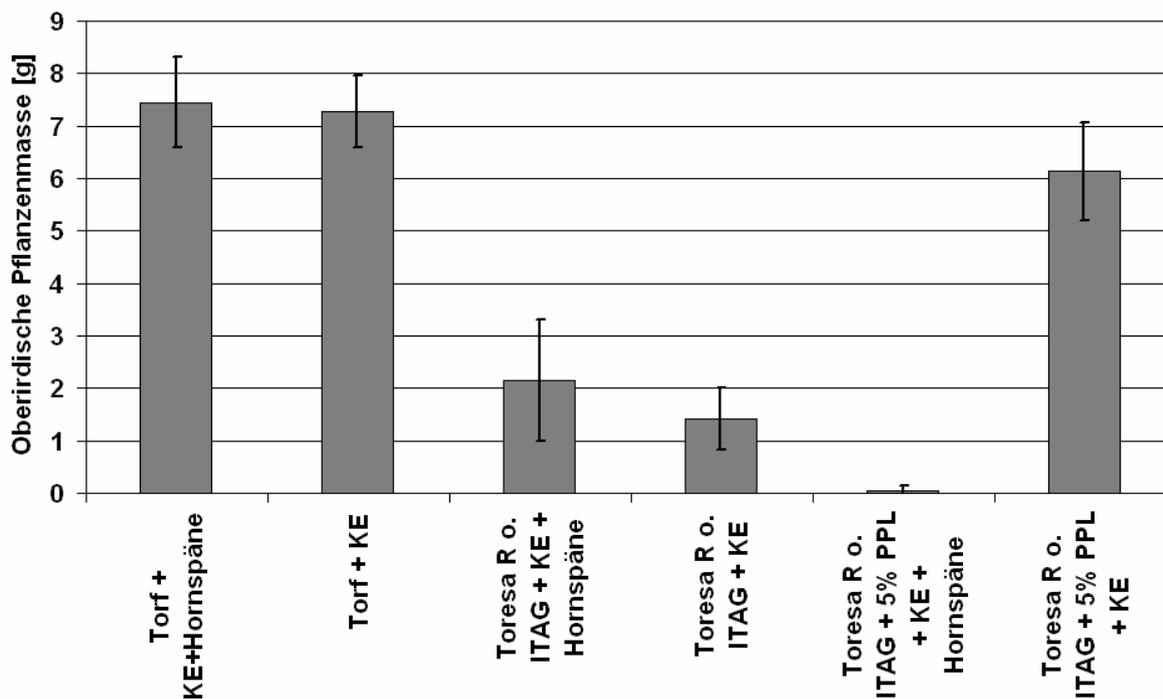
Substrat 4



**Abbildung 4.29:** Buschbasilikum nach zweiwöchiger Anzuchtzeit in Substrat 1: 66,6 Vol. % Torf; 33,3 Vol. % Komposterde (KE) und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 2: 66,6 Vol. % Torf; 33,3 Vol. % KE; Substrat 3: 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 33,3 Vol. % KE und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 4: 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 33,3 Vol. % KE; Substrat 5: 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL, 33,3 Vol. % KE und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 6: 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL, 33,3 Vol. % KE.



**Abbildung 4.30:** Buschbasilikum nach zweiwöchiger Anzuchtzeit und zweiwöchiger Kultivationszeit in den unterschiedlichen Substraten. Oben links: Substrat 1; Oben rechts Substrat 2; Mitte links: Substrat 3; Mitte rechts: Substrat 4; Unten links: Substrat 5; Unten rechts: Substrat 6. Substratvarianten vgl. Abbildung 4.29.



**Abbildung 4.31: Frischgewicht der Oberirdischen Pflanzenmasse des Buschbasilikums nach zwei Wochen Kultivationszeit.**

Gutes Höhen- und Massenwachstum konnte in den Substraten mit Torf (Substratvariante 1 und 2) festgestellt werden. Mit einer durchschnittlichen Oberirdischen Pflanzenmasse von 7,5 g war das Wachstum der Pflanzen in Substrat 1 am stärksten. Durchschnittlich 0,2 g leichter war die Oberirdische Pflanzenmasse des Buschbasilikums auf Substrat 2 (66,6 Vol. % Torf; 33,3 Vol. % Komposterde). Ebenfalls gut wuchsen die Basilikumpflanzen in der Substratvariante 6 (66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 % PPL; 33,3 Vol. % Komposterde) bei der die Oberirdische Pflanzenmasse 6,1 g im Mittel betrug. Erstaunlich war, dass auf demselben Substrat mit Dünger (Substrat 5) fast gar kein Pflanzenwachstum mehr möglich war. Die Kombination aus nährstoffreichem Kompost, Kartoffelbruchwasser und Hornmehl war nicht verträglich für die Basilikumsamen bzw. -pflanzen.

KULLMANN et al. (2003) untersuchten Holzfasersubstrate von verschiedenen Baumarten für die Kultivierung von Basilikum. Nach zehnwöchiger Kultivationszeit zeigte sich sowohl innerhalb der Holzfasersubstrate der verschiedenen Baumarten, als auch im Vergleich zum Referenzsubstrat auf Torfbasis (TKS 1, Floragard<sup>®</sup>) kein signifikanter Unterschied hinsichtlich des Frischgewichtes des Basilikums.

## Ergebnisse und Diskussion

Bei der Wurzelbildung in den unterschiedlichen Substraten fiel erneut auf, dass die Varianten mit Holzfaseranteil (Substrat 3, 4 und 6), ausgenommen dem zuvor erwähnten Substrat 5, von den Pflanzen besser durchwurzelt werden konnten als die Torfsubstrate (Substrat 1 und 2).



Substrat 1



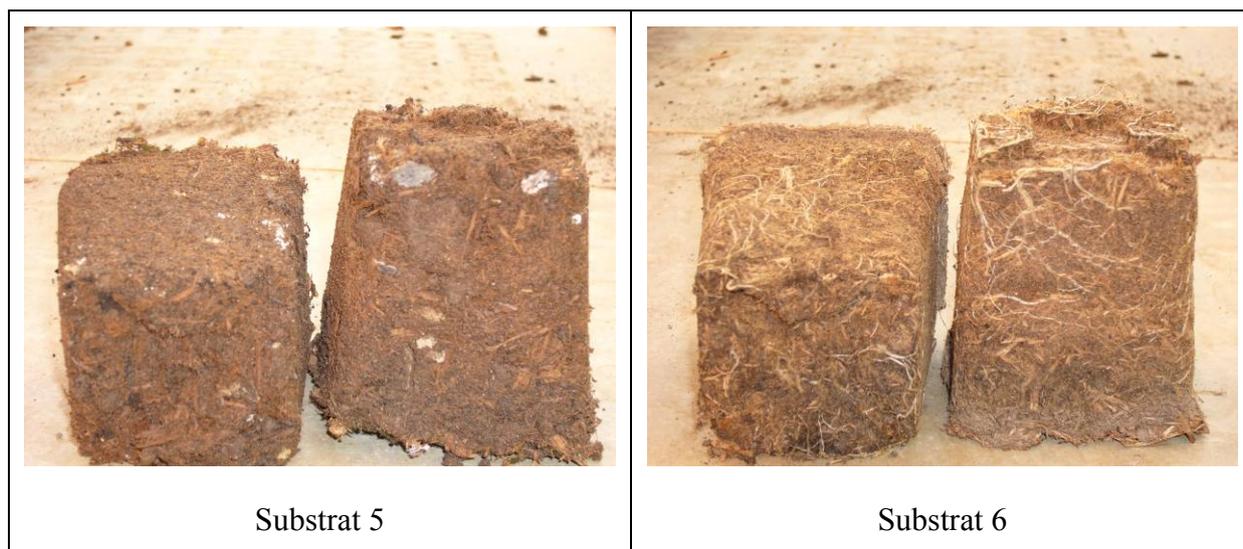
Substrat 2



Substrat 3



Substrat 4



**Abbildung 4.32: Durchwurzelung der unterschiedlichen Substratvarianten. Substrat 1:** 66,6 Vol. % Torf; 33,3 Vol. % Komposterde (KE) und 10 g/ l Hornspäne; **Substrat 2:** 66,6 Vol. % Torf; 33,3 Vol. % KE; **Substrat 3:** 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 33,3 Vol. % KE und 10 g/ l Hornspäne; **Substrat 4:** 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 33,3 Vol. % KE; **Substrat 5:** 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL, 33,3 Vol. % KE und 10 g/ l Hornspäne; **Substrat 6:** 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL, 33,3 Vol. % KE.

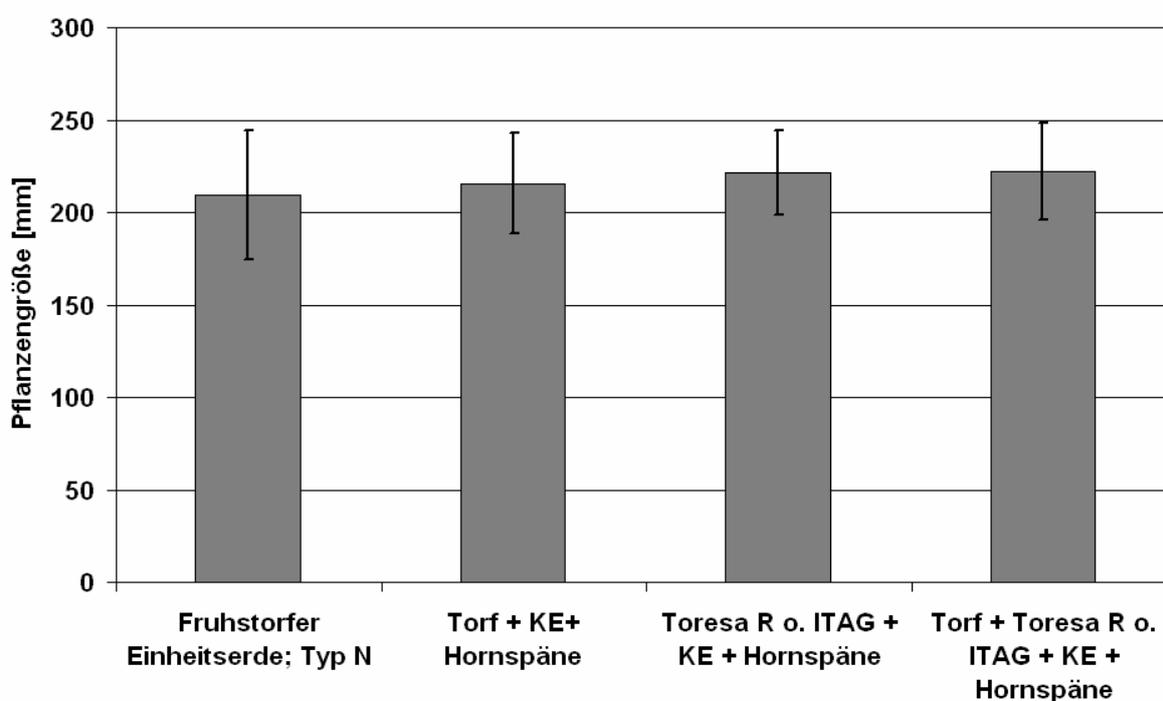
Der pH-Wert der Substrate 3, 4 und 5 war am Anfang und am Ende des Versuchs höher als in den Substraten 1 und 2. Am stärksten gestiegen ist der pH-Wert in Substrat 1 (66,6 Vol. % Torf, 33,3 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne) von 4,4 auf 5,4. Alle anderen Substrate waren hinsichtlich des pH-Wertes relativ stabil.

**Tabelle 4.6: pH-Wert am Anfang und Ende des Buschbasilikum Versuchs. Substratvarianten siehe Abbildung 4.32.**

	pH-Wert am Anfang	Standard- abweichung	pH-Wert am Ende	Standard- abweichung
<b>Substrat 1</b>	4,4	0,1	5,4	0,0
<b>Substrat 2</b>	4,0	0,0	4,4	0,1
<b>Substrat 3</b>	6,1	0,0	6,6	0,1
<b>Substrat 4</b>	6,2	0,1	6,8	0,0
<b>Substrat 5</b>	6,5	0,0	6,8	0,0
<b>Substrat 6</b>	6,4	0,1	6,8	0,0

#### 4.3.4 Anzucht und Kultivation von Cocktailtomaten (*Lycopersicon esculentum* Mill. var. *cerasiforme* Dunal 'Favorita F1')

Nach 50 Tagen (gerechnet von dem Tag der Aussaat) wurden die Tomatenjungpflanzen der Sorte Favorita F1 vermessen und die Oberirdische Pflanzenmasse untersucht. Das höchste Wachstum mit durchschnittlich 222,9 mm zeigten die Tomatenpflanzen in der Substratvariante 4 (30 Vol. % Torf; 30 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22; 40 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne). Das geringste Höhenwachstum konnte in dem Referenzsubstrat (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) mit im Mittel 209,3 mm festgestellt werden.



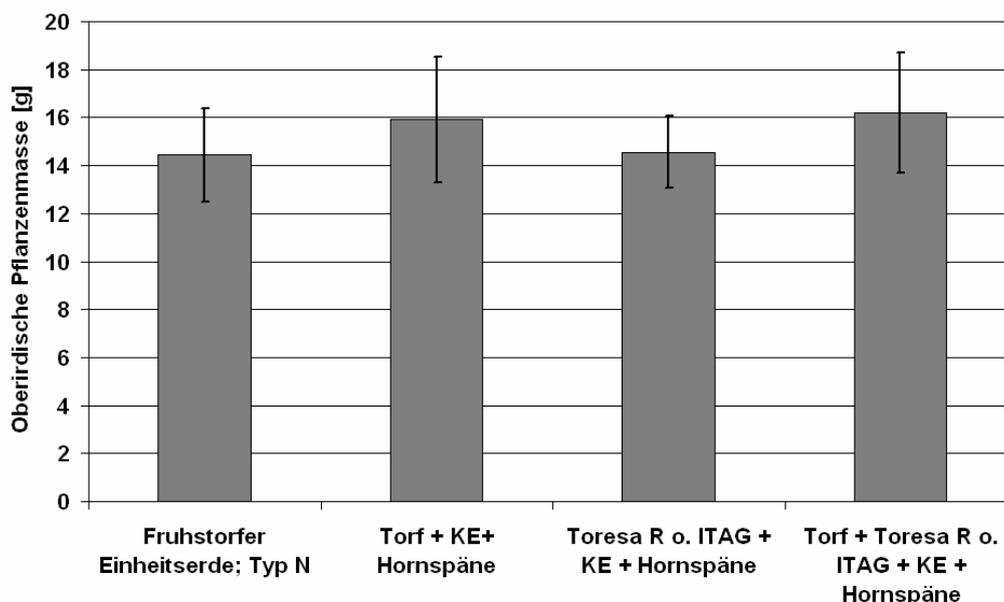
**Abbildung 4.33: Pflanzengröße der Tomatenjungpflanzen nach 50 Tagen (gerechnet von dem Tag der Aussaat) in dem Referenzsubstrat (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) und unterschiedlichen Substraten mit Komposterde (KE).**

Einen relativ geringen Unterschied wiesen die Pflanzen im Hinblick auf den Durchmesser des Wurzelhalses auf. Den geringsten Durchmesser mit im Mittel 5,3 mm hatten die Pflanzen in Substrat 3 (50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22; 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne). In Substratvariante 2 (50 Vol. % Torf; 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne) wiesen die Tomatenjungpflanzen den größten Wurzelhalsdurchmesser mit 5,7 mm auf.

**Tabelle 4.7:** Mittlerer Wurzelhalsdurchmesser der Tomatenjungpflanzen nach 50 Tagen (gerechnet von dem Tag der Aussaat) in den unterschiedlichen Substratvarianten. Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Torf, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/l Hornspäne; Substrat 3: 50 Vol. % Toresa® R ohne ITAG Mix 2.22, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/l Hornspäne; Substrat 4: 30 Vol. % Torf, 30 Vol. % Toresa® R ohne ITAG Mix 2.22, 40 Vol. % Komposterde und 10 g/l Hornspäne.

	Substratvariante			
	1	2	3	4
Mittlerer Wurzelhalsdurchmessers [mm]	5,5	5,7	5,3	5,6
Standardabweichung	0,4	0,4	0,6	0,4
Minimum	4,2	4,9	3,3	4,9
Maximum	6,1	6,5	6,4	6,3

Die Messungen der Oberirdischen Pflanzenmasse ergab ein ähnliches Bild wie das in Tabelle 4.7 dargestellte. Die Pflanzen in Substratvarianten 2 und 4 wiesen eine höhere Pflanzenmasse auf als jene in der Referenzerde (Substrat 1) sowie in Substrat 3. Die größte Oberirdische Pflanzenmasse hatten die Tomatenjungpflanzen in Substrat 4 mit durchschnittlich 16,2 g. In dem Referenzsubstrat hatten die Pflanzen die geringste Pflanzenmasse ( $\bar{x} = 14,5$  g).



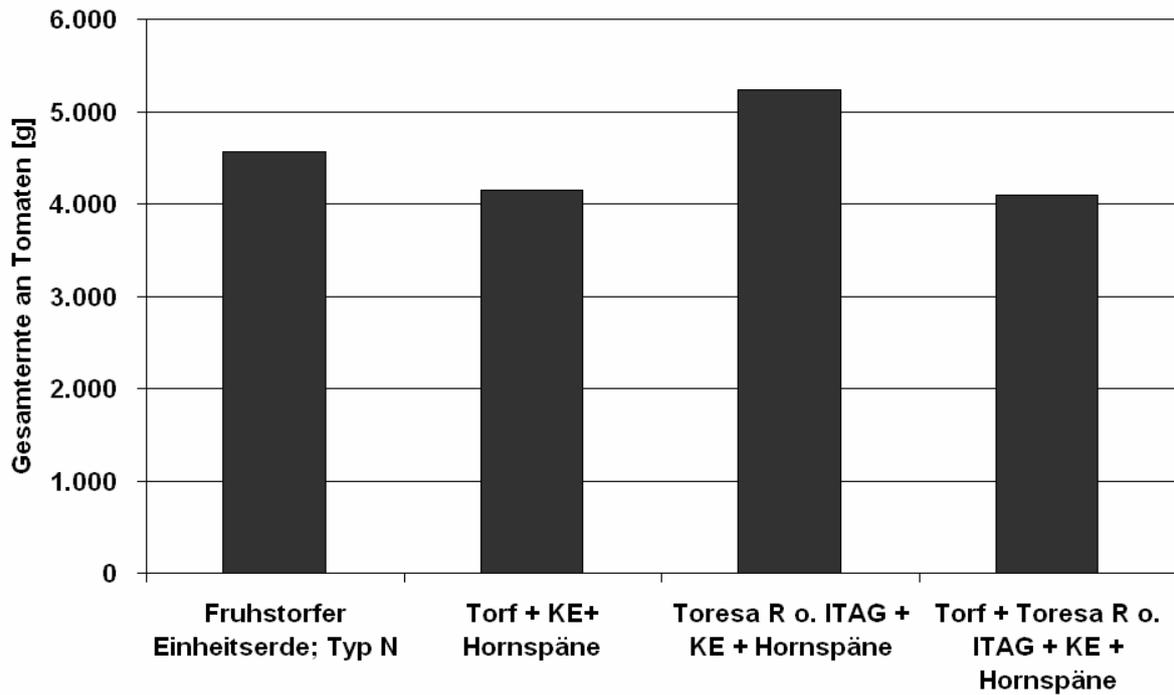
**Abbildung 4.34:** Oberirdische Pflanzenmasse der Tomatenjungpflanzen nach 50 Tagen (gerechnet von dem Tag der Aussaat) in dem Referenzsubstrat (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) und unterschiedlichen Substraten mit Komposterde (KE).



**Abbildung 4.35: Cocktailtomatenpflanzen der Sorte Favorita F1. Links: 25 Tage nach der Aussaat in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Torf, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 3: 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 4: 30 Vol. % Torf, 30 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 40 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne. Rechts: 50 Tage nach der Aussaat. Oben links: Substrat 1; Oben rechts: Substrat 2; Unten links: Substrat 3; Unten rechts: Substrat 4.**

Vier Tomatenpflanzen pro Substratvariante wurden in 25 l Pflanzkübel umgetopft und im Gewächshaus weiter kultiviert. Die Pflanzen wurden in dieser Zeit wöchentlich aufgegeizt und aufgeleitet. Nach 120 Tagen (gerechnet von dem Tag der Aussaat) erfolgte die erste Ernte der Tomaten. Es wurde jede Woche über einen Zeitraum von neun Wochen einmal geerntet.

Die größte Gesamternte wurde in Substrat 3 (50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22; 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne) mit einer Masse von 5.228,4 g erzielt (vgl. Abbildung 4.36). Das nächst beste Ergebnis lieferten die Pflanzen in dem Referenzsubstrat (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) mit insgesamt 4.562,2 g. Das Torf (50 Vol. %)-Komposterde (50 Vol. %)-Hornspäne (10 g/ l) Gemisch (Substrat 2) und Substrat 4 (30 Vol. % Torf; 30 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22; 40 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne) lieferten mit 4.147,9 g und 4.087,3 g eine annähernd identische Gesamternte.



**Abbildung 4.36: Gesamternte an Tomaten in dem Referenzsubstrat (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) und unterschiedlichen Substraten mit Komposterde (KE).**



**Abbildung 4.37: Links: Tomatenpflanzen 60 Tage nach der Aussaat. Unten rechts: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Oben rechts: 50 Vol. % Torf, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Unten links: 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Oben links: 30 Vol. % Torf, 30 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 40 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne. Rechts: Tomatenpflanzen 175 Tage nach der Aussaat am Ende der Versuchszeit.**

GRUDA & SCHNITZLER (2004b) untersuchten die Auswirkungen von Holzfasersubstraten und deren Volumengewicht auf das Wachstum von Tomatenpflanzen. Sie stellten fest, dass Holzfasersubstrate durchaus für die Kultivation von Gemüsepflanzen geeignet sind. Zur Verbesserung der Wasserverfügbarkeit sowie zur Minimierung der Volumenabnahme des Holzfasersubstrates im Pflanztopf empfehlen GRUDA & SCHNITZLER (2004b) das Substrat beim Topfen leicht zu komprimieren. Demgegenüber wird von einer starken Komprimierung abgeraten, da dadurch die Durchwurzelung negativ beeinflusst wird.

Die Wasserversorgung spielt bei der Anzucht von Tomatenjungpflanzen eine große Rolle. Bei der Anzucht von Jungpflanzen in reinem Holzfasersubstrat ist nach GRUDA & SCHNITZLER (2000) ein „hohes“ Matrixpotential anzustreben. Damit wird eine höhere Trockenmasse, bessere Durchwurzelung und ein geringere Prolingehalt erzielt. Prolin ist eine  $\alpha$ -Amino-Carbonsäure, die in der Pflanze ein Indikator für Stress ist.

GRUDA & SCHNITZLER (2000) zogen auf Basis der Versuche mit Tomatenjungpflanzen die Schlussfolgerung, dass bei der Verwendung von Holzfasersubstraten für die Jungpflanzenanzucht das relativ niedrige Wasserspeichervermögen der Substrate berücksichtigt werden muss. Empfohlen wird daher für die Anzucht von Tomatenjungpflanzen in Holzfasersubstraten ein Bewässerungsschaltpunkt von  $-30$  hPa.

Neben der Frage einer adäquaten Bewässerung der Holzfasersubstrate zur Anzucht von Tomatenjungpflanzen spielt auch die Düngung eine entscheidende Rolle. Nach GRUDA et al. (2000) ist für die Anzucht von Tomatenjungpflanzen in grobem und mit NPK Dünger imprägniertem Holzfasersubstrat (Toresa<sup>®</sup> spezial) eine Aufdüngung von  $350$  mg N/ Pflanze ausreichend. In der Untersuchung wurde ferner festgestellt, dass eine höhere N-Immobilisation stattfand, je mehr Stickstoff innerhalb eines Substrates angeboten wurde. Dies hängt zum einen mit der Veränderung der Anzahl an Mikroorganismen zusammen und zum anderen vertreten ZAGAL & PERSSON (1994) zu diesem Thema die Hypothese, dass die Mikroflora mehr Stickstoff umsetzt, wenn mehr Stickstoff angeboten wird (Luxuskonsum).

Abschließend kann festgehalten werden, dass die Kombination von nährstoffreichem Kompost und unimprägnierter Holzfaser aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22) mit  $10$  g/ l Hornspäne den Ansprüchen der Tomatenpflanzen bei der Anzucht und Kultivation entsprach. Klare Wachstumsnachteile aufgrund von N-Immobilisation durch die Substitution des Torfes mit Holzfasern konnten in den Substraten nicht festgestellt werden.

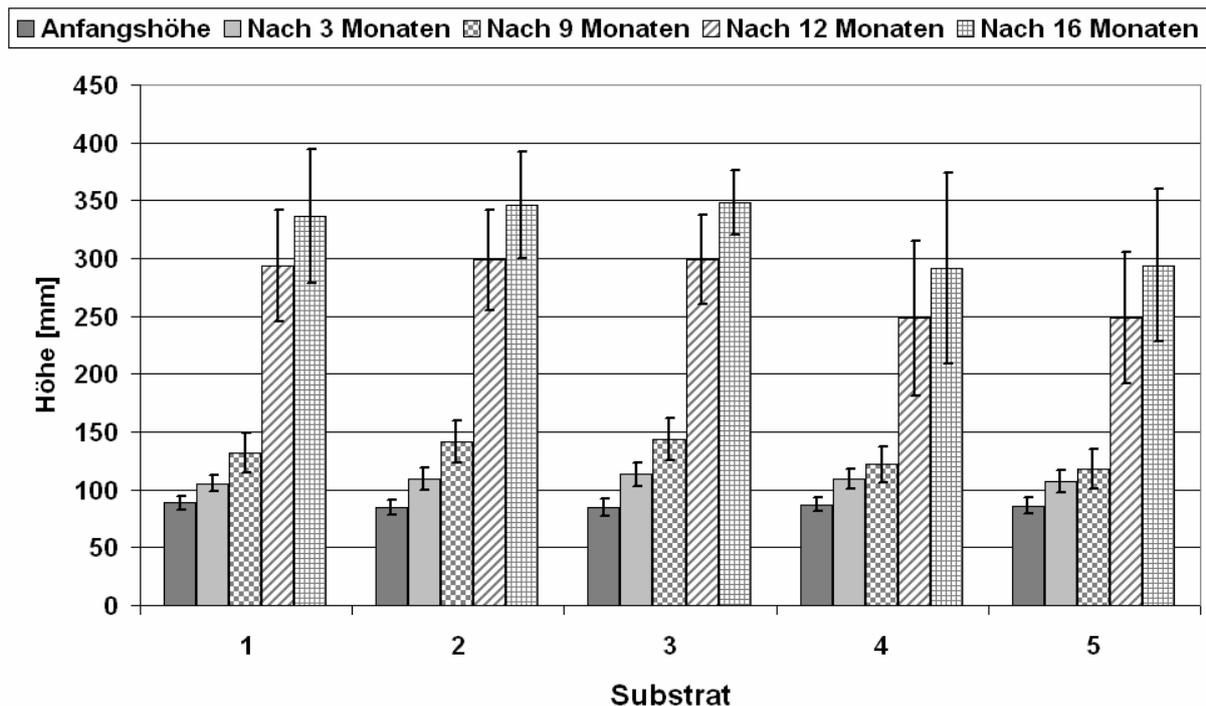
#### 4.3.5 Kultivation von Lawsons Scheinzypressen (*Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murray) Parl. 'Van Pelt's Blue')

Die bewurzelten Stecklinge wiesen am Anfang ein durchschnittliches Gesamtgewicht von 4,0 g auf. Das Gewicht der Wurzelmasse betrug im Mittel 1,7 g und die Oberirdische Pflanzenmasse 2,3 g. Der Anteil der Wurzelmasse an der Gesamtmasse betrug somit 43,2 %.



**Abbildung 4.38: Die bewurzelten Stecklinge von *Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murray) Parl. 'Van Pelt's Blue' am Anfang des Versuchs.**

Nach dreimonatiger Wachstumszeit wiesen die Pflanzen in Substratvariante 3 (50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde, Typ N und 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>) mit 28,1 mm das größte Wachstum auf. Den zweit stärksten Zuwachs (24,2 mm) zeigten die Scheinzypressen in Substrat 2 (50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde, Typ N; 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard). In dem Referenzsubstrat (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde, Typ N; 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard) wiesen die Pflanzen lediglich einen durchschnittlichen Zuwachs von 16,6 mm auf.



**Abbildung 4.39: Höhenentwicklung der Lawsons Scheinzypressen in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>.**

Zu Beginn des Versuchs hatten die Pflanzen eine durchschnittliche Höhe von 86,4 mm. Die Scheinzypressen in Substrat 3 hatten nach dreimonatiger Kultivationszeit durchschnittlich eine Höhe von 113,1 cm und waren somit 3,9 mm größer als die Pflanzen in Substrat 2. Im Referenzsubstrat betrug die Höhe der Scheinzypressen 105,1 mm im Mittel. Es konnte bis zum vierten Monat festgestellt werden, dass die Containerpflanzen auf den Holzsubstraten besser wuchsen als auf dem Referenzsubstrat.

Bei der Bonitierung der Pflanzen nach neun Monaten fiel eine relativ hohe Mortalitätsrate in Substrat 4 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>) und Substrat 5 (100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>) auf. In den Substraten bestehend aus Fruhstorfer Einheitserde; Typ N und rotfaulen Holzfasern waren keine Pflanzen (Substrat 3) bzw. eine Pflanze (Substrat 2) abgestorben. Die größten Verluste traten in den Substraten 4 (Mortalitätsrate = 20,8 %) und

## Ergebnisse und Diskussion

Substrat 5 (Mortalitätsrate = 12,5 %) auf. Bei den Pflanzen des Referenzsubstrates (Substrat 1) belief sich die Mortalitätsrate auf 6,3 %.

Nach zwölf Monaten war in Substrat 3 insgesamt nur eine Pflanze und in Substrat 2 nur zwei Pflanzen ausgefallen. Diese Substratvarianten waren somit hinsichtlich der Mortalitätsrate die besten. In dem Referenzsubstrat (Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) betrug die Mortalitätsrate am Ende der zwölf Monate 14,6 % und war somit wesentlich höher als jene der Substratvarianten 2 und 3. Die mit Abstand höchsten Mortalitäten traten in den reinen Holzfasersubstraten auf (Substrat 4 und 5). In Substrat 4 sind 35,4 % der Pflanzen abgestorben und in Substratvariante 5 ein Viertel der Pflanzen (Mortalitätsrate = 25,0 %). In den letzten vier Monaten starb nur noch eine Pflanze in Substrat 3 ab, so dass am Ende des Versuchs die Substratvarianten 2 und 3 die mit Abstand geringste Mortalität mit je zwei abgestorbenen Pflanzen zu verzeichnen hatten.



Versuchsanfang



Nach 3 Monaten



Nach 8 Monaten



Nach 9 Monaten



**Abbildung 4.40: Höhenentwicklung der Lawsons Scheinzypressen in Substrat 1 (Oben mitte): 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2 (Oben links): 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 3 (Oben rechts): 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>; Substrat 4 (Unten links): 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 5 (Unten rechts): 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>.**

Bezüglich der Höhenentwicklung der Pflanzen kann festgehalten werden, dass die Pflanzen am besten in den Substratvarianten 2 (50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>) und Substrat 3 (50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>) gewachsen sind. Auch hinsichtlich der Mortalitätsrate waren diese beiden Substrate die besten. Ein signifikanter Vorteil durch die Zugabe des Huminstoff Produktes „PerlHumus<sup>®</sup>“ konnte allerdings nicht festgestellt werden.

**Tabelle 4.8:** Frischgewichte der Lawsons Scheinzypressen nach 16 Monaten Kultivation in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/l PerlHumus<sup>®</sup>; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/l PerlHumus<sup>®</sup>.

Substrat	Oberirdische Masse [g]	Standard-abweichung	Wurzel-Masse [g]	Standard-abweichung	Gesamt-Masse [g]	Standard-abweichung
1	53,1	13,0	40,4	10,8	93,5	20,8
2	65,5	5,3	44,7	10,3	110,2	12,8
3	76,8	10,7	47,4	9,1	124,2	15,8
4	53,1	7,1	40,2	10,0	93,3	16,2
5	49,4	8,0	38,3	10,1	87,7	15,8

**Tabelle 4.9:** Trockengewichte der Lawsons Scheinzypressen nach 16 Monaten Kultivation in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/l PerlHumus<sup>®</sup>; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/l PerlHumus<sup>®</sup>.

Substrat	Oberirdische Masse [g]	Standard-abweichung	Wurzel-Masse [g]	Standard-abweichung	Gesamt-Masse [g]	Standard-abweichung
1	17,2	4,0	11,0	4,2	28,2	7,5
2	21,0	1,9	11,2	2,3	32,2	3,5
3	24,3	3,2	11,3	1,8	35,6	4,5
4	16,8	2,3	8,1	1,7	24,9	4,0
5	15,8	2,7	8,1	2,0	23,9	4,4

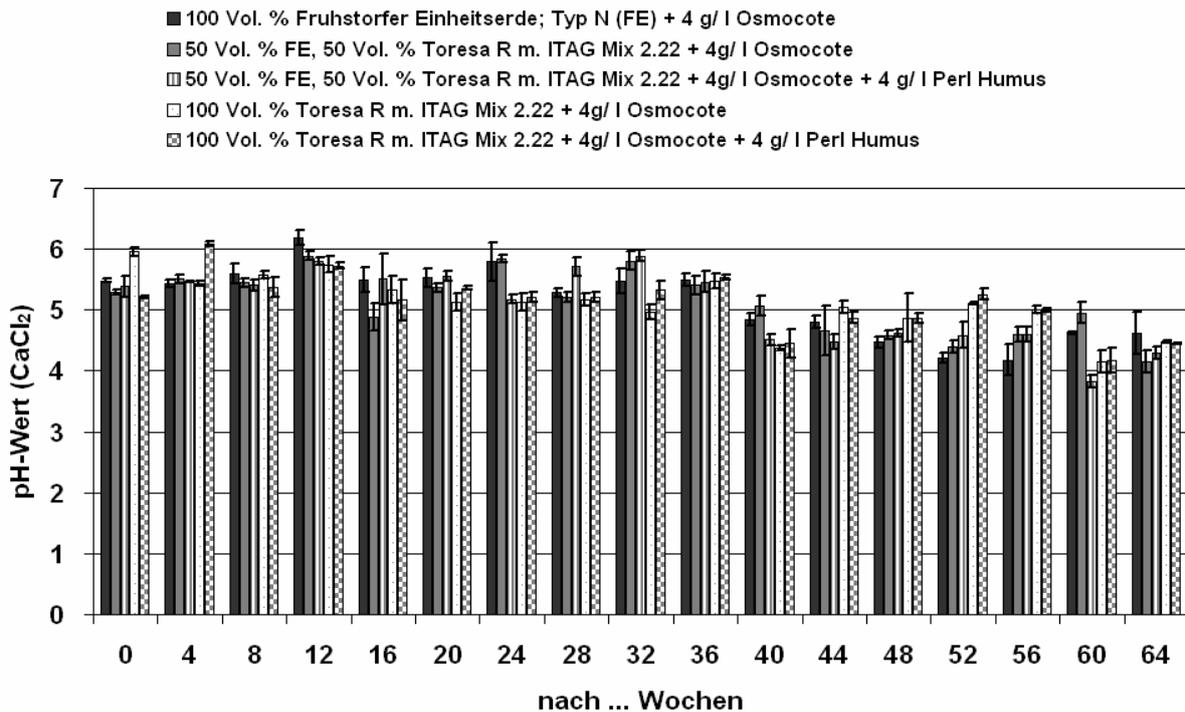
Auch bei der Ermittlung der Pflanzenmassen am Ende des Versuchs zeigte sich, dass die Pflanzen der Substratvariante 3 mit durchschnittlich 124,2 g Gesamtgewicht<sub>frisch</sub> und des Substrats 2 mit 110,2 g Gesamtgewicht<sub>frisch</sub> das beste Wachstum aufwiesen. Die geringste Masse hatten die Pflanzen in Substrat 5 mit 87,7 g Gesamtgewicht<sub>frisch</sub>. Die Applikation des

Huminstoff Produktes „PerlHumus<sup>®</sup>“ zeigte auch hinsichtlich der Pflanzenmassen Entwicklung keine signifikanten Vorteile.

**Tabelle 4.10:** Wurzelhalsdurchmesser der Lawsons Scheinzypressen nach 16 Monaten Kultivation in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/l PerlHumus<sup>®</sup>; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/l PerlHumus<sup>®</sup>.

Substrat	Wurzelhalsdurchmesser [mm]	Standardabweichung
1	8,9	1,0
2	9,3	0,9
3	10,1	0,7
4	8,7	1,1
5	8,7	0,9

Die Ergebnisse hinsichtlich der Dicke des Wurzelhalses (Tabelle 4.10) deckten sich mit den vorigen Wuchsergebnissen (vgl. Abbildung 4.39; Tabelle 4.8; Tabelle 4.9) der Lawsons Scheinzypressen. Auch in diesem Falle waren die Pflanzen in Substrat 3 am besten, dicht gefolgt von den Lawsons Scheinzypressen, die in Substrat 2 gewachsen sind. Den geringsten Wurzelhalsdurchmesser hatten die Pflanzen in Substrat 4 und 5 mit durchschnittlich 8,7 mm.



**Abbildung 4.41: pH-Wert der Substrate im Verlauf der Kultivationszeit.**

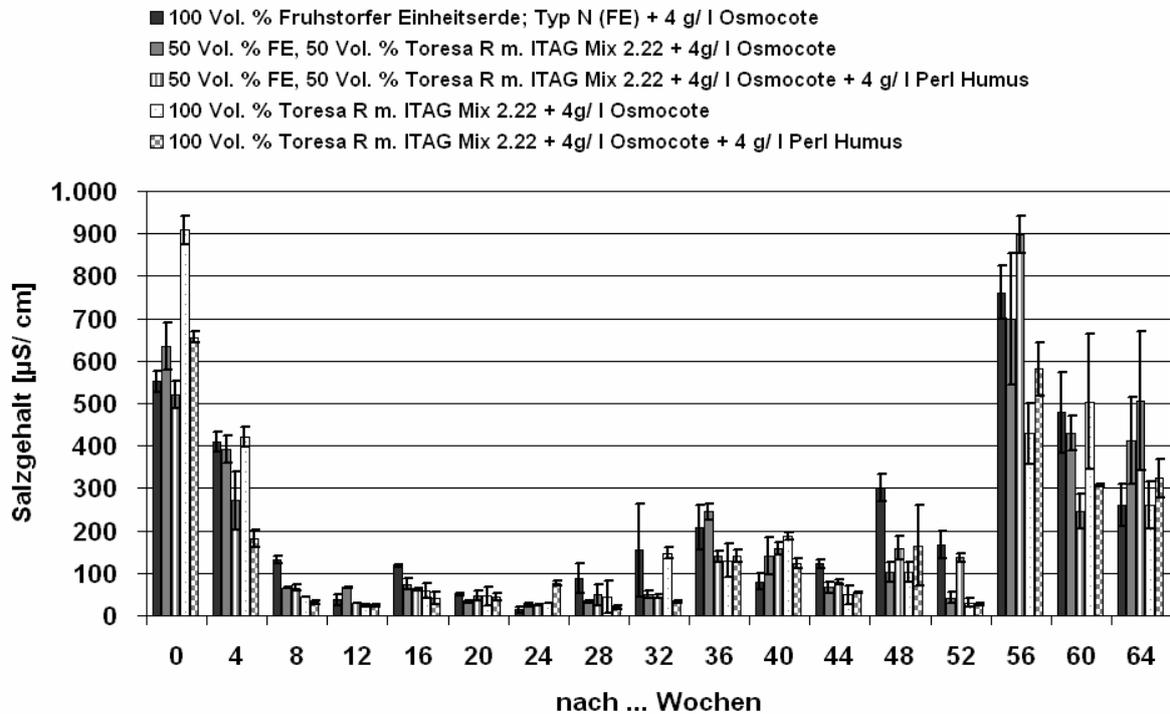
Im Verlauf der Kultivierung konnte bezüglich der pH-Werte festgestellt werden, dass die Werte, von vereinzelt Ausreißern abgesehen, bis zur 36. Woche zwischen 5,0 und 6,0 (mäßig sauer) lagen. Von der 40. bis zur 64. Woche konnten alle Substratvarianten mit pH-Werten zwischen 4,0 und 5,0 laut SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL (1998) als stark sauer eingestuft werden.

Dieser Abfall der pH-Werte kann u. a. als Ursache für die steigende Mortalitätsrate in Substrat 4 und 5 nach den ersten neun Monaten gesehen werden. Ein weiterer Aspekt für die Sterberate ist der Salzgehalt.

Der Salzgehalt lag je nach Substratvariante zu Beginn des Versuchs zwischen 521,0  $\mu\text{S}/\text{cm}$  und 908,0  $\mu\text{S}/\text{cm}$ . Nach acht Monaten wiesen alle Substrate einen geringen Salzgehalt von unter 154,0  $\mu\text{S}/\text{cm}$  auf. Dieser stieg nach der 36. Woche auf Werte zwischen 129,0  $\mu\text{S}/\text{cm}$  bis 244,5  $\mu\text{S}/\text{cm}$  an. Besonders hohe Salzgehalte wurden in der 56. Woche festgestellt. Hier lag der Spitzenwert bei 899,0  $\mu\text{S}/\text{cm}$ .

Die Ursache der gestiegenen Salzgehalte ist in der Nachdüngung sowie der temperaturabhängigen Düngerabgabe des Depotdüngers Osmocote<sup>®</sup> Exact<sup>®</sup> Standard (16 + 11 + 11 + 3 MgO + Te) von der Firma Scotts<sup>®</sup> International B.V. zu sehen. Die erhöhten Werte wurden jeweils nach den Düngungen in den Sommermonaten gemessen. Demgegenüber ist

den Winter über die Temperatur niedrig und der Niederschlag hoch gewesen. Ferner erfolgte in den Wintermonaten (Dezember bis März) keine Nachdüngung, so dass der Salzgehalt stetig sank.



**Abbildung 4.42: Salzgehalt der Substrate im Verlauf der Kultivationszeit.**

Nach den Beurteilungskriterien von WITHERS et al. (1978) wiesen die Substrate eine geringe ( $< 250 \mu\text{S}/\text{cm}$ ) bis mittlere Versalzung ( $250 - 750 \mu\text{S}/\text{cm}$ ) auf. Direkt nach der Düngung konnten hohe Versalzungen ( $750 - 2.250 \mu\text{S}/\text{cm}$ ) festgestellt werden. Eine sehr hohe Versalzung ( $> 2.250 \mu\text{S}/\text{cm}$ ) lag nach den Kriterien von WITHERS et al. (1978) bei keinem der Substrate vor.

**Tabelle 4.11: Untersuchung der Pflanzenverfügbaren Nährstoffe nach der CAT-Methode (VERBAND DEUTSCHER LANDWIRTSCHAFTLICHER UNTERSUCHUNGS- UND FORSCHUNGSANSTALTEN, 1997) in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>.**

Am Versuchsanfang					
Substrat	NH <sub>4</sub> -N [mg/l]	NO <sub>3</sub> -N [mg/l]	N [mg/l]	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> [mg/l]	K <sub>2</sub> O [mg/l]
1	136	281	417	218	498
2	98	198	296	106	300
3	117	212	329	96	278
4	172	143	315	71	198
5	196	184	380	88	237
Am Versuchsende					
Substrat	NH <sub>4</sub> -N [mg/l]	NO <sub>3</sub> -N [mg/l]	N [mg/l]	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> [mg/l]	K <sub>2</sub> O [mg/l]
1	208	178	386	273	518
2	382	329	711	432	691
3	422	393	815	522	770
4	160	151	311	241	296
5	99	88	187	154	194

In Tabelle 4.11 wird ersichtlich, dass die Pflanzen in Substrat 2 und 3 sehr gut mit den notwendigen Nährstoffen versorgt waren. Am Versuchsende stand den Pflanzen in Substrat 3 Stickstoff mit 815 mg/ l in hohem Maße zur Verfügung. Ebenso sah die Situation bei der Substratvariante 2 aus. Auch P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> und K<sub>2</sub>O lagen in diesen beiden Substraten ausreichend vor. Die am Versuchsende mit Nährstoffen am schwächsten versorgte Substratvariante war Substrat 5.

Insgesamt hat dieser Versuch gezeigt, dass das Wachstum auch bei Baumschulpflanzen durch die Implementierung von Holzfasern in das Kultursubstrat verstärkt werden kann. BÜCHNER (2004) kam bei ihren Untersuchungen mit Fichten (*Picea abies* L. Karst.) und Hainbuche (*Carpinus betulus* L.) zu der gleichen Erkenntnis.

## 4.4 Lagerfähigkeit

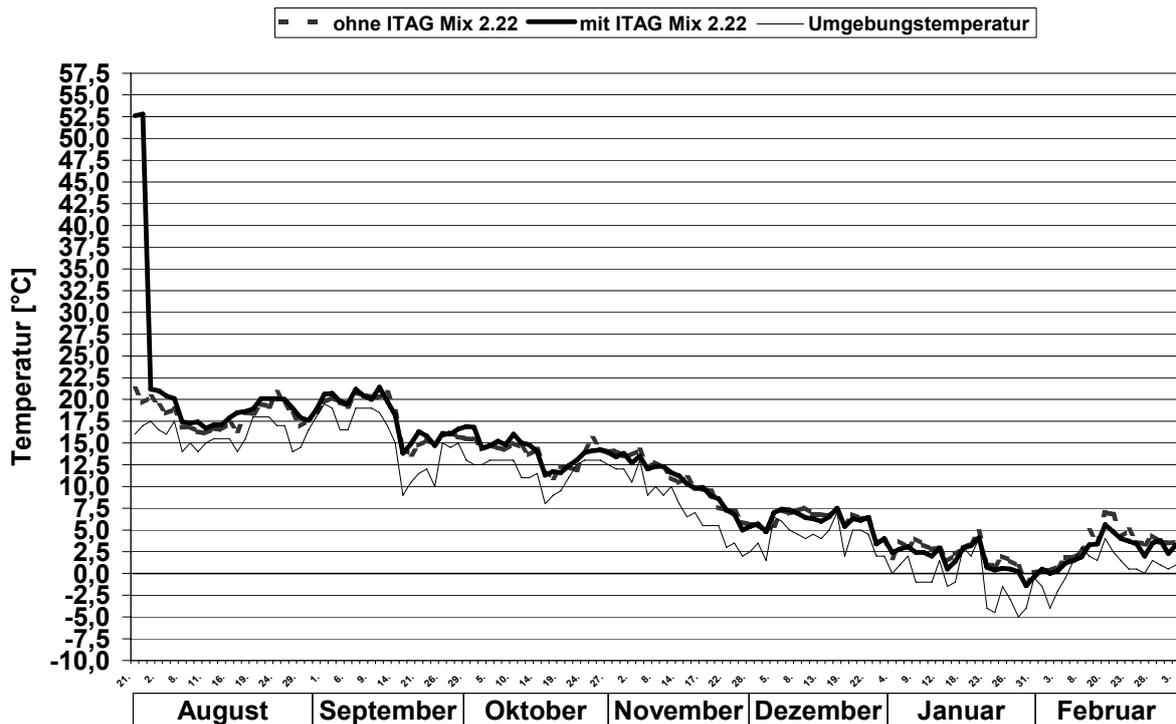
### 4.4.1 Lagerfähigkeit in Big-Bags

Die Lagerung des Torfersatzes aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R) ohne ITAG Mix 2.22 war in allen Lagerversuchen unproblematisch. Der Temperaturverlauf in den Big-Bags war sehr kontinuierlich und Schimmelpilze konnten nicht festgestellt werden. Im Gegensatz dazu war, besonders wenige Tage nach der Abfüllung in die Säcke, in dem Holzfasersubstrat (Toresa<sup>®</sup> R) mit ITAG Mix 2.22 hohe mikrobielle Aktivität zu verzeichnen. Die Temperatur betrug teilweise über 50 °C. Bedingt durch diese hohen Temperaturen entstand Kondenswasser, welches sich am Rande der Big-Bags sammelte. Dies wiederum hatte zu Folge, dass zwischen Substrat und Big-Bag eine starke Mycelbildung zu sehen war.



**Abbildung 4.43: Schimmelpilzmycel auf rotfaulem Holzfasersubstrat (Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) begünstigt durch die Bildung von Kondenswasser am Rande der Big-Bags.**

Zwei bis drei Wochen nach dem Aufschluss des rotfaulen Fichtenholzes im Extruderverfahren bzw. der Abfüllung in die Big-Bags, glichen sich die Temperaturen in dem Holzfasersubstrat mit Dünger den Temperaturen in den Big Bags gefüllt mit Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 an. Bei den Temperaturmessungen fiel auf, dass die Temperatur in den Big-Bags, mit Ausnahme der ersten drei Wochen in dem gedüngten Substrat, stark mit der Umgebungstemperatur korreliert. Die Temperatur in den Säcken war i. d. R. 1 bis 3 °C höher als die Umgebungstemperatur.



**Abbildung 4.44: Durchschnittlicher Temperaturverlauf in den Big-Bags gefüllt mit gedüngtem (mit ITAG Mix 2.22) und ungedüngtem (ohne ITAG Mix 2.22) Torfersatz aus rotfaulem Fichtenholz.**

Wie alle Pilze sind auch Schimmelpilze heterotroph, d. h. die zur Stoffwechselsynthese erforderliche Energie wird ausschließlich durch Ab- oder Umbau von außen aufgenommener, organischer Substanz gewonnen. Aus Abbildung 4.44 wird ersichtlich, dass in dem extrudierten Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz ohne Düngerzusatz (Toresa® ohne ITAG Mix 2.22) die Nährstoffe für das Schimmelpilzwachstum nicht ausreichend sind, da kein Temperaturanstieg durch mikrobielle Aktivität zu erkennen ist. Der vermutlich limitierende Faktor für das pilzliche Wachstum in diesem Substrat ist der Stickstoff.

Neben der Nährstoffversorgung hängen das Myzelwachstum, die Sporenbildung und die Sporenkeimung stark von der Feuchtigkeit des Substrates ab. Ausschlaggebend ist dabei weniger der absolute Feuchtegehalt, als vielmehr der Gehalt an frei verfügbarem Wasser. Als Maß für das frei verfügbare Wasser in Lebensmitteln und anderen Produkten wird ihre Wasseraktivität ( $a_w$ -Wert) verwendet. Die Wasseraktivität bewegt sich zwischen 0 (absolut trocken) und 1 (kondensierende Feuchte). Sie ist definiert als Quotient des Wasserdampfdrucks über einem Material zu dem Wasserdampfdruck über reinem Wasser bei einer bestimmten Temperatur.

Die meisten Schimmelpilze haben laut MÜCKE & LEMMEN (1998) ihr  $a_w$ -Minimum bei 0,80 – 0,85. Bei zahlreichen *Aspergillus*- und *Penicillium*-Arten liegt das Optimum eher bei  $a_w$ -Werten von 0,95 – 0,98.

Der Gehalt an frei verfügbarem Wasser für das mikrobielle Wachstum hängt neben der Temperatur auch von Faktoren wie der Materialbeschaffenheit und -textur sowie dem osmotischen Potential des Materials ab. Der Gehalt an frei verfügbarem Wasser ist geringer, wenn viele Moleküle, wie z. B. Salz oder Zucker, in dem Wasser gelöst sind (OEI, 2003). Ferner muss die Wasseraktivität in Verbindung mit der Wasserhaltefähigkeit eines Materials betrachtet werden. Feine Sägespäne können mehr Wasser halten als relativ grobe Sägespäne.

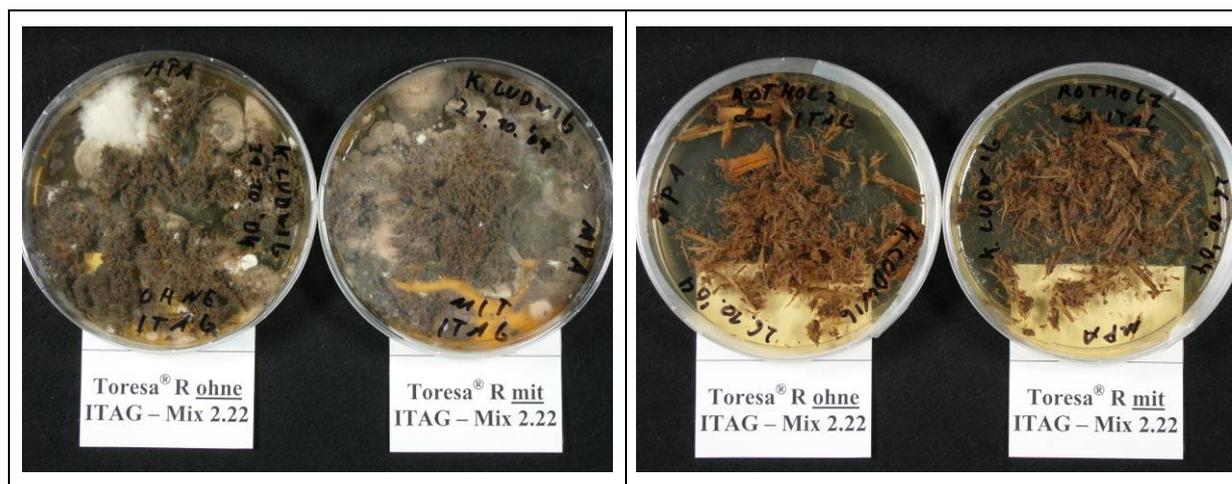
Bei gesundem Fichtenholz liegt der Fasersättigungsbereich laut TRENDELENBURG & MAYER-WEGELIN (1955) bei 30 – 34 %. Dieser Bereich kennzeichnet den höchstmöglichen Gehalt an gebundenem Wasser, der erreicht wird, wenn das Holz mit Wasserdampf gesättigter Luft umgeben ist (relative Luftfeuchte 100 %). Die relative Luftfeuchte hat einen Einfluss auf die Holzfeuchte, da Holz ein hygroskopischer Stoff ist. Das bedeutet, dass das Holz die Feuchtigkeit aus der Umgebung aufnehmen kann. Die Holzfeuchtigkeit kann sich somit in Abhängigkeit von der relativen Luftfeuchte, der Temperatur und dem Luftdruck ändern. (NIEMZ, 1993).

Hinsichtlich des Befalls mit Schimmelpilz ist aber nicht das frei verfügbare Wasser bzw. die Wasserrückhaltekapazität des Holzes von Bedeutung, sondern auch der Gehalt an Sauerstoff in dem Holzfasersubstrat. Die meisten Pilze sind aerob, d. h. sie benötigen zum Wachsen Sauerstoff. SCHMERBAUCH (2000) stellte bei Untersuchungen über den Schimmelpilzbefall bei Silagen fest, dass die Erhöhung der Lagerungsdichte die primäre Grundlage für die Erzeugung eines ausreichenden Luftabschlusses bildet. Die äußere Luftabschlussgüte besaß demgegenüber sekundären Charakter. Sollten diese Beobachtungen auch für Holzfasersubstrate zutreffend sein, so könnte durch einen feineren Aufschluss des Holzes zum einen die Wasserrückhaltekapazität und zum anderen die Lagerungsdichte erhöht werden. Damit verbunden würden der Gehalt an frei verfügbarem Wasser und Sauerstoff im Substrat gesenkt werden. Beide Faktoren hätten einen positiven Einfluss auf die Minimierung des Schimmelpilzbefalls.

#### **4.4.2 Inkubation des gedüngten und ungedüngten Holzfasersubstrates**

Für diesen Versuch wurde das Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz direkt nachdem es den Extruder verlassen hatte, in Säcke verpackt und luftdicht verschlossen. Es

sollte die Frage beantwortet werden, ob das Holzfasersubstrat unter diesen Aufschlussbedingungen weitestgehend keimfrei ist. Nach einer Inkubationszeit von vier Wochen auf Malzpeptonagar (MPA) war sowohl auf dem mit ITAG Mix 2.22 gedüngten, als auch auf dem ungedüngten Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22) pilzliches Wachstum zu erkennen. Demgegenüber wurde auf dem autoklavierten Holzfasersubstrat kein mikrobielles Wachstum festgestellt.



**Abbildung 4.45: Links: Pilzliches Wachstum auf dem gedüngten (Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) und ungedüngten Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG – Mix 2.22). Die Inkubationszeit auf Malzpeptonagar (MPA) betrug vier Wochen. Rechts: Kein mikrobielles Wachstum auf autoklaviertem Holzfasersubstrat nach vierwöchiger Inkubation.**

Dieser Versuch hat gezeigt, dass sowohl das gedüngte, als auch das ungedüngte Holzfasersubstrat nicht keimfrei war. Die Aufschlusstemperatur von maximal 100 °C im Extruder (vgl. Kapitel 3.1) genügt nicht um die Mikroorganismen abzutöten. Ferner kommt hinzu, dass das Substrat nicht direkt nach dem Verlassen des Extruders luftdicht verpackt wurde, sondern über offene Förderbänder weitergeleitet und anschließend in Big-Bags gefüllt oder als Schüttware in einem Erdbunker gelagert wurde. Bereits auf den offenen Förderbändern wurde das Substrat mit in der Luft befindlichen Pilzsporen neu infiziert.

Zur Eindämmung dieses Problems sind daher zwei Aspekte zu berücksichtigen. Die Aufschlusstemperatur müsste zum Abtöten der Mikroorganismen, wie beim Autoklavieren, über 120 °C betragen. Darüber hinaus müsste die Hygiene bei der Herstellung des Holzfasersubstrates z. B. durch geschlossene Apparaturen verbessert werden.

#### **4.4.3 Lagerversuche bei Normklima und unterschiedlichen Umgebungstemperaturen**

Die Lagerversuche bei den unterschiedlichen Umgebungstemperaturen haben gezeigt, dass selbst in der Kühlkammer bei niedrigen Temperaturen (durchschnittlich 4 °C) mit der Zeit Schimmelpilzbefall auftritt. Der Lagerversuch in der Gewächshauszelle unterstrich die Ergebnisse, die bei der Lagerung in den Big-Bags herausgefunden wurden. Auch bei diesem Versuch trat kein Schimmelpilzbefall in dem ungedüngten Holzfasersubstrat auf. Demgegenüber wurde das mit ITAG Mix 2.22 imprägnierte Holzfasersubstrat ab einer Substratfeuchte von 25 % von Schimmelpilzen befallen. Bei niedrigeren Substratfeuchten konnte ebenfalls kein Befall festgestellt werden.

Nach den Erfahrungen von GUMY (2005) tritt bei Toresa<sup>®</sup> spezial bereits ab einer Substratfeuchte von 20 % Schimmelpilzbefall auf. Eine mögliche Erklärung, warum der Befall bei dem Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz erst bei etwas höherer Feuchte auftritt, könnte durch die höhere Wasserrückhaltekapazität des Holzes erklärt werden. Bedingt durch die höhere Rückhaltekapazität ist die Wasseraktivität in dem Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz geringfügig gemindert, so dass die Mikroorganismen erst ab einem Feuchtegehalt von 25 % wachsen können.

Der Lagerversuch mit dem kompostierten Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 in der Klimakammer hat ergeben, dass unabhängig von der Substratfeuchte kein Schimmelpilzbefall auftrat. Auch in den perforierten Beuteln mit Holzfasersubstrat dessen Feuchte über 25 % betrug, wurde kein Schimmelpilzbefall festgestellt. In diesem Falle war scheinbar nicht die Feuchtigkeit das entscheidende Kriterium für das mikrobielle Wachstum, sondern die Nährstoffversorgung. Das verwendete Substrat war zuvor bereits während der Lagerung in den Big-Bags von Schimmelpilzen befallen worden. Nachdem das Substrat ein weiteres Jahr in den Big-Bags gelagert hatte, wurde es für den Versuch in der Klimakammer verwendet. Die für das mikrobielle Wachstum notwendigen Nährstoffe waren bereits verbraucht, so dass kein weiter Befall mehr auftrat.

Eine Möglichkeit das Problem der Schimmelpilzbildung auf dem Holzfasersubstrat zu lösen, wäre somit die Kompostierung. Dieses Verfahren ist aber aus Sicht des Substratherstellers schwer tragbar, da das Substrat lange abgelagert werden müsste, was mit hohen Lagerhaltungskosten verbunden wäre. Aus wirtschaftlichen Gesichtspunkten wäre diesem Ansatz daher eine Trocknung des Substrates nach der Herstellung vorzuziehen.

#### **4.5 Pflanzcontainer aus Holzfasersubstrat**

Die Herstellung der Pflanzcontainer erfolgte auf Basis des Patentes von KHARAZIPOUR & LUDWIG (2006) sowohl im Nass-, als auch im Trockenverfahren mit technischem Lignin als Bindemittel. Durch das Lignin und dessen Kaltklebrigkeit wurde die Stabilität verbessert und die Wasseraufnahmefähigkeit erhöht.

Die im Nassverfahren erzeugten Pflanzcontainer nahmen durch die Zugabe von technischem Lignin innerhalb von 180 Sekunden bis zu 241,0 %, bezogen auf das Trockengewicht der Pflanzcontainer, an Wasser auf. Im Vergleich dazu betrug die Wasseraufnahme der Pflanzcontainer aus 100 % Holzfasersubstrat ohne Bindemittel in der gleichen Zeit 76,3 %.

GRUDA & SCHNITZLER (2006b) stellten fest, dass die maximale Wasserspeicherkapazität mit zunehmendem Anteil an feinen Fasern (< 1 mm) in Holzfasersubstraten steigt. Haben Fasern einer Korngröße < 1 mm einen Gewichtsanteil von 80 % oder mehr, so beträgt die maximale Wasserkapazität ungefähr 90 Vol. %. Dieses Ergebnis verdeutlicht die wesentlich verbesserten Eigenschaften durch die Zugabe des technischen Lignins.

Die Pflanzcontainer weisen neben der schnellen Wasseraufnahme auch den Vorteil auf, dass aufgrund der geringen Endfeuchte in den Pflanzcontainern Samen ohne eine Bewässerung nicht keimen können. Dies wiederum bedeutet, dass komplett für die Kultivation vorbereitete Pflanzcontainer an die jeweiligen Betriebe ausgeliefert werden könnten. Hier müssten die Container lediglich gegossen werden, um die darin befindlichen Samen zum Keimen zu bringen und die Kultivation zu beginnen.

In unterschiedlichen Pflanzversuchen konnte gezeigt werden, dass die Pflanzcontainer gut durchwurzelt werden können und Pflanzen problemlos in den Containern wachsen können. Die Pflanzcontainer ließen sich sehr gut wässern und es traten diesbezüglich keine Probleme während der Kultur auf. Die erneute Bewässerung der Container nach provoziertem Austrocknen war gut.



**Abbildung 4.46: Links: Kultivation von Triebkopfsalat in Pflanztöpfen, die im Suspensionsverfahren hergestellt wurden. Rechts: Versuch mit bewurzelten Chrysanthenstecklingen.**

Pflanzcontainern wurden aber nicht nur im Suspensions-, sondern auch im Trockenverfahren hergestellt. Bedingt durch die Tatsache, dass die Pflanzcontainer im Trockenverfahren mit Hilfe einer handelsüblichen Presstopfmaschine hergestellt wurden, handelt es sich bei den Containern daher genauer gesagt um Presstöpfe. Nach LIMBERS & RUISINGER (1994) wird der Presstopf dem internationalen Gemüsebau sicherlich mittelfristig erhalten bleiben, aber durch die Entwicklung neuer, leistungsfähigerer Systeme langfristig vom Markt verdrängt.

Für die Herstellung der Presstöpfe wurde das Holzfasersubstrat mit technischem Lignin besprüht und mit einem herkömmlichen Presstopfsubstrat (Gemisch aus Schwarz- und Weißtorf) gemischt. Es wurden die in Tabelle 4.12 dargestellten Varianten untersucht.

**Tabelle 4.12: Substratzusammensetzungen für die Presstopferzeugung.**

Substrat	Zusammensetzung	Verhältnis
1	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Potgrond* der Firma Klasmann</li> <li>• Holzfasersubstrat mit technischem Lignin besprüht</li> </ul>	60 Vol. % 40 Vol. %
2	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Potgrond* der Firma Klasmann</li> <li>• Holzfasersubstrat mit technischem Lignin besprüht</li> </ul>	80 Vol. % 20 Vol. %

\*: Gemisch aus Schwarztorf und Weißtorf, wobei der Anteil an Schwarztorf > 90 % ist.

Mit beiden Substratzusammensetzungen konnten Presstöpfe hergestellt werden. Die Presstöpfe aus Substratvariante 2 (80 Vol. % Potgrond der Firma Klamann; 20 Vol. % Holzfasersubstrat mit technischem Lignin besprüht) wiesen eine größere Stabilität auf als jene aus Substrat 1 (60 Vol. % Potgrond der Firma Klamann; 40 Vol. % Holzfasersubstrat mit technischem Lignin besprüht). Dennoch wurden durch das Besprühen der Holzfaser mit technischem Lignin stabile Presstöpfe mit integrierter Holzfaser erzeugt.



**Abbildung 4.47: Links: Presstöpfe aus 60 Vol. % Potgrond; 40 Vol. % Holzfaser mit technischem Lignin benetzt. Rechts: Presstöpfe aus 80 Vol. % Potgrond; 20 Vol. % Holzfaser mit technischem Lignin benetzt.**

GRUDA & SCHNITZLER (2006b) verwendeten für die Herstellung von Presstöpfen ein Gemisch aus feinem Holzfasersubstrat (Toresa<sup>®</sup> nova) und Ton. Sie kamen zu dem Ergebnis, dass die Zugabe von 30 Vol. % feinem Holzfasersubstrat keine nennenswerten Nachteile hinsichtlich der Formbarkeit der Presstöpfe mit sich bringt. Allerdings verringerte sich die Stabilität der Presstöpfe mit 30 Vol % feiner Holzfaser (Toresa<sup>®</sup> nova) um 20 %. Dies sei laut GRUDA & SCHNITZLER (2006b) unter Praxisbedingungen noch akzeptabel.

Zukünftig könnte zur weiteren Optimierung der Presstopfeigenschaften der Benetzungsgrad der Holzfasern variiert werden und die Holzfaser an sich feiner aufgeschlossen werden, so dass grobe Holzstücke im Substrat nicht mehr auftreten und der Anteil an feineren Fasern steigt (vgl. Kapitel 4.2.11).

### **4.6 Pflanztöpfe aus Holzfasersubstrat**

Die Herstellung von Holzwerkstoffen aus rotfaulem Fichtenholz stellt generell kein Problem dar (BOHN, 2007). Auch das Pressen des Holzfasersubstrates aus rotfaulem

Fichtenholz (Toresa® R) zu Holzwerkstoffplatten war möglich. Das Fasermaterial konnte ohne Probleme mit den unterschiedlichen Bindemitteln beleimt und verpresst werden. Eine Plattendicke von 2 mm erwies sich bei dem im Extruderverfahren erzeugtem Holzfasermaterial als zu dünn. Die Platten konnten hergestellt werden, wiesen aber nur eine geringe Festigkeit auf. Eine Plattendicke von 4 mm war hinsichtlich der erforderlichen Stabilität für die Herstellung von Pflanztöpfen ausreichend.

Neben der Plattendicke hat auch die Rohdichte einen entscheidenden Einfluss auf die Stabilität. Generell gilt, dass bei steigender Rohdichte auch die Stabilität der Holzwerkstoffe steigt. Die Pflanzversuche im Rahmen dieser Untersuchung haben aber auch gezeigt, dass mit zunehmender Dichte die Durchwurzelung der Pflanztöpfe erschwert wird. Es stellte sich somit die Frage bei welcher Rohdichte die Stabilität ausreichend ist und gleichzeitig die Durchwurzelung der Pflanztöpfe nicht zu stark behindert wird. Bei einer Rohdichte von 400 kg/ m<sup>3</sup> wiesen die Platten eine für die Pflanztopfherstellung ausreichende Stabilität auf und die Töpfe konnten gut durchwurzelt werden.

Bezüglich des Bindemittels konnte festgestellt werden, dass reines Weizenprotein ohne jeglichen Zusatz für diese Vorhaben ungeeignet ist. Neben der Tatsache, dass die Platten bzw. Töpfe, die mit diesem Bindemittel gebunden waren, ebenso wie bei allen anderen Bindemitteln, stark quollen, wurden die mit reinem Weizenprotein gebundenen Platten auch von einem Pilz befallen. Dieser Pilz hatte negative Auswirkungen auf das Pflanzenwachstum in den Töpfen.



**Abbildung 4.48: Reines Weizenprotein ohne jeglichen Zusatz eignet sich nicht für die Herstellung von Pflanztöpfen aus rotfaulem Holzfasersubstrat, da die Töpfe von einem Pilz befallen werden (Links) und somit das Pflanzenwachstum negativ beeinflusst wird (Rechts).**

Dieses Problem wurde in dem zweiten Versuch durch die Zugabe von Harnstoff-Formaldehydharz oder einer geringen Menge an Fungizid (Mergal<sup>®</sup> S 88 Paste) gelöst. Eine negative Beeinflussung der beiden Substanzen auf das Pflanzenwachstum wurde nicht festgestellt. Mergal<sup>®</sup> S 88 Paste ist ein technisches Konservierungsmittel, das ein breites, ausgeglichenes Wirkungsspektrum gegen Bakterien, Hefen und Pilze sowie Algen aufweist. Die beiden Hauptkomponenten der Mergal<sup>®</sup> S 88 Paste sind Methyl-benzimidazol-2-ylcarbamat und Zink-bis-dimethyldithiocarbamat (RIEDEL-DE HAËN, 2006).

Die Bindemittel Tannin und Ligninsulfonat erwiesen sich für die Verwendung in Pflanztöpfen als wenig geeignet, da die Töpfe bei Wassereinfluss (z. B. beim Gießen) zu instabil wurden. Der Vorteil dieser Bindemittel gegenüber dem Weizenprotein bestand aber darin, dass die mit diesen Bindemitteln gebundenen Pflanztöpfe besser zersetzt wurden. Nachdem die Pflanzen samt Pflanztöpfen umgetopft worden waren und 45 Wochen weiter kultiviert wurden, war die Struktur der Pflanztöpfe nicht mehr erkennbar.



**Abbildung 4.49: Pflanztöpfe (Wanddicke: 5 mm; Rohdichte: 400 kg/ m<sup>3</sup>) aus rotfaulem Holzfasersubstrat gebunden mit Tannin (Links), Ligninsulfonat (Mitte) und Weizenprotein mit Mergal<sup>®</sup> S 88 Paste (Rechts) nach 45 Wochen in einem Kultursubstrat. Die Versuchspflanzen (Kiefern Sämlinge) konnten sowohl den Boden, als auch die Seitenwände der Töpfe durchwurzeln.**

Die Festigkeit der Töpfe war bei der Verwendung des Weizenproteins als Bindemittel am besten. SCHÖPPER (2006) zeigte, dass es möglich ist rein Weizenprotein gebundene MDF Platten unter Beigabe unterschiedlicher Hydrophobierungsmittel bis zu einer Stärke von

6 mm herzustellen. Diese Platten erfüllten auch die mechanisch-technologischen Anforderungen des Deutschen Instituts für Normung (DIN).

Eine weitere Verbesserung der Festigkeit könnte durch das Erhöhen der Presstemperatur erzielt werden. DUKARSKA & LEĆKA (2006) steigerten durch das Anheben der Presstemperatur von 180 °C auf 200 °C sowohl die Biege-, als auch die Zugfestigkeit von Phenolformaldehydharz gebundenen Spanplatten. Laut LAMPERT (1966) werden durch die Erhöhung der Presstemperatur im Bereich zwischen 190 °C und 210 °C die Biegefestigkeit erhöht und die Quelleigenschaften sowie die Wasseraufnahme der Faserplatten reduziert. Allerdings sind bei der Anwendung höherer Temperaturen die übrigen Einflussfaktoren exakt zu steuern, damit keine Versprödung der Platte oder eine Fleckenbildung auftritt.

In Zukunft könnten neben der Veränderung der Pressparameter auch weitere Bindemittel für die Herstellung von Pflanztöpfen untersucht werden. Bei allen Bindemitteln ist es notwendig sowohl die Festigkeit und Kompostierbarkeit der Töpfe, als auch ggf. negative Einwirkungen des Bindemittels auf das Pflanzenwachstum zu analysieren.

#### **4.7 Ergebnisse des Industrieversuchs im Säge- und Hobelwerk Oberweser**

Die zentrale Frage bei diesem Industrieversuch lautete, ob die Wertschöpfung der rotfaulen Stammabschnitte aus Sicht des Substratproduzenten gesteigert werden kann, indem der rotfaule Kern von dem noch beil- und nagelfesten Holz separiert wird. Das aus dem nicht befallenen Holz erhaltene Schnittgut könnte zu Marktpreisen verkauft werden und das Hackmaterial aus dem rotfaulen Kern würde der Substratherstellung zugeführt.

Die Abschnitte wurden im Vollgatter mit Vollaushang gesägt, d. h. es wurden lediglich Bretter und keine Balken gesägt. Dies wiederum hatte zur Folge, dass der Anteil an Sägemehl bei 8,0 % lag (KRÖHNERT, 2005). Wird nicht mit Vollaushang gesägt, beträgt der Sägemehlanteil im Vollgatter des Säge- und Hobelwerks Oberweser laut KRÖHNERT (2005) durchschnittlich 6,0 % bis 7,0 %.

Insgesamt eingesägt wurde eine Rohholzmenge von 32,4 m<sup>3</sup>, womit die Sägemehlmenge 2,6 m<sup>3</sup> betrug. Aus dem rotfaulen Holz konnten 4,9 m<sup>3</sup> Schnittware gesägt werden, was einem Anteil von 15,1 % an der Rohholzmenge entsprach. Demzufolge wurde eine Rohholzmenge von 24,9 m<sup>3</sup> gehackt. Die Ausbeute an Hackschnitzel betrug 72,5 Schüttraummeter (Srm), d. h. aus einem Festmeter rotfaulem Fichtenholz wurden 2,9 Srm rotfaule Hackschnitzel gewonnen.

Ein entscheidender Faktor für die Wirtschaftlichkeit und die Ausbeute in der Sägeindustrie ist die Schnittmaßflexibilität (FRONIUS, 1986; FRONIUS, 1988). Durch das individuelle Einstellen der Schnittführung je nach Wuchsform der Stämme, kann die Ausbeute aus einem Stamm gesteigert werden. Beim Einschnitt im Vollgatter ist dies nur bedingt möglich, da die Rüstzeiten für die Veränderung des Schnittmaßes zu hoch sind.

Mit einer flexibleren Schnittführung hätte in diesem Versuch vermutlich der Anteil an Schnittware geringfügig gesteigert werden können. Dadurch wären letzten Endes die Kosten etwas geringer gewesen.



**Abbildung 4.50: Links: Rotfauer Stammabschnitt im Vollgatter des Säge- und Hobelwerks Oberweser. Mitte: Brett aus noch beil- und nagelfestem Bereich. Rechts: Brett zur Herstellung der Hackschnitzel.**

Für die Beantwortung der Frage, ob es aus Sicht des Substratherstellers empfehlenswert ist die Stammabschnitte komplett zu hacken oder zunächst die noch beil- und nagelfesten Holzbereiche zu separieren, waren die in Tabelle 4.13 dargestellten Angaben notwendig. Die Daten basieren auf den Angaben des Sägewerksleiters (KRÖHNERT, 2005) bzw. den bei der Durchführung des Versuchs aktuellen Marktpreisen.

**Tabelle 4.13: Kostensätze zur Kalkulation.**

<b>Kostensätze</b>	
Rundholz	19,50 Euro/ m <sup>3</sup> Rundholz
Transport aus dem Wald zum Sägewerk	7,00 Euro/ m <sup>3</sup> Rundholz
Kosten für den Einschnitt	45,00 Euro/ m <sup>3</sup> Rundholz
Kosten für das Trocknen der Schnittware	45,00 Euro/ m <sup>3</sup> Schnittware
<b>Ausbeute</b>	
Sägemehl	8,0 %
Hackschnitzel	2,9 Srm/ m <sup>3</sup> Rundholz
Schnittware	0,15 m <sup>3</sup> / m <sup>3</sup> Rundholz

Die Berechnungen wurden auf eine Ausbeute von 1,0 m<sup>3</sup> Schnittware bezogen. Ein Kubikmeter Schnittware entsprach einem monetären Erlös von 280,00 Euro. Die Kosten sahen daher wie folgt aus:

**Tabelle 4.14: Kosten für die Erzeugung eines Schüttraumeters (Srm) rotfaule Hackschnitzel mit zusätzlicher Separierung des noch beil- und nagelfesten Holzes.**

<b>Benötigte Rundholzmenge zur Erzeugung von 1,0 m<sup>3</sup> Schnittware</b>	
Schnittware	1,0 m <sup>3</sup>
Anteil Schnittware an der Rundholzmenge	15,1 %
Benötigte Rundholzmenge für 1 m <sup>3</sup> Schnittware	6,6 m <sup>3</sup>
<b>Kosten</b>	
Rundholz	128,70 Euro
Transport	46,20 Euro
Einschnitt	297,00 Euro
Trocknen	45,00 Euro
Kosten insgesamt	516,90 Euro
<b>Erlös</b>	
Schnittware	280,00 Euro
<b>Saldo</b>	
<b><u>-236,90 Euro</u></b>	

<b>Hackschnitzelerzeugung</b>	
Rundholzmenge	6,6 m <sup>3</sup>
Anteil an Sägemehl	8,0 %
Sägemehlmenge	0,5 m <sup>3</sup>
Schnittware	1,0 m <sup>3</sup>
Rundholzmenge zur Hackschnitzelerzeugung	5,1 m <sup>3</sup>
Ausbeute an Hackschnitzeln/ m <sup>3</sup> Rundholz	2,9 Srm
Hackschnitzelmenge	14,8 Srm
<b>Kosten/ Srm</b>	<b><u>16,01 Euro</u></b>

Für einen Substrathersteller ist das Trennen des rotfaulen Kernes von dem noch beil- und nagelfesten Holzes nur dann lukrativ, wenn die daraus gewonnenen Hackschnitzel günstiger sind als die Hackschnitzel aus dem Hackprozess der kompletten Abschnitte.

Somit stellt sich die Frage, ab welchen Kosten für das Hacken das Trennen des noch beil- und nagelfesten Holzes vom rotfaulen Kern nicht mehr lohnenswert ist.

**Tabelle 4.15: Kosten für die Erzeugung eines Schüttraumeters (Srm) rotfaule Hackschnitzel ohne zusätzlicher Separierung des noch beil- und nagelfesten Holzes.**

Rundholzmenge	6,6 m <sup>3</sup>
Ausbeute an Hackschnitzeln/ m <sup>3</sup> Rundholz	2,9 Srm
Hackschnitzelmenge	19,1 Srm
<b>Kosten</b>	
Rundholz	128,70 Euro
Rundholzkosten/ Srm	6,74 Euro
Kosten/ Srm	16,01 Euro
<b>Kosten für das Hacken/ Srm</b>	<b><u>9,27 Euro</u></b>

Auf Basis dieser Rechnung kann festgehalten werden, dass es lukrativ ist die kompletten Abschnitte zu hacken, wenn die Kosten für das Hacken geringer als 9,27 Euro/ Srm sind. Sobald die Hackschnitzelkosten höher als 16,01 Euro/ Srm sind, ist das Trennen des noch beil- und nagelfesten Holzes vom rotfaulen Kern aus Sicht des Substratherstellers empfehlenswert.

Ferner wird tendenziell das komplette Hacken lukrativer, wenn sich die Rahmenbedingungen wie folgt ändern:

- der Rundholzpreis steigt extrem an
- die Ausbeute an Hackschnitzeln/ m<sup>3</sup> Rundholz sinkt
- der Anteil Schnittware an der Rundholzmenge sinkt

Würde die Ausbeute an Hackschnitzeln/ m<sup>3</sup> Rundholz nicht 2,9 Srm/ m<sup>3</sup>, sondern, wie von der BAYERISCHEN LANDESANSTALT FÜR WALD UND FORSTWIRTSCHAFT (2006) angegeben, nur 2,2 Srm/ m<sup>3</sup> betragen, dann lägen die Kosten/ Srm bei 21,11 Euro und nicht

bei 16,01 Euro. Es wäre unter diesen Umständen lukrativ die kompletten Abschnitte zu hacken, wenn die Kosten für das Hacken geringer als 12,25 Euro/ Srm sind.

Nicht mit ins Kalkül einbezogen wurden die Kosten für den Transport der Hackschnitzel vom Sägewerk zum Werk des Substratherstellers. Auch eine monetäre Bewertung der mit diesem zusätzlichen Prozessschritt (Separieren des noch beil- und nagelfesten Holzes vom rotfaulen Kern) verbundenen Risiken (z. B. Komplikationen beim Auftrennen der Stammabschnitte im Sägewerk und damit verbundene Zeitverluste) konnte auf Basis der zur Verfügung stehenden Daten nicht durchgeführt werden. Unter Einbeziehung dieser Risikokosten wären die Kosten für den Einschnitt höher. Bei der alternativen Lösung (Rundholz wird komplett gehackt) wurden die Kosten für den Transport des Rundholzes zum Substratwerk bzw. die Kosten für den Transport der Hackschnitzel zum Substratwerk nicht berücksichtigt. Ferner wurde bei der Rechnung vereinfachend angenommen, dass der Verlauf der variablen Kosten linear ist, was in der Realität nicht der Fall sein wird.

Bei dem beschriebenen Industrieversuch wurde der normale Prozessablauf im Prinzip gänzlich umgekehrt. Im normalen Ablauf stellt die Schnittware aus dem Kernbereich der Stammstücke das Hauptprodukt des Sägevorgangs dar. Aus der Seitenware werden Latten geschnitten oder das Holz wird gehackt. In diesem Falle war es andersherum. Das Kernholz wurde gehackt und die Seitenware wurde zu Latten und Brettern geschnitten. Das Hauptprodukt waren bei diesem Industrieversuch die Hackschnitzel und nicht die Brettware.

Manche Rohholzabschnitte, insbesondere bei stark vorgeschrittenem Befallsgrad, zerfielen beim Eintritt in die Säge bzw. wurden von den Greifarmen zerdrückt. Aufgrund dieser Erfahrungen und den zuvor genannten Aspekten kann jedoch abschließend festgehalten werden, dass es in der Praxis nicht empfehlenswert ist das noch beil- und nagelfeste Holz von dem Kern zu trennen. Der Vorgang des Separierens ist aufgrund der Inhomogenität des Fäuleverlaufs zu kompliziert, so dass es sinnvoller ist die kompletten Abschnitte zu hacken.

Aus wirtschaftlichen Gesichtspunkten kommt es beim Hacken darauf an, dass dieser Prozessschritt im Substratwerk und nicht mit einem mobilen Hacker im Wald passiert. Zum einen ist die Leistung eines stationären Hackers höher als die eines Mobilens und zum anderen können mit einem stationären Hacker größere Stammdimensionen gehackt werden. Demzufolge sollte im Idealfall der Produktionslinie zur Substratherstellung ein stationärer, leistungsstarker Hacker vorgeschaltet sein.

## 5. Zusammenfassung

In Deutschland werden pro Jahr ungefähr 10 Mio. m<sup>3</sup> Torf verwendet (VOGTMANN, 2005), wovon laut STEFFENS (2005) 80 % für gartenbauliche Zwecke gebraucht werden. Das natürliche Regenerationsvermögen der Moore ist sehr gering, weshalb auch hierzulande davon ausgegangen wird, dass unter der Voraussetzung konstanter Abbaumengen die Ressourcen an Weißtorf nur weitere 25 Jahre reichen und die Vorkommen an Schwarztorf in rund 40 Jahren erschöpft sind (GÜNTHER, 1996). Hierbei handelt es sich somit nicht um eine nachhaltige Nutzung. Aufgrund dieser Tatsache wird bereits seit einigen Jahren nach geeigneten Substituten für Torf gesucht. Eine mögliche Alternative hierbei ist Holz.

Im Rahmen dieser Arbeit wurde vom Weißfäulepilz *Heterobasidion annosum* befallenes Fichtenholz als Torfersatz untersucht. Etwa 20 % des geernteten Fichtenstammholzes in Deutschland sind mit *Heterobasidion annosum* befallen (KATÓ, 1967), was einem monetären Schaden von ungefähr 80 bis 100 Mio. Euro jährlich entspricht (WOODWARD et al., 1998). Der Pilz gehört zu den Basidiomyceten und kann bei der Fichte (*Picea abies* L. Karst.) zum einen Kernfäule und zum anderen Wundfäule verursachen und ist laut SCHMIDT-VOGT (1989) der bedeutendste parasitäre Schaderreger der Fichte. Ideale Befallsmöglichkeiten haben die Pilzsporen auf den Schnittflächen der Baumstubben in frisch gefällten Beständen. Das Mycel des Pilzes kann nach dem Befall der Stubben bis zu den schwächsten Stockwurzeln vorstoßen und durch Wurzelkontakt gesunde Bäume infizieren. Neben der Kernfäule tritt auch eine durch den Pilz *Heterobasidion annosum* verursachte Wundfäule auf. Hierbei gelangt der Pilz über Beschädigungen der Rinde in den Baum. Diese Rindenverletzungen können einerseits durch Unachtsamkeiten bei der Holzernte (z. B. Rückeschäden oder Fällschäden) oder andererseits durch Schältschaden von Schalenwild entstehen.

Das rotfaule Fichtenholz, kurz Rotholz tituiert, wies bedingt durch den pilzlichen Abbau der Zellstruktur gegenüber gesundem Fichtenholz veränderte Eigenschaften auf. Bei den analytischen Untersuchungen wurde folgendes festgestellt:

- Der Aschegehalt und Extraktstoffgehalt von rotfaulem Fichtenholz waren im Vergleich zu gesundem Fichtenholz höher.
- Die Untersuchungen mit dem Labor-Dichteprofilmessgerät (DA-X) zeigten sowohl im gesunden Fichtenholz, als auch im Rotholz einen Darrdichtegradienten vom Splint in Richtung Kern. Die Darrdichten im gesunden Fichtenholz waren höher als

jene im Rotholz. Das Kernholz der gesunden Fichten hat im Mittel eine Dichte von 358,3 kg/ m<sup>3</sup>, wohingegen in demselben Bereich des befallenen Fichtenholzes (Rotholz) die Darrdichte 264,9 kg/ m<sup>3</sup> betrug.

- Die absoluten Mengen der Hauptkomponenten des Holzes (Lignin, Hemicellulosen, Cellulose) in dem befallenen und nicht befallenen Fichtenholz unterscheiden sich bedingt durch den pilzlichen Abbau sehr (vgl. Tabelle 4.2).
- Die Untersuchung des Wasserrückhaltevermögens (WRV-Wert) von gesundem Fichtenholz und Rotholz hat ergeben, dass das von *Heterobasidion annosum* befallene Holz tendenziell höhere WRV-Werte aufweist. Durch den pilzlichen Holzabbau werden demnach weitere Hydroxylgruppen zur Bindung der Wassermoleküle freigelegt.
- Das gesunde Fichtenholz hat im Mittel einen Stickstoffgehalt von 0,5 %, wohingegen der Gehalt an Stickstoff im befallenen Fichtenholz 0,4 % betrug. In beiden Fällen nahm der Stickstoffgehalt vom Splint- zum Kernbereich ab. Aufgrund dieser Ergebnisse kann vermutet werden, dass der Rotfäulepilz den Stickstoff als Nahrungsquelle im Holz genutzt hat und daher der Gehalt im befallenen Fichtenholz geringer war als im gesunden.

Neben den analytischen Untersuchungen wurde das rotfaule Fichtenholz auch als Torfersatz in Pflanzversuchen getestet. Hierfür wurde zunächst das von *Heterobasidion annosum* befallene Fichtenholz im Extruderverfahren bei der Firma Toresa<sup>®</sup> Deutschland GmbH aufgeschlossen. Im ersten Prozessschritt wurde das Holz gehackt, wobei im Durchschnitt bei rotfaulem Fichtenholz das Verhältnis an rotfaulem Rundholz zu rotfaulen Hackschnitzeln 1 : 2,8 betrug. Die BAYERISCHE LANDESANSTALT FÜR WALD UND FORSTWIRTSCHAFT (2006) gibt ein Verhältnis von einem Kubikmeter gesundem Fichtenholz zu 2,2 Srm Hackschnitzel an. Ein Grund, warum aus rotfaulem Fichtenholz ein größeres Volumen an Hackschnitzeln im Vergleich zu gesundem Holz erzeugt wurde, ist die lockerere Struktur des rotfaulen Fichtenholzes durch den pilzlichen Abbau. Laut BAYERISCHER LANDESANSTALT FÜR WALD UND FORSTWIRTSCHAFT (2006) lagert sich Holz beim Schütten umso dichter, je schwerer und glatter es ist.

Das bei maximal 100 °C extrudierte rotfaule Fichtenholz, kurz Toresa<sup>®</sup> R genannt, hatte eine Rohdichte im absolut trockenen Zustand von 90,0 g/ l (Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22). Das während des Aufschlusses gedüngte Holzfasersubstrat (Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) hatte mit 93,0 g/ l annähernd die gleiche Rohdichte.

Durch die Siebung des Torfersatzes aus rotfaulem Fichtenholz wurde festgestellt, dass 28,3 % des Materials eine Größe von über 4 mm aufwies. Der größte Anteil des Torfersatzstoffes hatte eine Dimension von 2 mm bis 4 mm (32,8 %). Die Siebanalyse hat gezeigt, dass die Holzfasern, die im Extruderverfahren hergestellt wurden, teilweise sehr grob waren. Im Extremfall waren komplette Holzstückchen im Substrat zu finden. Diese Partikel stellen nicht nur ein optisches Problem für die potentiellen Konsumenten dar, sondern sind auch bei der Weiterverarbeitung hinderlich.

In mehreren Pflanzversuchen wurde der Torfersatz aus rotfaulem Fichtenholz getestet. Angezogen und kultiviert wurde beispielsweise:

- Trieb-Kopfsalat (*Lactuca sativa* L. var. *capitata* L. 'Fenston'),
- Radieschen (*Raphanus sativus* L. var. *sativus* 'Radies Tarzan F1'),
- Buschbasilikum (*Ocimum basilicum* L.),
- Cocktailtomaten (*Lycopersicon esculentum* Mill. var. *cerasiforme* Dunal 'Favorita F1') und
- Lawsons Scheinzypressen (*Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murray) Parl. 'Van Pelt's Blue').

In den Versuchen wurde u. a. Kartoffelfruchtwasser (kurz PPL für Potato Pulp Liquor) als Nährstoffquelle untersucht. Dieses Nebenprodukt der Stärkeherstellung kann in der Konzentration von 2 Gew. %, bezogen auf das absolut trockene Holzfasersubstrat, nicht als Düngemittlersatz dienen. Das PPL kann aber in höheren Konzentrationen als Additiv einen positiven Einfluss auf das Pflanzenwachstum haben (vgl. Kapitel 4.3.3).

Generell als gut geeignet für die Anzucht und Kultivation hat sich die Kombination von ungedüngtem, rotfaulem Holzfasersubstrat (Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22) mit Kompost erwiesen. In einem Substrat bestehend aus 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22; 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne wurde in einem Versuch mit Cocktailtomaten eine Gesamternte von 5.228,4 g erzielt. Das nächst beste Ergebnis wurde in dem Referenzsubstrat (Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) mit einer Gesamternte von 4.562,2 g erreicht.

Ferner fiel bei allen Pflanzversuchen auf, dass durch die Implementierung der Holzfaser das Wurzelwachstum verbessert wurde. Besonders ausgiebig konnte dies bei Lawsons Scheinzypressen (*Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murray) Parl. 'Van Pelt's Blue') in einem Substrat aus 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup> beobachtet werden. Dank des besseren

Wurzelwachstums wiesen die Pflanzen in diesem Substrat im Vergleich zu allen anderen Substratvarianten eine stärkere Oberirdische Pflanzenmasse sowie einen größeren Wurzelhalsdurchmesser auf.

Probleme mit dem Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz traten lediglich bei der Lagerung auf. Die Lagerung des Torfersatzes aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R) ohne ITAG Mix 2.22 war in allen Lagerversuchen unproblematisch. Im Gegensatz dazu war wenige Tage nach der Abfüllung des gedüngten Holzfasersubstrates (Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) hohe mikrobielle Aktivität zu verzeichnen. Die Temperatur betrug teilweise über 50 °C, wodurch Kondenswasser entstand. Das Kondenswasser sammelte sich am Rand der Big-Bags und begünstigte eine starke Schimmelpilz-Myzelbildung. Weitere Lagerversuche zeigten, dass bei Substratfeuchten von unter 25 % nicht mit einer Schimmelpilzbildung zu rechnen ist.

Neben der reinen Verwendung der Holzfasern als Kultursubstrat wurde durch die Herstellung von Pflanztöpfen und Pflanzcontainern ein weiterer Mehrwert erzeugt. Die Pflanztöpfe wurden mit verschiedenen Bindemitteln hergestellt. Am geeignetsten war das Bindemittel Weizenprotein, da die Pflanztöpfe hiermit am stabilsten waren. Es war aber notwendig das technische Konservierungsmittel Mergal<sup>®</sup> S 88 Paste, das ein breites, ausgeglichenes Wirkungsspektrum gegen Bakterien, Hefen und Pilze sowie Algen aufweist, zu der Leimflotte hinzuzugeben. Pflanzen, die in den Weizenprotein gebundenen Töpfen ohne Mergal<sup>®</sup> S 88 Paste gewachsenen waren, wiesen Wuchsmängel auf, da die Töpfe von einem Pilz befallen waren. Durch die Zugabe des technischen Konservierungsmittels traten keine Mangelercheinungen mehr auf.

Aufgrund der Untersuchungen hat sich bei den Töpfen aus extrudiertem, rotfaulen Holzfasersubstrat eine Rohdichte von 400 kg/ m<sup>3</sup> und eine Wanddicke von 4 mm als geeignet erwiesen. Pflanztöpfe mit dieser Rohdichte und Dicke sind ausreichend stabil und können gleichzeitig gut von den Pflanzen durchwurzelt werden. Ferner verrotten die Töpfe mit diesen Eigenschaften gut, so dass die Pflanzen samt der Pflanztöpfe umgetopft werden könnten und ein Austopfen nicht zwingend notwendig wäre.

Außer den Pflanztöpfen wurden auch Pflanzcontainer aus rotfaulem Holzfasersubstrat hergestellt. KHARAZIPOUR & LUDWIG (2006) stellten Pflanzcontainer aus organischem Fasermaterial mit technischem Lignin im Nass- und Trockenverfahren her. Die im Nassverfahren erzeugten Pflanzcontainer nahmen durch die Zugabe von technischem Lignin innerhalb von 180 Sekunden bis zu 241,0 %, bezogen auf das Trockengewicht der

Pflanzcontainer, an Wasser auf. Im Vergleich dazu betrug die Wasseraufnahme der Pflanzcontainer aus 100 % Holzfasersubstrat ohne Bindemittel in der gleichen Zeit 76,3 %. Die Pflanzcontainer wiesen neben der schnellen Wasseraufnahme auch den Vorteil auf, dass ohne eine Bewässerung, aufgrund der geringen Endfeuchte in den Pflanzcontainern, Samen nicht keimen können. Dies bedeutet, dass komplett für die Kultivation vorbereitete Pflanzcontainer an die jeweiligen Betriebe ausgeliefert werden könnten, so dass die Container lediglich gegossen werden müssten, um die darin befindlichen Samen zum Keimen zu bringen.

Am Ende dieses Forschungsprojektes wurde versucht die Wertschöpfung aus dem rotfaulen Fichtenrundholz weiter zu erhöhen, indem die noch beil- und nagelfesten Holzbereiche vor dem Hacken von dem rotfaulen Kern getrennt wurden. Dieser Industrierversuch fand im Säge- und Hobelwerk Oberweser statt. Unter den gegebenen Rahmenbedingungen hat dieser Industrierversuch gezeigt, dass es sich lohnt den rotfaulen Kern von dem noch beil- und nagelfesten Holz zu separieren, wenn die Kosten pro Schüttraummeter (Srm) 16,01 Euro übersteigen. Aufgrund der in dem Industrierversuch gesammelten Erfahrungen kann jedoch festgehalten werden, dass es in der Praxis nicht empfehlenswert ist das noch beil- und nagelfeste Holz von dem Kern zu trennen. Der Vorgang des Separierens ist aufgrund der Inhomogenität des Fäuleverlaufs zu kompliziert, so dass es sinnvoller ist die kompletten Abschnitte zu hacken. Aus wirtschaftlichen Gesichtspunkten kommt es beim Hacken darauf an, dass dieser Prozessschritt im Substratwerk und nicht mit einem mobilen Hacker im Wald passiert, da der stationäre Hacker eine höhere Leistung und einen größeren Durchlass hat.

## 6. Ausblick

Insgesamt kann auf Basis der Untersuchungen in diesem Projekt der Schluss gezogen werden, dass die Verwendung von *Heterobasidion annosum in vivo* degradiertem Fichtenholz als Pflanzensubstrat und Torfersatz nicht nur möglich, sondern aus unterschiedlichen Aspekten auch aus Sicht des Anwenders von Vorteil ist. Hier wären zusammenfassend einige Aspekte zu nennen:

- Der Energiebedarf ist bei dem Aufschluss des Holzes aufgrund der durch den Pilz degradierten Holzstruktur geringer.
- Die Implementierung der Holzfasern in das Pflanzensubstrat erhöht die Porosität und die Stabilität.
- Die erhöhte Porosität und Stabilität verbessert das Wurzelwachstum und somit letztendlich auch das Pflanzenwachstum.
- Das Substrat weist ein reduziertes spezifisches Gewicht auf, da die aufgeschlossenen Holzfasern ein geringes Schüttgewicht haben.
- Insbesondere durch die Verwendung von rotfaulem Fichtenholz als Torfersatz kann aufgrund der erhöhten Wasserrückhaltekapazität der Wasserhaushalt im Pflanzensubstrat verbessert werden.

Zur weiteren Optimierung des Holzfasersubstrates wäre es ratsam den Aufschluss bei höheren Temperaturen durchzuführen. Neben der Erhöhung der Aufschlusstemperatur ist es ebenfalls empfehlenswert die Hygiene während der Produktion zu verbessern, um das Problem der Schimmelpilzbildung zu lindern. Ein feinerer Aufschluss bei höheren Temperaturen wäre auch hinsichtlich der weiteren Verbesserung des Wasserhaushaltes der Holzfasersubstrate von Vorteil.

Basierend auf diesen Aspekten und auch vor dem Hintergrund der knapper werdenden, nicht nachhaltig bewirtschafteten Ressource Torf können dem Torfersatz aus rotfaulem Fichtenholz sehr gute Marktchancen eingeräumt werden. Im Vergleich zu alternativen Ersatzstoffen für die Gartenbaubranche weist speziell das rotfaule Fichtenholz den Vorteil auf, dass es in großen Mengen in Deutschland verfügbar ist und nicht erst importiert werden muss. Ferner handelt es sich bei diesem Holz um einen Rohstoff der aus nachhaltiger Forstwirtschaft gewonnen werden kann. Dieser Rohstoff wird sicherlich bereits in naher Zukunft auch in dem Bereich der Substratindustrie verstärkt an Bedeutung gewinnen.

## 7. Literatur

- ABAD, M.; NOGUERA, P.; PUCHADES, R.; MAQUIEIRA, A. & NOGUERA, V. (2002): Physico-chemical and chemical properties of some coconut coir dusts for use as a peat substitute for containerised ornamental plants. *Bioresource Technology*, 82: 241 – 245.
- ABAD, M.; FORNES, F.; CARRION, C.; NOGUERA, V.; NOGUERA, P.; MAQUIEIRA, A. & PUCHADES, R. (2005): Physical properties of various coconut coir dusts compared to peat. *Hortscience*, 40: 2138 – 2144.
- AGNER, H. & SCHENK, M. K. (2005): Peat properties and denitrification in cultures of potted ornamental plants. *European Journal of Horticultural Science*, 70: 109 – 115.
- ANNESI, T.; CURCIO, G.; D'AMICO, L. & MOTTA, E. (2005): Biological control of *Heterobasidion annosum* on *Pinus pinea* by *Phlebiopsis gigantea*. *Forest Pathology*, 35: 127 – 134.
- ARENAS, M.; VAVRINA, C. S.; CORNELL, J. A.; HANLON, E. A. & HOCHMUTH, G. J. (2002): Coir as an alternative to peat in media for tomato transplant production. *Hortscience*, 37: 309 – 312.
- ASIEGBU, F. O.; ADOMAS, A. & STENLID, J. (2005): Conifer root and butt rot caused by *Heterobasidion annosum* (Fr.) Bref. *s.l.*. *Molecular Plant Pathology*, 6: 395 – 409.
- BAUMANN, G. & PENNINGSFELD, F. (1993): Verfahren zur Herstellung von Torfersatz, Anlage zur Durchführung dieses Verfahrens, Anwendung des Verfahrens und nach diesem Verfahren hergestellter Torfersatz. Europäische Patentschrift. EP: 0 472 684 B1.
- BAYERISCHE LANDESANSTALT FÜR WALD UND FORSTWIRTSCHAFT (2003): Der Energieinhalt von Holz und seine Bewertung. Merkblatt 12. Freising.
- BAYERISCHE LANDESANSTALT FÜR WALD UND FORSTWIRTSCHAFT (2006): Scheitholz – Produktion, Lagerung, Kennzahlen. Merkblatt 20. Freising.
- BERRY, F. H. & BRETZ, T. W. (1964): Urea and other chemicals effective against colonisation of shortleaf pine stumps *Fomes annosus* in Missouri. *Plant Disease*, 48: 886 – 887.
- BIDLINGMAIER, W. (2000): Biologische Abfallverwertung. Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co., Stuttgart.
- BLACK, E. L.; JOHANSSON, I.; NUSSBAUM, R. & ÖSTMAN, B. (2000): Mold and fungal resistance. In: BLACK, E. L. & ALLEN L. H. (2000): Pitch Control, Wood Resins and Deresination. Tappi – Press, Atlanta: 368 – 371.
- BLAZEJ, A.; SUTY, L. & KRKOSKA, P. (1979): Chemie des Holzes. VEB Fachbuchverlag Leipzig: 40.

- BOHN, C. (2007): Die Verwendung von *Heterobasidion annosum in vivo* degradiertem Fichtenholz als Rohstoff für die Herstellung von Holzwerkstoffen. Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades der Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie der Georg-August-Universität Göttingen. Projekt noch nicht abgeschlossen.
- BÜCHNER, A. (2004): Die Nutzung von rotfaulem Fichtenholz als Ausgangsmaterial zur Herstellung von hochwertigem Pflanzensubstrat und Torfersatz. Masterarbeit an der Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie an der Universität Göttingen.
- BUNDESAMT FÜR ERNÄHRUNG UND FORSTWIRTSCHAFT (1982): Zur Situation des Rohstoffes Torf und möglicher Substitute in der Bundesrepublik Deutschland. Frankfurt am Main: 1.
- BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND VERBRAUCHERSCHUTZ (2007): Bundeswaldinventur<sup>2</sup>. Holzartengruppe Fichte – vielfältig verwendbar. <http://www.bundeswaldinventur.de/enid/37b48b135b8b548f38a67449fa69613a,56d0ab305f7472636964092d09343938/7v.html> Datum: 22.02.2007.
- BRAGG, O.; LINDSAY, R.; RISAGER, M.; SILVIUS, M. & ZINGSTRA, H. (2003): Strategy and action plan for mire and peatland conservation in Europe. Central European peatland project (CEPP). Wetlands International, Wageningen. Netherlands.
- CAPRETTI, P.; KORHONEN, K.; MUGNAI, L. & ROMAGNOLI, G. (1990): An intersterility group of *Heterobasidion annosum* specialized to *Abies alba*. European Journal of Forest Pathology, 20: 231 – 240.
- CHAPMAN, S.; BUTTLER, A.; FRANCEZ, A.; LAGGOUN-DEFARGE, F.; VASANDER, H.; SCHLOTTER, M.; COMBE, J.; GROSVERNIER, P.; HARMS, H.; EPRON, D.; GILBERT, D. & MITCHELL, E. (2003): Exploitation of northern peatlands and biodiversity maintenance: a conflict between economy and ecology. Frontiers in Ecology and the Environment, 1: 525 – 532.
- CLEMMENSEN, A. W. (2004): Physical characteristics of Miscanthus composts compared to peat and wood fibre growth substrates. Compost Science & Utilization, 12: 219 – 224.
- CWIELONG, P. P. (1986): Mechanismen der Resistenz und der Pathogenität von fungizid wirksamen Naturstoffen gegenüber dem Erreger der Rotfäule *Heterobasidion annosum* (Fr.) Bref.. Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades des Forstwissenschaften Fachbereiches der Georg-August-Universität Göttingen.
- DEUTSCHES INSTITUT FÜR NORMUNG E. V. (1976): Bestimmung des Pentosangehaltes: Furfurol-Verfahren. DIN 54 361. Fachnormenausschuß Materialprüfung und Fachnormenausschuß Papier und Pappe im DIN.
- DEUTSCHES INSTITUT FÜR NORMUNG E. V. (1987a): Partikelgrößenanalyse. Siebanalyse. Grundlagen. DIN 66 165 Teil 1. Normenausschuß Siebböden und Kornmessung und Normenausschuß Materialprüfung.
- DEUTSCHES INSTITUT FÜR NORMUNG E. V. (1987b): Partikelgrößenanalyse. Siebanalyse. Durchführung. DIN 66 165 Teil 2. Normenausschuß Siebböden und Kornmessung und Normenausschuß Materialprüfung.

- DEUTSCHES INSTITUT FÜR NORMUNG E. V. (1993): Wasserbeschaffenheit. Bestimmung des Kjeldahl-Stickstoffs. Verfahren nach Aufschluß mit Selen (ISO 5663:1984). Deutsche Fassung EN 25 663:1993.
- DEUTSCHES INSTITUT FÜR NORMUNG E. V. (2000): Bestimmung der Menge. Bodenverbesserungsmittel und Kultursubstrate. Deutsche Fassung EN 12 580: 1999. Normenausschuß Lebensmittel und landwirtschaftliche Produkte (NAL).
- DIERSSEN, K. & DIERSSEN, B. (2001): Moore. Ökosysteme Mitteleuropas aus geobotanischer Sicht. Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co., Stuttgart: 54.
- DIMITRI, L. (1980): Untersuchungen über die Widerstandsfähigkeit der Fichte (*Picea abies* Karst.) gegenüber dem Wurzelschwamm *Fomes annosus* (Fr.) Cooke. Schriften aus der Forstlichen Fakultät der Universität Göttingen und Niedersächsischen Forstlichen Versuchsanstalt. Band 66. J. D. Sauerländer's Verlag Frankfurt am Main.
- DIX, B. & ROFFAEL, E. (1994): pH-Wert, Pufferkapazität und Gehalt an flüchtigen Säuren der Extrakte des Kern- und Splintholzes der Lärche. Holz als Roh- und Werkstoff, 52: 324.
- DIX, B.; LOTH, F. & ROFFAEL, E. (1998): Stärke – Tannin – Bindemittelsysteme für Span- und mitteldichte Faserplatten. In: KHARAZIPOUR, A. & POLLE, A. (1998): Ansätze in der Biotechnologie. Schriften aus der Forstlichen Fakultät der Universität Göttingen und Niedersächsischen Forstlichen Versuchsanstalt. Band 124. J. D. Sauerländer's Verlag Frankfurt am Main: 135 – 156.
- DRIVER, C. H. (1963): Effect of certain chemical treatments on colonisation of slash pine stumps by *Fomes annosus*. Plant Disease, 47: 569 – 571.
- DUKARSKA, D. & LEĆKA, J. (2006): Optimization of the process of pressing particleboards by means of modifying phenol-formaldehyde resin with amide polymers. Holz als Roh- und Werkstoff, 64: 403 – 409.
- EICHRODT, R. (1969): Über die Bedeutung von Moderholz für die natürliche Verjüngung im subalpinen Fichtenwald. Zürich. Doktorarbeit an der ETH Zürich, Schweiz.
- EPSTEIN, E.; WILLSON, G. B. & PARR, J. F. (1977): The Beltsville aerated pile methode for composting sewage sludge. In: New Processes of Waste Water Treatment and Recovery. Soc. of Chem. Ind. London: 201 – 213.
- EPSTEIN, E. (1997): The science of composting. Technomic Publishing Company, Inc. Lancaster, Basel: 21.
- FEDOROV, N. I. & STAICHENKO, N. I. (1968): The requirements of *Fomes annosus* as regards sources of C and N nutrition. Biologicheskije Nauki, 11: 87 – 91.
- FENGEL, D. (1970): Ultrastructural changes during aging of wood cells. Wood Science and Technology, 4: 176 – 188.
- FENGEL, D. & WEGENER, G. (1989): Wood: Chemistry, Ultrastructure, Reactions. De Gruyter Verlag. Berlin. New York: 7, 56, 73, 110.

- FINCK, A. (1982): Pflanzenernährung in Stichworten. 4. Auflage. Verlag Ferdinand Hirt: 88.
- FREUDENBERG, K. & NEISH, A. C. (1968): Constitution and biosynthesis of lignin. Springer Verlag. Berlin: 103.
- FRONIUS, K. (1986): Einschnittverfahren in Gegenwart und Zukunft. Holz – Zentralblatt, 67: 974 – 975.
- FRONIUS, K. (1988): Der Einfluß der Sägeschnittfuge auf die Ausbeute und Wirtschaftlichkeit. Holz – Zentralblatt, 108: 1533 – 1535.
- GARIGLIO, N. F.; BUYATTI, M. A.; BOUZO, C. A.; WEBER, M. E. & PILATTI, R. A. (2004): Use of willow (*Salix* sp.) sawdust as a potting medium for calendula (*Calendula officinalis*) and marigold (*Tagetes erecta*) plant production. New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science, 32: 147 – 151.
- GERBER, T.; STEINBACHER, F. & HAUSER, B. (1999): Wood fibre substrate for cultivating *Pelargonium hortorum* – Biophysical examinations and plant growth. Journal of Applied Botany – Angewandte Botanik, 73: 217 – 221.
- GIRARD, M.; LAVOIE, C. & THERIAULT, M. (2002): The regeneration of highly disturbed ecosystems: A mined peatland in southern Quebec. Ecosystems, 5: 274 – 288.
- GOLDSTEIN, I. S. (1991): Overview of the chemical composition of wood. In: LEWIN, M. & GOLDSTEIN, I. S. (1991): Wood structure and composition. International Fiber Science and Technology. Marcel Dekker, Inc. New York: 1 – 5.
- GRAMMEL, R. (1989): Forstbenutzung. Pareys Studentexte 67. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin: 17 – 19.
- GRANTZAU, E. (1991): Noch Vorsicht mit Holzfasersubstraten. Deutscher Gartenbau, 28: 1726 – 1729.
- GRUDA, N. (1999): Einfluss der Eigenschaften von Holzfasersubstrat auf das Wachstum und physiologische Parameter von Gemüsepflanzen am Beispiel der Tomate (*Lycopersicon lycopersicum* (L.) Karst. Ex. Farw.) und Kopfsalat (*Lactuca sativa* L. var. *capitata*). Dissertation. Technische Universität München.
- GRUDA, N. & SCHNITZLER, W. H. (2000): Einfluss der Wasserversorgung von Jungpflanzen angezogen in verschiedenen Substraten und Anzuchtssystemen auf biomorphologische und pflanzenphysiologische Merkmale bei Kopfsalat. Journal of Applied Botany – Angewandte Botanik, 74: 240 – 247.
- GRUDA, N.; TUCHER, S. V. & SCHNITZLER, W. H. (2000): N-Immobilisierung in Holzfasersubstraten bei der Anzucht von Tomatenjungpflanzen (*Lycopersicon lycopersicum* (L.) Karst. ex Farw.). Journal of Applied Botany – Angewandte Botanik, 74: 32 – 37.
- GRUDA, N. & SCHNITZLER, W. H. (2004a): Suitability of wood fiber substrate for production of vegetable transplants – I. Physical properties of wood fiber substrates. Scientia Horticulturae, 100: 309 – 322.

- GRUDA, N. & SCHNITZLER, W. H. (2004b): Suitability of wood fiber substrate for production of vegetable transplants – II. The effect of wood fiber substrates and their volume weights on the growth of tomato transplants. *Scientia Horticulturae*, 100: 333 – 340.
- GRUDA, N. & SCHNITZLER, W. H. (2006a): Alternative Anzuchtssysteme bei Kopfsalat. *Berichte über Landwirtschaft. Zeitschrift für Agrarpolitik und Landwirtschaft. Sonderdruck aus Band 84*: 469 – 484.
- GRUDA, N. & SCHNITZLER, W. H. (2006b): Holzfasersubstrate als eine Torfalternative für die Gemüseproduktion. *Holz als Roh- und Werkstoff*, 64: 347 – 350.
- GÜNTHER, J. (1982): Torf Wissenswertes zu einem aktuellen Thema. *Torfforschung GmbH. Bad Zwischenahn*: 6 – 7.
- GÜNTHER, J. (1996): Torf und Humuswirtschaft hat hier den Schwerpunkt. *Taspo – Gartenmagazin*, 10: 50.
- GÜTEGEMEINSCHAFT SUBSTRATE FÜR PFLANZENBAU E.V. (1999): Güte- und Prüfbestimmungen Substratausgangsstoffe. RAL-Prüfbestimmungen für Substratausgangsstoffe.
- GÜTEGEMEINSCHAFT SUBSTRAT FÜR PFLANZENBAU E.V. (2004): Hochmoortorf – Grundstoff zur Herstellung Ihrer Substrate. [http://www.substrate-ev.org/deutsch/html/guetesicherungen/substratausg/info\\_torf/guetesicherungen\\_substratausg\\_info\\_torf.html](http://www.substrate-ev.org/deutsch/html/guetesicherungen/substratausg/info_torf/guetesicherungen_substratausg_info_torf.html) Datum: 05.10.2004.
- GÜTEGEMEINSCHAFT SUBSTRATE FÜR PFLANZENBAU E.V. (2007): Gütekriterien Holzfasern als Substratausgangsstoff. RAL-Gütezeichen. [http://www.substrate-ev.org/deutsch/html/guetesicherungen/substratausg/guetekrit\\_holzfasern/guetesicherungen\\_substratausg\\_guetekrit\\_holzfasern.html](http://www.substrate-ev.org/deutsch/html/guetesicherungen/substratausg/guetekrit_holzfasern/guetesicherungen_substratausg_guetekrit_holzfasern.html) Datum: 02.04.2007.
- GUMY, N. (2005): mündliche Mitteilung.
- HÄGGLUND, E. (1928): *Holzchemie*. Akademische Verlagsgesellschaft mbH Leipzig: 162, 164.
- HALSE, O. M. (1926): Bestimmung von Zellstoff und Holzstoff im Papier. *Papier-Journalen* 14, Nr. 10: 121 – 123.
- HAMEED, M. & ROFFAEL, E. (1999a): Über die Benetzbarkeit von Splint- und Kernholz der Kiefer, Douglasie und Lärche. *Holz als Roh- und Werkstoff*, 57: 287 – 293.
- HAMEED, M. & ROFFAEL, E. (1999b): Veränderung des Gehaltes an Ethanol-Cyclohexan-Extrakten von Kiefersplint- und –kernholzspänen infolge thermisches Behandlung. *Holz als Roh- und Werkstoff*, 57: 294.
- HAMEED, M.; BEHN, C.; ROFFAEL, E. & DIX, B. (2005): Wasserrückhaltevermögen von Recyclingspänen und von direkt aus Holz gewonnenen Spänen. *Holz als Roh- und Werkstoff*, 63: 390 – 391.

- HARALDSTAD, A. R. (1962): Investigation on *Fomes annosus* in Hoylandskomplekset south – western Norway. *Nytt. Mag. Bot.*, 9: 175 – 198.
- HARTIG, R. (1877): Die Rotfäule der Fichte. *Monatschrift für das Forst- und Jagdwesen*. E. Schweizerbart'sche Verlagshandlung Stuttgart: 97 – 113.
- HARTIG, R. (1888): Über die Bedeutung der Reservestoffe für den Baum. *Botanische Zeitung*, 46: 837 – 842.
- HAYGREEN, J. G. & BOWYER, J. L. (1996): *Forest Products and Wood Science. An Introduction*. Third Edition. Iowa State University Press/ Ames: 201.
- HEIBNER, A. (2000): Ein Modell des Knollen- und Blattwachstums von Radies (*Raphanus sativus* L. var. *sativus*): Bestimmung der Modellparameter. *Gartenbauwissenschaft*, 65: 218 – 226.
- HERNANDEZ-APAOLAZA, L.; GASCO, A. M.; GASCO, J. M. & GUERRERO, F. (2005): Reuse of waste materials as growing media for ornamental plants. *Bioresource Technology*, 96: 125 – 131.
- HÖPNER, T.; JAYME, G. & ULRICH, S. C. (1955): Bestimmung des Wasserrückhaltevermögens (Quellwert) von Zellstoffen. *Das Papier*, 9: 476 – 482.
- HÜTTERMANN, A. & KHARAZIPOUR, A. (1993): Die pflanzliche Zellwand als Vorbild für Holzwerkstoffe. *Naturorientierte Herstellung von Span- und Faserplatten – Stand der Technik und Perspektiven*. Schriften aus der Forstlichen Fakultät der Universität Göttingen und Niedersächsischen Forstlichen Versuchsanstalt. Band 113. J. D. Sauerländer's Verlag Frankfurt am Main: 9.
- IAKOVLEV, A. & STENLID, J. (2000): Spatiotemporal patterns of laccase activity in interacting mycelia of wood-decaying basidiomycete fungi. *Mycological Ecology*, 39: 236 – 245.
- JENNISON, M. W.; NEWCOMB, M. D. & HENDERSON, R. (1955): Physiology of the wood-rotting basidiomycetes. I. Growth and nutrition in submerged culture in synthetic media. *Mycologia*, 47: 275 – 304.
- JENSEN, H. E. K.; LETH, M. & IVERSEN, J. J. L. (2001): Growth of *Hedera helix* L. container plants in compost substrates made with *Miscanthus ogiformis* Honda straw and various N-sources. *Compost Science & Utilization*, 9: 206 – 214.
- JOHANSSON, M.; DENEKAMP, M. & ASIEGBU F. O. (1999): Production and isozyme pattern of extracellular laccase in the S and P intersterility groups of the root pathogen *Heterobasidion annosum*. *Mycological research*, 103: 365 – 371.
- KATÓ, F. (1967): Beitrag zur Beurteilung einzelner schwerwiegender Probleme der Fichtenrotfäule. *Forstwissenschaftliches Centralblatt*, 86: 348 – 369.
- KEHRES, B. & GRANTZAU, E. (1997): *Kompost im Garten*. Auswertungs- und Informationsdienst für Landwirtschaft und Forsten (aid) e. V. Bonn. Heft 1104/ 1997.

- KERN, M. & RAUSSEN, T. (2005): Brennstoffe aus Grünabfallfraktionen. In: THOMÉ-KOZMIENSKY, K. J. & BECKMANN, M. (2005): Ersatzbrennstoffe 5. Herstellung und Verwertung. TK Verlag. Berlin: 567 – 582.
- KHARAZIPOUR, A.; KRUSENBAUM, J.; TROJANOWSKI, J. & HÜTTERMANN, A. (1992): Utilization of Potato-Starch Processing Wastes for the Production of Polyphenol Oxidase. In: HALL, D. O.; GRASSI, G. & SCHEER, H.: Biomass for Energy and Industry. 7<sup>th</sup> E.C. Conference. Ponte Press: 1177 – 1181.
- KHARAZIPOUR, A. (1996): Enzyme von Weißfäulepilzen als Grundlage für die Herstellung von Bindemitteln für Holzwerkstoffe. Schriften aus der Forstlichen Fakultät der Universität Göttingen und Niedersächsischen Forstlichen Versuchsanstalt. Band 121. J. D. Sauerländer's Verlag Frankfurt am Main.
- KHARAZIPOUR, A. & POLLE, A. (1998): Ansätze in der Biotechnologie. Schriften aus der Forstlichen Fakultät der Universität Göttingen und Niedersächsischen Forstlichen Versuchsanstalt. Band 124. J. D. Sauerländer's Verlag Frankfurt am Main.
- KHARAZIPOUR, A. (2004): Pflanzensubstrat, Verfahren zu seiner Herstellung und dessen Verwendung. Deutsche Patentschrift. DE: 10 2004 016 666.8
- KHARAZIPOUR, A. (2006a): Pflanzensubstrat, Verfahren zu seiner Herstellung und dessen Verwendung. Europäische Patentanmeldung. EP 1 654 924 A2
- KHARAZIPOUR, A. (2006b): Plant substrate, method of making same, and use thereof. Canadian Patent Application. CA 2 523 929
- KHARAZIPOUR, A. (2006c): Plant substrate, method of making same, and use thereof. United States Patent Application Publication. US 2006/0107590 A1
- KHARAZIPOUR, A. & LUDWIG, K. (2006): Herstellung von Pflanzcontainern aus organischem Fasermaterial mit technischem Lignin. Deutsche Patentschrift. DE: 10 2006 033 824.3
- KNIGGE, W. & SCHULZ, H. (1966): Grundriss der Forstbenutzung: Entstehung, Eigenschaften, Verwertung und Verwendung des Holzes und anderer Forstprodukte. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin: 61, 67 – 70.
- KÖNIG, B. & ROFFAEL, E. (2003): Zur Extraktion von Fichtenrinde mit Harnstoff und Harnstoff-Formaldehyd-Polymeren. Holz als Roh- und Werkstoff, 61: 206 – 212.
- KORHONEN, K. (1978): Intersterility groups of *Heterobasidion annosum*. Communicationes Instituti Forestalis Fenniae, 94: 25.
- KORHONEN, K. & STENLID, J. (1998): Biology of *Heterobasidion annosum*. In: WOODWARD, S.; STENLID, F.; KARJALAINEN, R. & HÜTTERMANN, A. (1998): *Heterobasidion annosum*: Biology, Ecology, Impact and Control. CAB International, Wallingford. UK: 43 – 70.
- KRAMER, H. (1985): Begriffe der Forsteinrichtung. Schriften aus der Forstlichen Fakultät der Universität Göttingen und Niedersächsischen Forstlichen Versuchsanstalt. Band 48. J.D. Sauerländer's Verlag, Frankfurt am Main.

- KRAMER, H. & AKÇA, A. (1995): Leitfaden zur Waldmeßlehre. J. D. Sauerländer's Verlag. Frankfurt am Main: 49 – 58.
- KRANERT, M. (2000): Grundlagen der Kompostierung. In: BIDLINGMAIER, W. (2000): Biologische Abfallverwertung. Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co., Stuttgart: 37 – 55.
- KRÖHNERT, B. (2005): mündliche Mitteilung.
- KRUSENBAUM, J. (1991): Versuche zur Optimierung eines Substrates auf der Basis von Kartoffelpülpe und Kartoffelfruchtwasser für die Anzucht von Pilzen. Diplomarbeit an Institut für Forstbotanik der Georg-August-Universität Göttingen.
- KULLMANN, F.; MAKAS, M.; HEUBERGER, H.; SCHNITZLER, W. H.; WINDEISEN, E. & WEGENER, G. (2003): Influence of wood fibre substrates from different wood species on plant growth and the root colonising capability of Arbuscular Mycorrhizal fungi. *Journal of Applied Botany – Angewandte Botanik*, 77: 90 – 94.
- LAMPERT, H. (1966): Faserplatten. Rohstoffe, Herstellungsverfahren, Eigenschaften. VEB Fachbuchverlag Leipzig: 249.
- LANGENDORF, G.; SCHUSTER, E. & WAGENFÜHR, R. (1990): Rohholz. Holztechnik. VEB Fachbuchverlag Leipzig: 69 – 70.
- LAPPALAINEN, E. (1996): Global peat resources. International Peat Society. Unesco: 53.
- LELIS, R. C. C. (1995): Zur Bedeutung der Kerninhaltsstoffe obligatorisch verkernter Nadelbaumarten bei der Herstellung von feuchtebeständigen und biologisch resistenten Holzspanplatten, am Beispiel der Douglasie [*Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco]. Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades der Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie der Georg-August-Universität Göttingen. Schmidt Buchbinderei & Druckerei, Braunschweig: 63 – 66.
- LIMBERS, H. & RUISINGER, A. (1994): Anzucht von Gemüsepflanzen in Europa. *Gemüse*, 30: 663 – 664, 697 – 698.
- LOHMANN, U. (1990): Holz Handbuch. 4. Auflage. DRW-Verlag: 17.
- MACZ, O.; PAPAROZZI, E. T.; STROUP, W. W.; LEONARD, R. & NELL, T. A. (2001): Effect of nitrogen and sulfur applications on pot chrysanthemum production and postharvest performance. II. Plant growth responses. *Journal of Plant Nutrition*, 24: 131 – 146.
- MAIJALA, P.; HARRINGTON, T. C. & RAUDASKOSKI, M. (2003): A peroxidase gene family and gene trees in *Heterobasidion* and related genera. *Mycologia*, 95: 209 – 221.
- MAIJALA, P.; RAUDASKOSKI, M. & VIKARI, L. (1995): Hemicellulolytic Enzymes in p-strains and s-strains of *Heterobasidion annosum*. *Micobiology-UK*, 141: 743 – 750.
- MAKAS, M.; WINDEISEN, E. & WEGENER, G. (2000): Replacement of peat with wood in plant substrates. *Holz als Roh- und Werkstoff*, 58: 125 – 126.

- MAKAS, M. (2001): Chemische – physikalische Untersuchungen an Pflanzensubstraten auf Holzbasis. Dissertation der Studienfakultät für Forstwissenschaften und Ressourcenmanagement der TU München, Lehrstuhl für Holzkunde und Holztechnik.
- MARSIC, N. K. & OSVALD, J. (2002): Effects of different nitrogen levels on lettuce growth and nitrate accumulation in iceberg lettuce (*Lactuca sativa* var. *capitata* L.) grown hydroponically under greenhouse conditions. Gartenbauwissenschaft, 67: 128 – 134.
- MARSIC, N. K. & OSVALD, J. (2005): The influence of nitrogen supply on the utilization of nitrogen reserves within lettuce (*Lactuca sativa* var. *capitata* L.), grown during summer and autumn greenhouse conditions. Agrochimica, 49: 42 – 50.
- MARUTZKY, R. & ROFFAEL, E. (1977): Über den Stickstoffgehalt in Holz, Rinden und Biomasse. Holz – Zentralblatt, 28: 424.
- MCBRIERTY, V. J.; WARDELL, G. E.; KEELY, C. M.; O'NEILL, E. P. & PRASAD, M. (1996): The characterization of water in peat. Soil Science Society of America Journal, 60: 991 – 1000.
- MEINKEN, E. & FISCHER, P. (1994): Ausgangsmaterial und Auffaserung bei Holzfasersubstraten keine Frage. Taspo – Gartenbaumagazin, 7: 16 – 19.
- METTE, H. J. (1984): Holzkundliche Grundlagen der Forstbenutzung. Deutscher Landwirtschaftsverlag Berlin: 38 – 39.
- METZLER, B. (2001): Perspektiven der Stockfäulebekämpfung bei Fichte. FVA-Einblick 2/ 2001.  
[http://www.waldwissen.net/themen/waldschutz/pilze\\_nematoden/fva\\_stockfaeulebekaempfung\\_DE](http://www.waldwissen.net/themen/waldschutz/pilze_nematoden/fva_stockfaeulebekaempfung_DE) Datum: 29.04.2005.
- METZLER, B.; THUMM, H. & SCHAM, J. (2005): Gegen die Rotfäule kann man etwas tun. Badische Bauernzeitung 1/2005. [http://www.waldwissen.net/themen/waldschutz/pilze\\_nematoden/fva\\_rotfaeule\\_DE](http://www.waldwissen.net/themen/waldschutz/pilze_nematoden/fva_rotfaeule_DE) Datum: 29.04.2005.
- MOMBÄCHER, R. (1988): Holz Lexikon. Band 1. 3.Auflage. DRW-Verlag: 43, 195, 496.
- MÜCKE, W. & LEMMEN, C. (1998): Schimmelpilze in der Umwelt – Vorkommen – Erkrankungen – Schutzmaßnahmen. Schriftreihe “Materialien” des Bayerischen Staatsministeriums für Landesentwicklung und Umweltfragen.
- MYLLYLÄ, I. (2005): The role and characteristics of peat in horticulture are unique. Peatlands International, 1: 11 – 14.
- NIEDERSÄCHSISCHES LANDESAMT FÜR BODENFORSCHUNG (2004): Verbreitung und Nutzung von Mooren und Torf in Niedersachsen. <http://www.nlfb.de/> Datum: 05.10.2004.
- NIEDERSÄCHSISCHES MINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN (1999): Die Rohholzsortierung in Niedersachsen. § 4 Messung und Mengenermittlung. Hannover.

- NIEMELÄ, T. & KORHONEN, K. (1998): Taxonomy of the genus *Heterobasidion*. In: WOODWARD, S.; STENLID, F.; KARJALAINEN, R. & HÜTTERMANN, A. (1998): *Heterobasidion annosum*: Biology, Ecology, Impact and Control. CAB International, Wallingford. UK: 27–33.
- NIEMZ, P. (1993): Physik des Holzes und der Holzwerkstoffe. Holz Anatomie-Chemie-Physik. DRW-Verlag: 72, 79.
- NOACK, D. (1963): Vergleichende Untersuchungen über einige physikalische und technologische Eigenschaften des Kern- und Splintholzes der mitteleuropäischen Eiche. Holz als Roh- und Werkstoff, 21: 108 – 121.
- OEI, P. (2003): Mushroom Cultivation. Appropriate technology for mushroom growers. 3rd Edition. Backhuys Publishers, Leiden: 20 – 21.
- PERSSON, A. (1957): Über den Stoffwechsel und eine antibiotisch wirksame Substanz von *Polyporus annosus* Fr. Phytopathologische Zeitschrift, 30: 45 – 86.
- POULIN, M.; ROCHEFORT, L.; QUINTY, F. & LAVOIE, C. (2005): Spontaneous revegetation of mined peatlands in eastern Canada. Canadian Journal of Botany, 83: 539 – 557.
- PRASETYA, B. (1989): Untersuchungen über die Acidität einiger Nadelbaumarten. Magisterarbeit für das Aufbaustudium der Forstwissenschaften in den Tropen und Subtropen an der forstlichen Fakultät der Georg-August-Universität Göttingen.
- PRASETYA, B.; BÖHNER, G. & ROFFAEL, E. (1992): Untersuchungen über die Veränderungen der Fichtenrinde durch thermische Behandlung. Holz als Roh- und Werkstoff, 50: 353 – 362.
- PRATT, J. E. (1998): Economic appraisal of the benefits of control treatments. In: WOODWARD, S.; STENLID, F.; KARJALAINEN, R. & HÜTTERMANN, A. (1998): *Heterobasidion annosum*: Biology, Ecology, Impact and Control. CAB International, Wallingford. UK: 315 – 331.
- PRATT, J. E.; JOHANSSON, M. & HÜTTERMANN, A. (1998): Chemical control of *Heterobasidion annosum*. In: WOODWARD, S.; STENLID, F.; KARJALAINEN, R. & HÜTTERMANN, A. (1998): *Heterobasidion annosum*: Biology, Ecology, Impact and Control. CAB International, Wallingford. UK: 259 – 282.
- RAVEN, P. H.; EVERT, R. F. & CURTIS, H. (2000): Biologie der Pflanzen. 3. Auflage. Walter De Gruyter. Berlin. New York: 39, 40, 791.
- RIEDEL-DE HAËN (2006): Technisches Datenblatt für Mergal<sup>®</sup> S 88 Paste/ Pulver.
- RISHBETH, J. (1950): Observation on the biology of *Fomes annosus* with particular reference to East Anglian pine plantations. I. The outbreaks of disease and ecological status of the fungus. Annals of Botany, 14: 365 – 383.
- RISHBETH, J. (1959): Stump protection against *Fomes annosus*. II. Treatment with substances other than creosote. Annals of Applied Biology, 47: 529 – 541.

- ROFFAEL, E. (1989a): Zur Bildung von flüchtigen organischen Säuren aus Holzspänen und Holzspanplatten. Holz – Zentralblatt, 115: 112, 114 – 115.
- ROFFAEL, E. (1989b): Abgabe von flüchtigen organischen Säuren aus Holzspänen und Holzspanplatten. Holz als Roh- und Werkstoff, 47: 447 – 452.
- ROFFAEL, E. & DIX, B. (1993): Tannine als Bindemittel für Holzwerkstoffe. In: HÜTTERMANN, A. & KHARAZIPOUR, A. (1993): Die pflanzliche Zellwand als Vorbild für Holzwerkstoffe. Naturorientierte Herstellung von Span- und Faserplatten – Stand der Technik und Perspektiven. Schriften aus der Forstlichen Fakultät der Universität Göttingen und Niedersächsischen Forstlichen Versuchsanstalt. Band 113. J. D. Sauerländer's Verlag Frankfurt am Main: 23 – 45.
- ROFFAEL, E. & SCHÄFER, M. (1998a): Die Bedeutung der Extraktstoffe des Holzes in biologischer, chemische und technologischer Hinsicht. Teil 1. Holz – Zentralblatt, 114: 1614, 1616.
- ROFFAEL, E. & SCHÄFER, M. (1998b): Die Bedeutung der Extraktstoffe des Holzes. Teil 2: Der Einfluß der Extraktstoffe auf die Verleimung. Holz – Zentralblatt, 115: 1640, 1642.
- ROFFAEL, E. & SCHÄFER, M. (1998c): Die Bedeutung der Extraktstoffe des Holzes. Teil 3: "Harz" und verschiedene technologische Auswirkungen. Holz – Zentralblatt, 124: 1813.
- ROFFAEL, E. & SCHÄFER, M. (1998d): Die Bedeutung der Extraktstoffe des Holzes. Teil 4: Extraktstoffe und ihre Anwendung. Holz – Zentralblatt, 148: 2250.
- ROFFAEL, E.; POBLETE, H. & TORRES, M. (2000): Über die Acidität von Kern- und Splintholz der Kastanie (*Castanea sativa*) aus Chile. Holz als Roh- und Werkstoff, 58: 120 – 122.
- ROHMEDER, E. (1937): Die Stammfäule (Wurzelfäule und Wundfäule) der Fichtenbestockung. Mitteilungen der Staatsforstverwaltung Bayerns, 23: 1 – 166.
- ROWELL, R. M.; PETERSEN, R.; HAN, J. S.; ROWELL, J. S. & TSHABALALA, M. A. (2005): Cell wall chemistry. In: ROWELL, R. M. (2005): Handbook of wood chemistry and wood composites. CRC Press, Florida: 37.
- SANDERMANN, W. & ROTHKAMM, M. (1959): Über die Bestimmung der pH-Werte von Handelshölzern und deren Bedeutung für die Praxis. Holz als Roh- und Werkstoff, 17: 433 – 440.
- SANDERMANN, W.; HAUSEN, B. & SIMATUPANG, M. (1967): Orientierende Versuche zur Differenzierung von Splint und Kern sowie zum Sichtbarmachen der Übergangszone von Fichte und anderen Nadelhölzern. Papier, 21: 349 – 354.
- SCHEFFER, F. & SCHACHTSCHABEL, P. (1998): Lehrbuch der Bodenkunde. Ferdinand Enke Verlag Stuttgart. 14. Auflage: 111.
- SCHILSTRA, A. J. (2001): How sustainable is the use of peat for commercial energy production? Ecological Economics, 39: 285 – 293.

- SCHINDEL, K. (1998): Die Röntgenmikroanalyse von Lignin als Untersuchungsmethode für Holz und Holzwerkstoffe. Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades der Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie der Georg-August-Universität Göttingen: 51 – 57.
- SCHMERBAUCH, K.-J. (2000): Gärqualität und Schimmelpilzwachstum in Silagen in Abhängigkeit von Lagerungsdichte und äußerem Luftabschluß. Dissertation zur Erlangung des akademischen Grades doctor rerum agriculturalarum eingereicht an der Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät der Humboldt-Universität zu Berlin.
- SCHMIDT – VOGT, H. (1989): Die Fichte. Band II/ 2 Krankheiten, Schäden, Fichtensterben. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin: 22 – 26.
- SCHMILEWSKI, G. K. (1996): Horticultural use of peat. In: LAPPALAINEN, E. (1996): Global peat resources. International Peat Society. Unesco: 327 – 334.
- SCHNEIDER, T. (1999): Untersuchungen über den Einfluß von Aufschlußbedingungen des Holzes und der Faserstofftrocknung auf die Eigenschaften von mitteldichten Faserplatten (MDF). Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades der Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie der Georg-August-Universität Göttingen. Shaker Verlag: 69 – 70.
- SCHÖNHAR, S. (1980): Untersuchungen über die Infektion frischer Stubben in Fichten – Erstaufforstungen durch *Fomes annosus* während der Wintermonate. Allgemeine Forst- und Jagdzeitung, 151: 153 – 154.
- SCHÖPPER, C. (2006): Entwicklung eines naturnahen Bindemittels aus nachwachsenden Rohstoffen auf Proteinbasis zur Herstellung von Mitteldichten Faserplatten. Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades der Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie der Georg-August-Universität Göttingen: 120 – 122.
- SCHÜTT, P.; SCHUCK, H. J. & STIMM, B. (1992): Lexikon der Baum- und Straucharten. Das Standardwerk der Forstbotanik. Ecomed Verlagsgesellschaft mbH. Landsberg/ Lech: 270.
- SCHWARZE, F. W. M. R.; ENGELS, J. & MATTHECK, C. (1999): Holzzersetzende Pilze in Bäumen: Strategien der Holzzersetzung. Rombach Verlag. Freiburg im Breisgau, Reihe Ökologie Band 5: 200.
- SCHWERIN, G. (1958): The chemistry of reaction wood. II. The polysaccharides of *Eucalyptus gonicalyx* and *Pinus radiata*. Holzforschung, 12: 43 – 48. In: ROWELL, R. M. (2005): Handbook of wood chemistry and wood composites. CRC Press, Florida: 53.
- SINCLAIR, W. A. (1963): Effects of temperature and moisture upon daily and seasonal patterns of basidiospore dispersal by *Fomes annosus*. Phytopathology, 53: 352.
- SINCLAIR, W. A. & LYON, H. H. (2005): Diseases of trees and shrubs. Second Edition. Cornell University Press. Ithaca und London: 332 – 335.

- SMITH, B. R.; FISHER, P. R. & ARGO, W. R. (2004): Water-soluble fertilizer concentration and pH of a peat-based substrate affect growth, nutrient uptake and chlorosis of container-grown seed geraniums. *Journal of Plant Nutrition*, 27: 497 – 524.
- SPOERRI, U. (1975): Celluloseabbau während der Kompostierung. Abhandlung zur Erlangung des Titels eines Doktors der Naturwissenschaften der Eidgenössischen Technischen Hochschule Zürich.
- STATISTISCHES BUNDESAMT (2005): Umwelt – Abfallentsorgung 2003. Fachserie 19/ Reihe 1. Wiesbaden: 54.
- STEFFENS, P. (1996): Mires and peat resources in Germany. Geological Survey of Lower Saxony. Hannover. In: LAPPALAINEN, E. (1996): Global peat resources. International Peat Society. Unesco: 75 – 78.
- STEFFENS, P. (2005): Verbreitung und Nutzung von Mooren und Torf in Niedersachsen. Niedersächsisches Landesamt für Bodenforschung. <http://www.nlfb.de/> Datum: 20.04.2005.
- STENTIFORD, E. I. (1996): Composting Control: Principles and Practice. In: BERTOLDI, M. DE; SEQUI, P.; LEMMES, B. & PAPI, T. (1996): The science of composting. Part 1. Blackie Academic & Professional, an imprint of Chapman & Hall. Glasgow: 49 – 59.
- STRECKFUß, M. (2006): Energieholz. Redaktion waldwissen.net. Dossier Energieholz. [http://www.waldwissen.net/dossier/lwf\\_dossier\\_energieholz\\_2006\\_DE](http://www.waldwissen.net/dossier/lwf_dossier_energieholz_2006_DE) Datum: 19.02.2006.
- STROOT, S. (2001): Eine praxisbezogene Labormethode zur Ermittlung der Wirksamkeit von Pektinasen für die Sekundärmembran-Minderung bei Membrantrenn-Prozessen. Dissertation an der Carl von Ossietzky Universität Oldenburg.
- SUCCOW, M. & STEGMANN, H. (2001): Torfarten. In: SUCCOW, M. & JOOSTEN, H. (2001): Landschaftsökologische Moorkunde. 2. Auflage. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung Stuttgart: 58 – 62.
- THOMAS, R. J. (1991): Wood: Formation and Morphology. In: LEWIN, M. & GOLDSTEIN, I. S. (1991): Wood structure and composition. International Fiber Science and Technology. Marcel Dekker, Inc. New York: 7 – 47.
- TRENDELENBURG, R. & MAYER-WEGELIN, H. (1955): Das Holz als Rohstoff. 2. Auflage. Carl Hanser Verlag München: 173, 195 – 197, 260 – 262.
- VASILIAUSKAS, R.; LYGIS, V.; THOR, M. & STENLID, J. (2004): Impact of biological (Rotstop) and chemical (urea) treatments on fungal community structure in freshly cut *Picea abies* stumps. *Biological Control*, 31: 405 – 413.
- VASILIAUSKAS, R.; LARSSON, E.; LARSSON, K. H. & STENLID, J. (2005): Persistence and long-term impact of Rotstop biological control agent on mycodiversity in *Picea abies* stumps. *Biological Control*, 32: 295 – 304.

- VERBAND DEUTSCHER LANDWIRTSCHAFTLICHER UNTERSUCHUNGS- UND FORSCHUNGSANSTALTEN (1997a): Bestimmung der Rohdichte (Volumengewicht) von Gärtnerschen Substraten mit sperrigen Komponenten. Verbandsmethode. Bodenuntersuchung. Methodenbuch I. A 13.2.2.
- VERBAND DEUTSCHER LANDWIRTSCHAFTLICHER UNTERSUCHUNGS- UND FORSCHUNGSANSTALTEN (1997b): Bestimmung von Haupt- und Spurennährstoffen in Kultursubstraten im Calciumchlorid/ DTPA-Auszug (CAT-Methode). Methodenbuch I. A 13.1.1.
- VOGTMANN, 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.
- WAGENFÜHR, R. (1989): Anatomie des Holzes. VEB Fachbuchverlag Leipzig. 4. Auflage: 26.
- WAWRA, A. (1995): Reststoffe für Substrate. Deutscher Gartenbau, 49: 1690 – 1691.
- WITHERS, B.; VIPOND, S. & LECHER, K. (1978): Bewässerung. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin: 94.
- WOODWARD, S.; STENLID, F.; KARJALAINEN, R. & HÜTTERMANN, A. (1998): Heterobasidion annosum: Biology, Ecology, Impact and Control. CAB International, Wallingford. UK.
- YDE – ANDERSEN, A. (1962): Seasonal incidence of stump infection in Norway spruce by air – borne *Fomes annosus* spores. Forest Science, 8: 98 – 103.
- ZAGAL, E. & PERSSON, J. (1994): Immobilization and remineralization of nitrate during glucose decomposition at four rates of nitrogen addition. Soil Biology and Biochemistry, 26: 1313 – 1321.
- ZYCHA, H. & KATÓ, F. (1967): Untersuchungen über die Rotfäule der Fichte. Schriften aus der Forstlichen Fakultät der Universität Göttingen und Mitteilungen der Niedersächsischen Forstlichen Versuchsanstalt. Band 39. J. D. Sauerländer's Verlag Frankfurt am Main.

## 8. Abkürzungsverzeichnis

<b>Abkürzung</b>	<b>Bedeutung</b>
atro	absolut trocken
°C	Grad Celsius
CaO	Calciumoxid
CaCl <sub>2</sub>	Calciumchlorid
cm	Zentimeter
CO <sub>2</sub>	Kohlenstoffdioxid
CuSO <sub>4</sub>	Kupfersulfat
DA-X	Labor-Dichteprofilmessgerät
d. h.	das heißt
DNS	Desoxyribonukleinsäure
DP-Wert	Durchschnittspolymerisationsgrad
DTPA	Diethylentriaminpentaessigsäure
FE	Fruhstorfer Einheitserde; Typ N
g	Gramm
Gew. %	Gewichtsprozent
GmbH	Gesellschaft mit beschränkter Haftung
HBr	Bromwasserstoffsäure
H <sub>2</sub> O	Wasser
i. d. R.	in der Regel
ITAG Mix 2.22	Nährstoffdünger der Firma Toresa <sup>®</sup>
KE	Komposterde
kg	Kilogramm
km	Kilometer
K <sub>2</sub> O	Kaliumoxid
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	Kaliumsulfat
l	Liter
lutro	lufttrocken
m <sup>3</sup>	Kubikmeter
MDF	Mitteldichte Faserplatte
mg	Milligramm
MgO	Magnesiumoxid
Mio.	Millionen

## Abkürzungsverzeichnis

---

<b>Abkürzung</b>	<b>Bedeutung</b>
ml	Milliliter
mm	Millimeter
mmol	Millimol
MPA	Malzpeptonagar
n	Anzahl
N	Stickstoff
Na <sub>2</sub> O	Natriumoxid
NaOH	Natriumhydroxid
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	Ammonium
nm	Nanometer
NO <sub>3</sub>	Nitrat
NPK-Dünger	Stickstoff-, Phosphor- und Kalium- Dünger
%	Prozent
pH	Negativer dekadischer Logarithmus der Oxoniumionenkonzentration
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	Phosphorpentoxid
PPL	Potato Pulp Liquor; Kartoffelfruchtwasser
®	Registrierter Markenname
REM	Rasterelektronenmikroskop
rpm	Umdrehungen pro Minute
µS	Mikro Siemens
SiO <sub>2</sub>	Siliciumdioxid
SO <sub>3</sub>	Schwefeltrioxid
Srm	Schüttraummeter
Toresa <sup>®</sup> R	Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz hergestellt im Extruderverfahren bei der Firma Toresa <sup>®</sup> Deutschland GmbH
u. a.	unter anderem
UF	Harnstoff-Formaldehyd Harz
UV	Ultraviolett
VDLUFA	Verbandes Deutscher Landwirtschaftlicher Untersuchungs- und Forschungsanstalten
vgl.	vergleiche
Vol. %	Volumenprozent
WRV-Wert	Wasserrückhaltevermögen
$\bar{x}$	Mittelwert

## 9. Abbildungsverzeichnis

	<i>Seite</i>
Abbildung 2.1: Chemische Zusammensetzung von Nadel- und Laubholz der gemäßigten Zone (MOMBÄCHER, 1988).	5
Abbildung 2.2: Die Ultrastruktur der verholzten Zellwand (HÜTTERMANN & KHARAZIPOUR, 1993).	5
Abbildung 2.3: Struktur der Cellulose (KHARAZIPOUR, 1996).	6
Abbildung 2.4: Struktur der Hemicellulose (KHARAZIPOUR, 1996).	7
Abbildung 2.5: Die drei Grundbausteintypen des Lignins.	8
Abbildung 2.6: Formelausschnitt des Fichtenlignins (FREUDENBERG & NEISH, 1968).	9
Abbildung 2.7: Krankheitsverlauf innerhalb des Stammes (Foto: LUDWIG, 2004).	12
Abbildung 2.8: Typische Verfärbungen bei rotfaulen Fichtenstämmen (Foto: LUDWIG, 2004).	12
Abbildung 2.9: Beispiel für die Bildung eines norddeutschen Hochmoores (GÜNTHER, 1982).	16
Abbildung 2.10: Phasen während des Kompostierens in Bezug auf die CO <sub>2</sub> Respiration und die Temperatur (EPSTEIN, 1997).	21
Abbildung 2.11: Einsatzbereiche von Kompost im Jahre 2000 (STATISTISCHES BUNDESAMT, 2005).	24
Abbildung 3.1: Probenentnahmebereiche im Querschnitt eines mit <i>Heterobasidion annosum</i> befallenen Stammabschnittes. 1: Splintbereich; 2: Übergangsbereich; 3: Kernbereich (Foto: LUDWIG, 2004).	26
Abbildung 3.2: Das Labor-Dichteprofilmessgerät (DA-X) der Firma GreCon (Foto: LUDWIG, 2006).	31
Abbildung 3.3: Chemische Reaktionen der Kjeldahl-Methode ( <a href="http://www.kmf-laborchemie.de/pdf/Kjeldahl_de1.pdf">http://www.kmf-laborchemie.de/pdf/Kjeldahl_de1.pdf</a> ).	33
Abbildung 3.4: Kjeldahl Apparatur der Firma Gerhardt. Links: KJELDAHLTHERM KB/KBL; Rechts: VAPODEST 30 (Fotos: LUDWIG, 2006).	35
Abbildung 3.5: Schematischer Aufbau des Gemüseversuchs mit Trieb-Kopfsalat. Die grauen und gepunkteten Töpfe waren Randtöpfe und wurden nicht mit in die Auswertung aufgenommen.	40
Abbildung 3.6: Nummerierung der Pflanzen innerhalb eines Pflanztopfes (Foto: LUDWIG, 2004).	40

	<i>Seite</i>
Abbildung 3.7: Schematische Anordnung der Pflanztöpfe. Reihenverlauf von oben nach unten.	41
Abbildung 3.8: Schematischer Aufbau des Kompostversuchs. Die grauen und gepunkteten Töpfe waren Randtöpfe und wurden nicht mit in die Auswertung aufgenommen.	44
Abbildung 3.9: Schematischer Versuchsaufbau. Versuchspflanze: Tomatensamen der Sorte Favorita F1 der Firma Nunhems. Die grauen und gepunkteten Töpfe waren Randtöpfe und wurden nicht mit in die Auswertung aufgenommen.	46
Abbildung 3.10: Eigenschaften des PerlHumus <sup>®</sup> der Firma Humintech aus Düsseldorf.	48
Abbildung 3.11: Schematischer Versuchsaufbau. Versuchspflanze: <i>Chamaecyparis lawsoniana</i> 'Van Pelt's Blue'. Die grauen und gepunkteten Töpfe waren Randtöpfe und wurden nicht mit in die Auswertung aufgenommen.	48
Abbildung 3.12: Versuchsapparatur zur Herstellung eines Holzfaser Vlies im Suspensionsverfahren (Foto: LUDWIG, 2006).	54
Abbildung 3.13: Links: Rotfaule Fichtenholzabschnitte. Rechts: Vollgatter mit 16 Sägeblättern (Vollaushang) (Fotos: LUDWIG, 2006).	59
Abbildung 4.1: Links: Hackschnitzel aus rotfaulem Fichtenholz (dunkler) im Vergleich zu handelsüblichen Hackschnitzeln (Foto: BÜCHNER, 2004). Rechts: Hackschnitzel aus rotfaulem Fichtenholz mit Braunkohle (Foto: LUDWIG, 2004).	60
Abbildung 4.2: Zugabe des Düngers (roter Pfeil) unmittelbar vor dem Aufschluss im Retruder (grüner Pfeil) (Foto: LUDWIG, 2004).	61
Abbildung 4.3: Der Aufschluss des Holzes zum Torfersatzstoff Toresa <sup>®</sup> erfolgt im Extruderverfahren. Links: Extruder; Rechts: Schnecken im Extruder (Fotos: LUDWIG, 2004).	62
Abbildung 4.4: Ligningehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).	64
Abbildung 4.5: Hemicellulosegehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).	65
Abbildung 4.6: Aschegehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).	67
Abbildung 4.7: Extraktstoffgehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Kaltwasserextraktion.	68
Abbildung 4.8: pH-Werte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Kaltwasserextraktion.	69

	<i>Seite</i>
Abbildung 4.9: Pufferkapazitäten von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Kaltwasserextraktion.	70
Abbildung 4.10: Extraktstoffgehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Heißwasserextraktion.	71
Abbildung 4.11: pH-Werte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Heißwasserextraktion.	72
Abbildung 4.12: Pufferkapazitäten von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Heißwasserextraktion.	73
Abbildung 4.13: Extraktstoffgehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt nach der Ethanol/ Cyclohexanextraktion.	74
Abbildung 4.14: Darrdichten von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).	75
Abbildung 4.15: Wasserrückhaltevermögen nach der Zellcheming-Methode von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).	77
Abbildung 4.16: Stickstoffgehalte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz) ermittelt mit der Kjeldahl-Methode.	79
Abbildung 4.17: Siebfraction des Torfersatzes aus rotfaulem Fichtenholz hergestellt im Extruderverfahren.	80
Abbildung 4.18: Rotfaules Fichtenholz in longitudinaler Betrachtungsrichtung bei 221-facher Vergrößerung (Foto: LUDWIG, 2005).	83
Abbildung 4.19: Pilzhyphe von <i>Heterobasidion annosum</i> , die durch einen Tüpfel wächst. 3.540-fache Vergrößerung (Foto: LUDWIG, 2005).	83
Abbildung 4.20: Im Extruder hergestellter Torfersatz aus rotfaulem Fichtenholz ohne Dünger (Links: 110-fache Vergrößerung) und mit Dünger (Rechts: 885-fache Vergrößerung) (Fotos: LUDWIG, 2005).	84
Abbildung 4.21: Entwicklung der Trieb-Kopfsalatpflanzen in den unterschiedlichen Substraten. Oben links: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE); Oben rechts: 40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; Unten links: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; Unten rechts: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL.	87
Abbildung 4.22: Frisch- und Trockengewichte der Salatköpfe eines Pflanztopfes (n = 5 Pflanzen/ Topf) nach sechswöchiger Kultivation in den unterschiedlichen Substraten.	88
Abbildung 4.23: Wurzelbildung der Trieb-Kopfsalatpflanzen nach sechswöchiger Kultivation in den unterschiedlichen Substraten.	90

	<i>Seite</i>
Abbildung 4.24: pH-Wert Entwicklung während der Kultivation des Trieb-Kopfsalates in Substrat 1 (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE)), Substrat 2 (40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22), Substrat 3 (100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) und Substrat 4 (100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL).	91
Abbildung 4.25: Entwicklung der Radieschenpflanzen in den unterschiedlichen Substraten. Oben links: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE); Oben rechts: 40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; Unten links: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; Unten rechts: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL.	93
Abbildung 4.26: Frisch- und Trockengewichte der Radieschen (Epikotyl mit Blättern) eines Pflanztopfes (n = 5 Pflanzen/ Topf) nach sechswöchiger Kultivationszeit in den unterschiedlichen Substraten.	94
Abbildung 4.27: Wurzelbildung der Radieschenpflanzen nach sechswöchiger Kultivation in den unterschiedlichen Substraten.	96
Abbildung 4.28: pH-Wert Entwicklung während der Kultivation der Radieschen in Substrat 1 (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE)), Substrat 2 (40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22), Substrat 3 (100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) und Substrat 4 (100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL).	97
Abbildung 4.29: Buschbasilikum nach zweiwöchiger Anzuchtzeit in Substrat 1: 66,6 Vol. % Torf; 33,3 Vol. % Komposterde (KE) und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 2: 66,6 Vol. % Torf; 33,3 Vol. % KE; Substrat 3: 66,6 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 33,3 Vol. % KE und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 4: 66,6 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 33,3 Vol. % KE; Substrat 5: 66,6 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL, 33,3 Vol. % KE und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 6: 66,6 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL, 33,3 Vol. % KE.	99
Abbildung 4.30: Buschbasilikum nach zweiwöchiger Anzuchtzeit und zweiwöchiger Kultivationszeit in den unterschiedlichen Substraten. Oben links: Substrat 1; Oben rechts Substrat 2; Mitte links: Substrat 3; Mitte rechts: Substrat 4; Unten links: Substrat 5; Unten rechts: Substrat 6. Substratvarianten vgl. Abbildung 4.29.	99
Abbildung 4.31: Frischgewicht der Oberirdischen Pflanzenmasse des Buschbasilikums nach zwei Wochen Kultivationszeit.	100

- Abbildung 4.32: Durchwurzelung der unterschiedlichen Substratvarianten. Substrat 1: 66,6 Vol. % Torf; 33,3 Vol. % Komposterde (KE) und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 2: 66,6 Vol. % Torf; 33,3 Vol. % KE; Substrat 3: 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 33,3 Vol. % KE und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 4: 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 33,3 Vol. % KE; Substrat 5: 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL, 33,3 Vol. % KE und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 6: 66,6 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 5 Gew. % PPL, 33,3 Vol. % KE. 102
- Abbildung 4.33: Pflanzengröße der Tomatenjungpflanzen nach 50 Tagen (gerechnet von dem Tag der Aussaat) in dem Referenzsubstrat (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) und unterschiedlichen Substraten mit Komposterde (KE). 103
- Abbildung 4.34: Oberirdische Pflanzenmasse der Tomatenjungpflanzen nach 50 Tagen (gerechnet von dem Tag der Aussaat) in dem Referenzsubstrat (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) und unterschiedlichen Substraten mit Komposterde (KE). 104
- Abbildung 4.35: Cocktailtomatenpflanzen der Sorte Favorita F1. Links: 25 Tage nach der Aussaat in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Torf, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 3: 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 4: 30 Vol. % Torf, 30 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 40 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne. Rechts: 50 Tage nach der Aussaat. Oben links: Substrat 1; Oben rechts: Substrat 2; Unten links: Substrat 3; Unten rechts: Substrat 4. 105
- Abbildung 4.36: Gesamternte an Tomaten in dem Referenzsubstrat (100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N) und unterschiedlichen Substraten mit Komposterde (KE). 106
- Abbildung 4.37: Links: Tomatenpflanzen 60 Tage nach der Aussaat. Unten rechts: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Oben rechts: 50 Vol. % Torf, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Unten links: 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Oben links: 30 Vol. % Torf, 30 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 40 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne. Rechts: Tomatenpflanzen 175 Tage nach der Aussaat am Ende der Versuchszeit. 106
- Abbildung 4.38: Die bewurzelten Stecklinge von *Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murray) Parl. 'Van Pelt's Blue' am Anfang des Versuchs. 108

- Abbildung 4.39: Höhenentwicklung der Lawsons Scheinzypressen in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>. 109
- Abbildung 4.40: Höhenentwicklung der Lawsons Scheinzypressen in Substrat 1 (Oben mitte): 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2 (Oben links): 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 3 (Oben rechts): 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>; Substrat 4 (Unten links): 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 5 (Unten rechts): 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>. 111
- Abbildung 4.41: pH-Wert der Substrate im Verlauf der Kultivationszeit. 114
- Abbildung 4.42: Salzgehalt der Substrate im Verlauf der Kultivationszeit. 115
- Abbildung 4.43: Schimmelpilzmycel auf rotfaulem Holzfasersubstrat (Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) begünstigt durch die Bildung von Kondenswasser am Rande der Big-Bags. 117
- Abbildung 4.44: Durchschnittlicher Temperaturverlauf in den Big-Bags gefüllt mit gedüngtem (mit ITAG Mix 2.22) und ungedüngtem (ohne ITAG Mix 2.22) Torfersatz aus rotfaulem Fichtenholz. 118
- Abbildung 4.45: Links: Pilzliches Wachstum auf dem gedüngten (Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22) und ungedüngten Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa<sup>®</sup> R ohne ITAG – Mix 2.22). Die Inkubationszeit auf Malzpeptonagar (MPA) betrug vier Wochen. Rechts: Kein mikrobielles Wachstum auf autoklaviertem Holzfasersubstrat nach vierwöchiger Inkubation. 120
- Abbildung 4.46: Links: Kultivation von Triebkopfsalat in Pflanztöpfen, die im Suspensionsverfahren hergestellt wurden. Rechts: Versuch mit bewurzelten Chrysanthemenstecklingen. 123
- Abbildung 4.47: Links: Presstöpfe aus 60 Vol. % Potgrond; 40 Vol. % Holzfaser mit technischem Lignin benetzt. Rechts: Presstöpfe aus 80 Vol. % Potgrond; 20 Vol. % Holzfaser mit technischem Lignin benetzt. 124

	<i>Seite</i>
Abbildung 4.48: Reines Weizenprotein ohne jeglichen Zusatz eignet sich nicht für die Herstellung von Pflanztöpfen aus rotfaulem Holzfasersubstrat, da die Töpfe von einem Pilz befallen werden (Links) und somit das Pflanzenwachstum negativ beeinflusst wird (Rechts).	125
Abbildung 4.49: Pflanztöpfe (Wanddicke: 5 mm; Rohdichte: 400 kg/ m <sup>3</sup> ) aus rotfaulem Holzfasersubstrat gebunden mit Tannin (Links), Ligninsulfonat (Mitte) und Weizenprotein mit Mergal <sup>®</sup> S 88 Paste (Rechts) nach 45 Wochen in einem Kultursubstrat. Die Versuchspflanzen (Kiefern sämlinge) konnten sowohl den Boden, als auch die Seitenwände der Töpfe durchwurzeln.	126
Abbildung 4.50: Links: Rotfauler Stammabschnitt im Vollgatter des Säge- und Hobelwerks Oberweser. Mitte: Brett aus noch beil- und nagelfestem Bereich. Rechts: Brett zur Herstellung der Hackschnitzel.	129

## 10. Tabellenverzeichnis

	<b>Seite</b>
Tabelle 2.1: Eigenschaften von Hochmoortorf nach DIN 11542 (GÜNTHER, 1982).	17
Tabelle 2.2: Chemische Eigenschaften von Weißtorf als Rohstoff für gärtnerische Substrate (WAWRA, 1995).	17
Tabelle 2.3: Charakteristische Merkmale der Rottephasen (SPOERRI, 1975).	22
Tabelle 3.1: Substratvarianten zur Anzucht und Kultivation von Trieb-Kopfsalat.	39
Tabelle 3.2: Substratvarianten zur Anzucht und Kultivation von Buschbasilikum.	43
Tabelle 3.3: Substratvarianten zur Anzucht und Kultivation von Tomatenpflanzen.	45
Tabelle 3.4: Substratvarianten zur Kultivation von Lawsons Scheinzypressen.	47
Tabelle 3.5: Einstufung der Böden nach dem pH-Wert (gemessen in 0,01 M CaCl <sub>2</sub> ) (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 1998).	50
Tabelle 3.6: Verfahren zur Bestimmung der Elemente in Kultursubstraten, Substratausgangsstoffen oder Kompost gemäß VDLUFA A 13.1.1.	52
Tabelle 3.7: Herstellungsparameter für die Pflanztöpfe, die mit Trieb-Kopfsalatsamen bepflanzt wurden.	57
Tabelle 3.8: Herstellungsparameter für die Pflanztöpfe, die mit Kiefernssämlingen bepflanzt wurden.	58
Tabelle 4.1: Erzeugte Menge an Holzfasersubstrat aus einem Kubikmeter gesundem Fichtenholz im Vergleich zum rotfaulen Fichtenholz.	63
Tabelle 4.2: Anteil an Lignin, Hemicellulosen, Cellulose, Extraktstoffen und Asche an der Darrdichte von gesundem und befallenem Fichtenholz (Rotholz).	76
Tabelle 4.3: Rohdichten von gedüngtem und ungedüngtem Holzfasersubstrat aus rotfaulem Fichtenholz (Toresa <sup>®</sup> R) sowie dem Referenzsubstrat (Fruhstorfer Einheitserde; Typ N).	82
Tabelle 4.4: Aschegehalt der Salatköpfe in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE); Substrat 2: 40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; Substrat 3: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und Substrat 4: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL.	89

	Seite
Tabelle 4.5: Aschegehalt der Radieschen (Epikotyl mit Blättern) in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde Typ N (FE); Substrat 2: 40 Vol. % FE und 60 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22; Substrat 3: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und Substrat 4: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22 mit 2 Gew. % PPL.	95
Tabelle 4.6: pH-Wert am Anfang und Ende des Buschbasilikum Versuchs. Substratvarianten siehe Abbildung 4.32.	102
Tabelle 4.7: Mittlerer Wurzelhalsdurchmesser der Tomatenjungpflanzen nach 50 Tagen (gerechnet von dem Tag der Aussaat) in den unterschiedlichen Substratvarianten. Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Torf, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 3: 50 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 50 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne; Substrat 4: 30 Vol. % Torf, 30 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R ohne ITAG Mix 2.22, 40 Vol. % Komposterde und 10 g/ l Hornspäne.	104
Tabelle 4.8: Frischgewichte der Lawsons Scheinzypressen nach 16 Monaten Kultivation in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> ; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus <sup>®</sup> ; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> ; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus <sup>®</sup> .	112
Tabelle 4.9: Trockengewichte der Lawsons Scheinzypressen nach 16 Monaten Kultivation in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> ; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus <sup>®</sup> ; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> ; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus <sup>®</sup> .	112
Tabelle 4.10: Wurzelhalsdurchmesser der Lawsons Scheinzypressen nach 16 Monaten Kultivation in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> ; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus <sup>®</sup> ; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> ; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa <sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote <sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus <sup>®</sup> .	113

	Seite
<p>Tabelle 4.11: Untersuchung der Pflanzenverfügbaren Nährstoffe nach der CAT-Methode (VERBAND DEUTSCHER LANDWIRTSCHAFTLICHER UNTERSUCHUNGS- UND FORSCHUNGSANSTALTEN, 1997) in Substrat 1: 100 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N; Substrat 2: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 3: 50 Vol. % Fruhstorfer Einheitserde; Typ N, 50 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>; Substrat 4: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22 und 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup>; Substrat 5: 100 Vol. % Toresa<sup>®</sup> R mit ITAG Mix 2.22, 4 g/ l Osmocote<sup>®</sup> und 4 g/ l PerlHumus<sup>®</sup>.</p>	116
<p>Tabelle 4.12: Substratzusammensetzungen für die Presstopferzeugung.</p>	123
<p>Tabelle 4.13: Kostensätze zur Kalkulation.</p>	129
<p>Tabelle 4.14: Kosten für die Erzeugung eines Schüttraummers (Srm) rotfaule Hackschnitzel mit zusätzlicher Separierung des noch beil- und nagelfesten Holzes.</p>	130
<p>Tabelle 4.15: Kosten für die Erzeugung eines Schüttraummers (Srm) rotfaule Hackschnitzel ohne zusätzlicher Separierung des noch beil- und nagelfesten Holzes.</p>	131

# Lebenslauf

<b>Persönliche Angaben:</b>	Familienstand:	verheiratet
	Alter:	29
	Geburtsdatum:	12.06.1978
	Geburtsort:	Osnabrück
<b>Ausbildung:</b>	1985 – 1989	Grundschule Atter (Osnabrück)
	1989 – 1991	Orientierungsstufe Eversburg (Osnabrück)
	1991 – 1998	Ratsgymnasium Osnabrück
	1999 – 2002	Georg-August Universität Göttingen Bachelor of Forest Science
	2002 – 2004	Georg-August Universität Göttingen Master of Forest Science Schwerpunkt: Holzbiologie und Holztechnologie
	2004 – 2007	Promotion am Institut für Forstbotanik, Abteilung für technische Mykologie der Georg-August Universität Göttingen abgeschlossen mit Magna cum laude
<b>Praktika:</b>	Mai–Juni 1999	Rotwildfarm „Gevir Premium“ in Neuseeland
	Juli–September 1999	LWK Weser-Ems Forstamt Osnabrück
	August–September 2000	Niedersächsisches Forstamt Altenau
	November–Februar 2000	Gartenlandschaftsbau H. Sannemann in Osnabrück
	September–Oktober 2002	Cross Bar Ranch in Alberta/ Kanada
	März 2003	Sägewerk Buddenkotte in Osnabrück
	August–September 2003	Jagdreiseveranstalter „Schweden Pur“ in Schweden
<b>Sprachkenntnisse:</b>	Englisch; Französisch; Latein	
<b>Wehrdienst:</b>	Juli 1998–April 1999	Transportbatallion 120; Gefahrgutfahrer
<b>Publikationen</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>• KHARAZIPOUR, A. &amp; LUDWIG, K. (2006): Herstellung von Pflanzcontainern aus organischem Fasermaterial mit technischem Lignin. Deutsche Patentschrift. DE: 10 2006 033 824.3</li><li>• LUDWIG, K. (2006): The utilisation of <i>Heterobasidion annosum in vivo</i> degraded spruce wood as a plant substrate and peat substitute. In: KHARAZIPOUR, A.; MÜLLER, C. &amp; SCHÖPPER, C. (2006): Review of forests, wood products and wood biotechnology of Iran and Germany: 27 – 33.</li><li>• LUDWIG, K. (2006): The utilisation of <i>Heterobasidion annosum in vivo</i> degraded spruce wood as a plant substrate and peat substitute. Vortrag im Rahmen des Deutsch-Iranischen Hochschuldialogs in Teheran, Iran am 01.11.2006.</li><li>• LUDWIG, K., BOHN, C. &amp; KHARAZIPOUR, A. (2006): Untersuchung von biotechnologisch durch den Rotfäulepilz <i>Heterobasidion annosum in vivo</i> degradiertem Fichtenholz mit dem Ziel einer wertschöpfenden Nutzung. Poster auf dem Tag der Niedersachsen in Melle am 14. bis 16. Juli 2006.</li><li>• LUDWIG, K.; HAPLA, F. &amp; MÖHRING, B. (2006): Submission von Buche gerechtfertigt? Kosten bei Submission beachten - Freihandverkauf unter Umständen für Verkäuferseite günstiger. Holz-Zentralblatt, 132. Jahrgang, Nr. 2: 34-35.</li></ul>	