

Aus dem Institut für Landnutzung
der Agrar- und Umweltwissenschaftlichen Fakultät

**Beschleunigung des Strohabbaus in Ackerböden:
Selektion saprotropher Pilze und Nachweis ihrer
Wirksamkeit**

Dissertation

zur Erlangung des akademischen Grades
Doktor der Agrarwissenschaften (doctor agriculturae)
der Agrar- und Umweltwissenschaftlichen Fakultät
der Universität Rostock

vorgelegt von:
Dipl.-Ing. agr. Denny Wiedow
geboren in Ludwigslust

Rostock, 30. August 2007

URN: urn:nbn:de:gbv:28-diss2008-0046-8

Tag der mündlichen Verteidigung
11. Februar 2008

Gutachter:
Prof. Dr. Peter Leinweber
Prof. Dr. Torsten Müller
Prof. Dr. Gabriele Broll
PD Dr. Christel Baum

Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis	iii
Tabellenverzeichnis	vi
Abkürzungsverzeichnis	viii
Zusammenfassung	1
Summary	3
1 Einleitung	5
2 Stand des Wissens	7
2.1 Zusammensetzung und Aufbau des Strohs	7
2.2 Methodischer Nachweis des Strohabbaus	11
3 Ziele und Aufgaben	16
4 Material und Methoden	18
4.1 <i>In vitro</i> Screening zur Selektion der Pilzstämme	18
4.1.1 Wachstumsverhalten	18
4.1.2 Enzymaktivitäten	20
4.1.3 <i>In vitro</i> Antagonismus	21
4.2 Gefäßversuche	22
4.2.1 Inkubationsversuch zur Selektion der Pilzstämme <i>in vivo</i>	22
4.2.2 Inkubationsversuch zum Einfluss der Inokulation auf den Strohab- bau in Anwesenheit von Pathogenen	23
4.3 Freilandversuch	24
4.4 Nachweis des Strohabbaus	26
4.4.1 Rasterelektronenmikroskopische Auswertung	26
4.4.2 Analysen zur chemischen Zusammensetzung der Strohproben	26
4.4.2.1 C- und N-Analyse	26
4.4.2.2 Pyrolyse-Feldionisation Massenspektrometrie	27
4.4.3 Masseverluste	29

4.4.4	Physikalische Messungen	29
4.5	Statistische Auswertung	30
5	Ergebnisse und Diskussion	31
5.1	<i>In vitro</i> - Screening zur Selektion der Pilzstämme	31
5.1.1	Strohbesiedlung	31
5.1.2	Enzymaktivitäten	33
5.1.3	<i>In vitro</i> - Antagonismus	35
5.2	Strohabbau nach Inokulation mit selektierten Pilzstämmen	37
5.2.1	Rasterelektronenmikroskopie	37
5.2.2	Gewichtsverluste im Streubeutel-Test	40
5.2.3	Chemische Zusammensetzung des Strohs	45
5.2.4	Physikalische Veränderungen des Strohs	69
6	Zusammenfassende Diskussion	75
7	Schlußfolgerungen	79
Literaturverzeichnis		81
Danksagung		91

Abbildungsverzeichnis

2.1	Aufbau von Pflanzengewebe (Pérez et al., 2002)	7
4.1	Niederschläge (Monatssummen) und Lufttemperaturen (Monatsmittel) während des Untersuchungszeitraumes (Wetterstation der Universität Rostock in Dummerstorf)	25
5.1	Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von Strohproben aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 180 Tagen Inkubation	38
5.2	Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von Strohproben aus dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation nach 180 Tagen Inkubation	39
5.3	Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von Strohproben aus dem Freilandversuch nach 285 Tagen Inkubation	40
5.4	Abbauraten im Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 90 und 180 Tagen Inkubation (* $P \leq 0,05$)	41
5.5	Abbauraten im Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation nach 90 und 180 Tagen Inkubation (* $P \leq 0,05$)	42
5.6	Abbauraten der inokulierten Pilze in unterschiedlichen Aufwandmengen aus dem Freilandversuch nach 180, 245 und 285 Tagen Inkubation (* $P \leq 0,05$, ** $P \leq 0,01$)	44
5.7	Pyrolyse-Feldionisation Massenspektren und Thermogramme von Stroh nach 180 Tagen Inkubation im Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme: a) Ausgangsstroh, b) Kontrolle ohne Inokulation, c) inokuliert mit <i>Coprinus comatus</i> , d) inokuliert mit <i>Cyathus striatus</i> , e) inokuliert mit <i>Trametes versicolor</i> , f) inokuliert mit <i>Trichoderma saturnisporum</i>	51
5.8	Pyrolyse-Feldionisation Massenspektren und Thermogramme von Stroh aus dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation: a) Ausgangsstroh. Nach 90 Tagen Inkubation: b) Kontrolle ohne Inokulation, c) inokuliert mit <i>Trichoderma saturnisporum</i> , d) inokuliert mit <i>Cyathus striatus</i> . Nach 180 Tagen Inkubation: e) Kontrolle ohne Inokulation, f) inokuliert mit <i>Trichoderma saturnisporum</i> , g) inokuliert mit <i>Cyathus striatus</i>	52

5.9 Pyrolyse-Feldionisation Massenspektren und Thermogramme von Stroh aus dem Freilandversuch nach 180 Tagen Inkubation: a) Kontrolle ohne Inkulation, b) inkuliert mit <i>Trichoderma saturnisporum</i> , c) inkuliert mit <i>Cyathus striatus</i> . Nach 245 Tagen Inkubation: d) Kontrolle ohne Inkulation, e) inkuliert mit <i>Trichoderma saturnisporum</i> , f) inkuliert mit <i>Cyathus striatus</i> . Nach 285 Tagen Inkubation: g) Kontrolle ohne Inkulation, h) inkuliert mit <i>Trichoderma saturnisporum</i> , i) inkuliert mit <i>Cyathus striatus</i>	54
5.10 Plot der Hauptkomponentenanalyse der Massenspektren vom Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 180 Tagen Inkubation von a) Weizenstroh ohne Inkubation (WS), inkubiertem Stroh (K) und inkubierten Strohproben inkuliert mit <i>Coprinus comatus</i> (Cc), <i>Cyathus striatus</i> (Cs), <i>Trametes versicolor</i> (Tv) und <i>Trichoderma saturnisporum</i> (Ts) und b) dem inkubiertem Stroh (K) und der inkubierten Strohproben nach Inkulation mit <i>Coprinus comatus</i> (Cs), <i>Cyathus striatus</i> (Cs), <i>Trametes versicolor</i> (Tv) und <i>Trichoderma saturnisporum</i> (Ts)	57
5.11 Plot der Hauptkomponentenanalyse der Massenspektren vom Gefäßversuch zum Einfluss der Inkulation von inkubiertem Stroh (K), Stroh nach Inkulation mit <i>Cyathus striatus</i> (Cs) und <i>Trichoderma saturnisporum</i> (Ts) nach a) 90 Tagen und b) 180 Tagen Inkubation	58
5.12 Plot der Hauptkomponentenanalyse der Massenspektren vom Freilandversuch von inkubiertem Stroh (K), Stroh nach Inkulation mit <i>Cyathus striatus</i> (Cs) und <i>Trichoderma saturnisporum</i> (Ts) nach a) 180 Tagen, b) 245 Tagen und c) 285 Tagen Inkubation	59
5.13 Mechanische Zugspannung ($-\Delta-$) (N mm^{-2}) und Reißdehnung ($-\blacktriangle-$) (%) des Strohs aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 90 und 180 Tagen Inkubation: a) Kontrolle und Inkulation von b) <i>Coprinus comatus</i> , c) <i>Cyathus striatus</i> , d) <i>Trametes versicolor</i> und e) <i>Trichoderma saturnisporum</i>	70
5.14 Mechanische Zugspannung ($-\Delta-$) (N mm^{-2}) und Reißdehnung ($-\blacktriangle-$) (%) des Strohs aus dem Inkubationsversuch zum Einfluss der Inkulation nach 90 und 180 Tagen Inkubation: a) Kontrolle und nach Inkulation von b) Fermenterprodukt, c) Glucose, d) <i>Cyathus striatus</i> und e) <i>Trichoderma saturnisporum</i>	71
5.15 Mechanische Zugspannung ($-\Delta-$) (N mm^{-2}) und Reißdehnung ($-\blacktriangle-$) (%) des Strohs aus dem Freilandversuch nach 180, 245 und 285 Tagen Inkubation a) Kontrolle und Inkulation von b) Fermenterprodukt (AM 10), c) <i>Cyathus striatus</i> (AM 10), d) <i>Cyathus striatus</i> (AM 50), e) Glucose (AM 1), f) <i>Trichoderma saturnisporum</i> (AM 1) und g) <i>Trichoderma saturnisporum</i> (AM 5)	73

Tabellenverzeichnis

2.1	Zusammensetzung von Pflanzenmaterial hinsichtlich ihrerres Cellulose-, Hemicellulose- und Lignin-Gehaltes	8
2.2	Gehalte von Cellulose, Hemicellulose und Lignin von Getreidewurzeln in Abhängigkeit vom Vegetationsstadium nach Klimanek und Zwierz (1992)	9
4.1	Übersicht der verwendeten Pilzstämme für das <i>in vitro</i> -Screening	19
4.2	Versuchsvarianten zum Wachstumsverhalten	20
4.3	Chemische und physikalische Eigenschaften des Bodens sowie C- und N-Gehalte des Strohs	20
4.4	Zusammensetzung des Ligninmediums	21
4.5	Zusammensetzung des Modified Melin Norkrans-Mediums	21
4.6	Varianten und Aufwandmengen im Freilandversuch	26
4.7	Indikatorsignale wichtiger Verbindungsklassen der organischen Substanz (Py-FIMS)	28
5.1	<i>In vitro</i> -Screening zum Wachstumsverhalten auf verschiedenen Medien und Stroh	32
5.2	Fähigkeit von verschiedenen Pilzstämmen zur Produktion von Lignin-Peroxidasen, Cellulasen und Xylanasen (+ Hofbildung, - keine Hofbildung auf Medien mit Indikatorfarbstoffen)	34
5.3	Radiärer Koloniedurchmesser von verschiedenen Pilzstämmen unter Konkurrenz nach einer Inkubationszeit von 7, 14, 21 und 28 Tagen. Bei ungleichmäßigm Wachstum sind die Kolonien in Länge/Breite (mm) angegeben.	36
5.4	C-, N-Gehalte und C/N-Verhältnisse des Strohs aus dem Inkubationsversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 90 und 180 Tagen Inkubation	46
5.5	C-, N-Gehalte und C/N-Verhältnisse des Strohs aus dem Inkubationsversuch zum Einfluss der Inokulation nach 90 und 180 Tagen Inkubation	47
5.6	C-, N-Gehalte und C/N-Verhältnisse des Strohs aus dem Freilandversuch nach 180, 245 und 285 Tagen Inkubation	48
5.7	Massen mit den höchsten Varianzgewichten, die für die Trennung der Gruppen in den Gefäß- und Freilandversuchen verantwortlich waren [% TII], (n = 40)	61

5.8 Substanzklassen mit den höchsten Varianzgewichten die für die Trennung der Gruppen in den Gefäß- und Freilandversuchen verantwortlich waren [% TII]	62
5.9 Anteile von Substanzklassen im Stroh aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme als a) absolute Intensität [counts 10^6 mg $^{-1}$] in Bezug auf Volatile Matter [mg] und b) relative Intensität [% TII]	64
5.10 Anteile von Substanzklassen im Stroh aus dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation als a) absolute Intensität [counts 10^6 mg $^{-1}$] in Bezug auf Volatile Matter [mg] und b) relative Intensität [% TII]	66
5.11 Anteile von Substanzklassen im Stroh aus dem Freilandversuch als a) absolute Intensität [counts 10^6 mg $^{-1}$] in Bezug auf Volatile Matter [mg] und b) relative Intensität [% TII]	68

Abkürzungsverzeichnis

ALKY	Alkylaromaten
AM	Aufwandmenge
C	Kohlenstoff
CA	Celluloseagar
^{13}C -NMR	^{13}C -Kernmagnetische-Resonanz-Spektroskopie
eV	Elektronenvolt
FÄTT	Fettsäuren
ha	Hektar
IR	Infrarot-Spektroskopie
KHYD	Kohlenhydrate
kV	Kilovolt
Kon ha ⁻¹	Konidien je Hektar
LDIM	Lignindimere
LIPID	Lipide
LM:LD	Ligninmonomer zu Lignindimer-Verhältnis
mm	Millimeter
<i>m/z</i>	Verhältnis von Masse zu Ladung
MMN	Modified Melin Norkrans-Medium
N	Stickstoff
<i>n</i>	Probenumfang
NVER	N-Verbindungen
OD _{592nm}	Optische Dichte bei einer Wellenlänge von 592 nm
<i>P</i>	Irrtumswahrscheinlichkeit
PCA	Principal Component Analysis
PDA	Potato Dextrose Agar
PDA/2	Potato Dextrose Agar halb konzentriert
PEPT	Peptide
PHLM	Phenole und Ligninmonomere
Py-GC/MS	Pyrolyse-Gaschromatographie/Massenspektrometrie
Py-FIMS	Pyrolyse-Feldionisation Massenspektrometrie
RBB	Remazol-Brilliant-Blue
REM	Rasterelektronenmikroskop

SEV	Sekundärelektronenverfielfacher
STER	Sterole
SUBE	Suberin
TII	Totale Ionenintensität
<i>V</i>	Variationskoeffizient
VM	Volatile Matter in %
WA	Wasseragar
WG	Wintergerstenstroh
WW	Winterweizenstroh

Zusammenfassung

In der Landwirtschaft Mitteleuropas haben sich die Fruchfolgengestaltung und Bodenbearbeitung in den letzten 15 Jahren grundlegend geändert. Dabei sind enge Getreidefruchfolgen bei weitestgehend pflugloser Bodenbearbeitung in den Vordergrund gerückt und bedingen ein verstärktes Auftreten von Pathogenen, welche am Stroh überdauern und zu Ertragseinbußen führen. Eine Unterbrechung der Infektionskette kann nur durch einen schnelleren Abbau des Strohs erfolgen. Die Zielsetzung der vorliegenden Arbeit war daher die Selektion von Pilzstämmen für die Entwicklung eines biologischen Präparates zur Beschleunigung des Strohabbaus, und die Erprobung der Wirksamkeit in *in vitro*-Tests sowie in Gefäß- und Freilandversuchen. Die Wirkung der Applikation der Pilzstämme auf den Abbau von Weizenstroh wurde optisch durch Elektronenmikroskopie, gravimetrisch durch den Gewichtsverlust in Streubeuteln, chemisch durch C- und N-Analysen, auf der molekularen Ebene durch Pyrolyse-Feldionisation-Massenspektrometrie (Py-FIMS) und physikalisch durch die Messung von Zugspannung und Reißdehnung untersucht. *In vitro* wurden Stämme von *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus*, *Trametes versicolor* und *Trichoderma saturnisporum* aufgrund ihres hohen Potenzials zum enzymatischen Strohabbau und ihres hohen Durchsetzungsvermögens gegenüber indigenen Bodenmikroorganismen in Wachstumstests für die Gefäß- und Freilandversuche selektiert. In den Gefäß- und Freilandversuchen wurde elektronenmikroskopisch ein verstärkter Abbau der Gewebestrukturen im Stroh nach der Applikation der Stämme von *Cyathus striatus* und *Trichoderma saturnisporum* nachgewiesen. Im Freilandversuch führte die Applikation des Präparates auf der Basis des *Trichoderma saturnisporum*-Stammes zu einer höheren Steigerung des Strohabbaus als die Applikation des Präparates auf der Basis des *Cyathus striatus*-Stammes. Jedoch zeigte diese Variante im Freilandversuch höhere Gewichtsverluste des Strohs im Streubeuteltest. Unterschiede in den Ergebnissen von Gefäß- und Freilandversuchen ließen sich auf die Witterungseinflüsse im Freiland zurückführen. Im Gefäßversuch wiesen die Stämme von *Cyathus striatus* und *Trichoderma saturnisporum* neben der erhöhten Abaurate auch ein antagonistisches Potential gegen bodenbürtige Pathogene auf. Anhand der C- und N-Gehalte sowie der C/N-Verhältnisse im Gefäßversuch wurde ein erhöhter Strohabbau nach Inokulation mit *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus*, *Trichoderma saturnisporum* und *Trametes versicolor* auch bei kombinierter Inokulation mit Pathogenen nachgewiesen. Die Thermogramme der Py- FIMS zeigten im Verlauf der Inkubation im Gefäßversuch anhand der gebildeten thermisch stabileren Substanzen einen stärkeren

Strohabbau nach der Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* als nach der Inokulation mit *Cyathus striatus*. Dagegen wurde im Freilandversuch lediglich nach der Inokulation mit *Cyathus striatus* der Strohabbau signifikant erhöht. Der erhöhte Strohabbau nach der Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* im Gefäßversuch spiegelte sich in einer signifikanten Abnahme der absoluten Anteile der Phenole und Ligninmonomere, Lignindimere, Lipide, Alkylaromaten und N-Verbindungen des Strohs wider. Nach der Inokulation mit *Cyathus striatus* wurde demgegenüber nur eine signifikante Abnahme der Alkylaromaten verzeichnet. Zur Beurteilung der physikalischen Destabilisierung wurden die mechanische Zugspannung und Reißdehnung des Strohs an Internodien bestimmt. Dabei wurde im Gefäßversuch nach 90 Tagen eine signifikante Abnahme der Zugspannung und Reißdehnung des Weizenstrohs nach der Inokulation mit *Cyathus striatus* nachgewiesen, wohingegen eine Abnahme der mechanischen Zugspannung des mit *Trametes versicolor* (I) inkulierten Strohs erst nach 180 Tagen eintrat. Die Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* führte sowohl nach 90 als auch nach 180 Tagen Inkubation zu einer signifikanten Reduktion dieser Parameter. Im Freiland waren Zugspannung und Reißdehnung des Strohs nach Applikation des Präparates auf der Basis von *Trichoderma saturnisporum* erst nach 180 Tagen und nach Applikation des Präparates auf der Basis von *Cyathus striatus* erst nach 245 Tagen signifikant gegenüber der Kontrolle reduziert. Der gewählte innovative Ansatz für den Nachweis des Strohabbaus nach Applikation von selektierten saprotrophen Pilzen besteht in der erstmalig eingesetzten Kombination von komplementären Analysenmethoden aus Elektronenoptik, Molekularchemie und Physik/Mechanik. Mit diesen drei voneinander völlig unabhängigen Methoden konnte die Eignung der getesteten *Trichoderma saturnisporum*- und *Cyathus striatus*-Stämme zur Beschleunigung des Strohabbaus im Boden zweifelsfrei nachgewiesen werden. Folglich konnte ein entwickeltes Präparat auf der Basis des untersuchten *Trichoderma saturisporum*-Stammes im Ergebnis dieser Arbeit patentiert werden.

Summary

Crop rotations and tillage have changed fundamentally within the last 15 years in Central Europe. Presently, grain crops are grown in continuous crop rotations and minimal tillage. This causes increased yield losses by straw-borne pathogens. A faster straw decomposition is needed to break the chain of infection. Therefore, the aim of the present study was the selection of fungal strains by *in vitro* screening, pot and field experiments for the development of a biological product to promote straw decomposition. The effects of the application of the fungal strains on wheat straw decomposition were verified with electron microscopy, litter-bag-tests, C- and N-analyses, molecular investigation with Pyrolysis-Field Ionization Mass Spectrometry (Py-FIMS), and physical investigation of the determination of elongation at break and tension. Strains of *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus*, *Trametes versicolor* and *Trichoderma saturnisporum* were selected for pot and field experiments because of their high enzyme production, fast growth on straw, and antagonisms against soil-borne pathogens *in vitro*. In pot and field experiments increased straw decomposition was verified with electron microscopy after inoculation with the *Cyathus striatus* and *Trichoderma saturnisporum* strains. Application of the *Trichoderma saturnisporum* strain increased the straw decomposition in the litter bags on the field site more effectively than *Cyathus striatus*. The strains of *Cyathus striatus* and *Trichoderma saturnisporum* increased straw decomposition and inhibited soil-borne pathogens in the pot experiment. Increased straw decomposition after inoculation with *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus*, *Trichoderma saturnisporum* and *Trametes versicolor* was also verified after co-inoculation with pathogens. The thermograms of Py-FIMS demonstrated greater straw decomposition after inoculation with *Trichoderma saturnisporum* than after the inoculation with *Cyathus striatus* by an increased portion of stable substances in the straw samples from the pot experiment. In contrast, *Cyathus striatus* was more effective in the field experiment. The effects of the inoculation with *Trichoderma saturnisporum* were demonstrated with a decreased portion of phenols/lignin monomers, lignin dimers, lipids, alkylaromatics and N compounds in the straw samples from the pot experiment. The effects of the inoculation with *Cyathus striatus* were demonstrated with decreased portions of alkylaromatics only. The physical destabilisation of the straw was verified with a comparison of the elongation at break and tension of internodia of the straw. Both properties decreased significantly 90 days after inoculation with *Cyathus striatus*, 180 days after inoculation with *Trametes versicolor* and 90 and 180 days after inoculation with *Tri-*

choderma saturnisporum in the pot experiment. In the field experiment these properties of the straw were decreased 180 days after inoculation with *Trichoderma saturnisporum* and 245 days after inoculation with *Cyathus striatus*. The selected combination of methods for the verification of increased straw decomposition after inoculation with *Trichoderma saturnisporum* and *Cyathus striatus* strains was applied highly successfully. Based on the results of our investigations, a patent was granted for a biological product developed from the *Trichoderma saturnisporum* strain.

1 Einleitung

Die Vermeidung von Wind- und Wassererosion sowie schädliche Strukturveränderungen des Bodens soll einen schonenden Umgang mit dem Boden als Lebensraum-, Regelungs- und Produktionsfunktion gewährleisten (Anonym, 1998). Weiterhin bedingt die EU-Agrarreform (Agenda 2000) durch die Kürzung von Subventionen Kosteneinsparungen in der Landwirtschaft. Die Durchsetzung von Maßnahmen zum Bodenschutz und zur Einsparung von Kosten bei gleichbleibenden Erträgen verlangen einen Wandel in der Bodenbearbeitung. Als ein geeignetes Verfahren dafür wird die konservierende oder pfluglose Bodenbearbeitung angesehen, die weltweit auf über 45 Millionen ha angewendet wird (Holland, 2004). Allerdings wird auch das verstärkte Auftreten von Getreidekrankheiten in den letzten 15 Jahren auf die etablierte enge Getreidefruchtfolge bei weitestgehend pflugloser Bodenbearbeitung zurückgeführt (El Titi, 2003; Bailey, 1996).

Der Getreideanbau mit dem Belassen des Strohs nach der Ernte auf der Abbaufläche führt bei schlechter Strohverteilung und Einarbeitung, insbesondere bei der pfluglosen Bearbeitung, zu einer Anreicherung von mikrobiell wenig abgebautem Stroh im oberen Bodenhorizont. Wolf (2003) nennt weitere Gründe für ein verändertes Strohmanagement. Der unzureichende Strohabbau wird vor allem durch folgende Punkte hervorgerufen:

- Durch den Einsatz von Fungiziden (Strobilurine) wird das Stroh stabiler und verrottet langsamer.
- Die Zeit für die Strohrotte wird durch die spätere Reife von Weizen, Roggen und Triticale und die frühere Aussaat der Folgekultur verkürzt.
- Die intensive Stoppelbearbeitung mit der Stroheinarbeitung wird aus Zeit- und Kostengründen zunehmend vernachlässigt.

Ein geringer Anteil an Stroh im Oberboden wirkt über die verbesserte Bodenstruktur erosionsmindernd und wasserhaltend (Klimanek, 1997). Die oberflächennahe Akkumulation von wenig abgebautem Stroh, den sogenannten Strohmatten, erschwert jedoch die Bodenbearbeitung, Aussaat und Bestandesführung und trägt zur Ausbreitung von bodenbürtigen Pathogenen wie z.B. *Pseudocercospora herpotrichoides* oder *Gaeumannomyces graminis* bei (Steinert, 2006; El Titi, 2003; Hanhart, 2001). Weiterhin beeinträchtigen Strohmatten die Funktionssicherheit der Sätechnik und leisten dem Keimling mechanischen Widerstand beim Durchstoßen des Saatbettes (Stockfisch, 1997). Die mechanische

Bekämpfung der Strohmatten mit einem Striegel oder Grubber ist allerdings sehr energieaufwendig und wirkt sich negativ auf den Wasserhaushalt und den Humusgehalt des Bodens aus. Eine neue alternative Lösung des **Problems** stellt der Einsatz von Mikroorganismen dar, welche die Strohzersetzung im Ackerboden beschleunigen ([Steinert, 2006](#)). Die Ausbringung solcher strohzersetzenden Bodenmikroorganismen, die gleichzeitig eine phytosanitäre Wirkung besitzen, wäre ein aussichtsreiches, kostengünstiges und bodenschützendes Verfahren, welches bisher wenig untersucht wurde.

2 Stand des Wissens

2.1 Zusammensetzung und Aufbau des Strohs

Zum Verständnis des Strohabbaus durch Mikroorganismen und der dabei entstehenden Ab- und Umbauprodukte muss zunächst die Zusammensetzung sowie der chemische Aufbau des Ausgangsstrohs geklärt werden.

Das Pflanzengewebe besteht aus einem Komplex von Cellulose, Hemicellulose und Lignin (Abbildung 2.1).

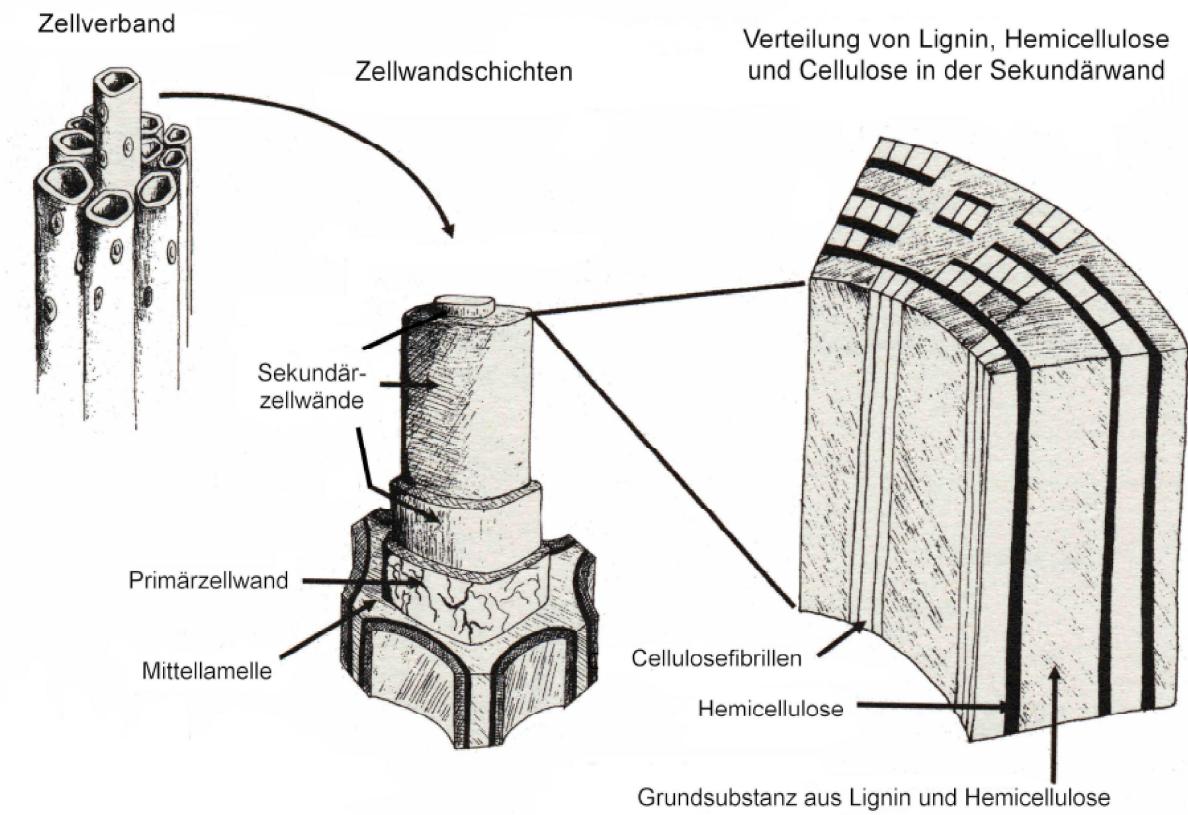


Abbildung 2.1: Aufbau von Pflanzengewebe (Pérez et al., 2002)

Dabei sind die Cellulosefasern in den verschiedenen Schichten der Zellwand, der Primärzellwand, der Sekundärzellwand und der Mittellamelle angeordnet. Die Primärzellwand ($0,1 \mu\text{m}$) enthält ein Netzwerk von Mikrofasern und signifikant höhere Anteile von Lignin

als die Sekundärzellwand. Die Sekundärzellwand ist unterteilt in 3 Unterschichten (S1, S2, S3), welche durch unterschiedlich stark ausgebildete Faserstärken gekennzeichnet sind. So weisen die S1 und S3- Schichten eine Dicke von 0,1 bis 0,2 μm auf. Die S2- Schicht ist 1-10 μm dick und enthält 80-95 % des Zellwandmaterials. Die Mittellamelle besteht hauptsächlich aus Lignin. Trotz der Tatsache, dass in der Mittellamelle die Ligninkonzentration sehr hoch ist, befinden sich in der Sekundärzellwand 70 % des gesamten Lignins von höheren Pflanzen (Argyropoulos und Menachem, 1997; Schwarze et al., 2000; Pérez et al., 2002). Die Verteilung von Cellulose, Hemicellulose und Lignin ist in den einzelnen Pflanzen unterschiedlich. Einen Überblick gibt Tabelle 2.1.

Tabelle 2.1: Zusammensetzung von Pflanzenmaterial hinsichtlich ihreres Cellulose-, Hemi-cellulose- und Lignin-Gehaltes

Pflanze	Cellulose	Hemicellulose	Lignin	Quelle
Nadelholz				
Fichtenholz	40 - 42	28- 31	27 -28	Fengel und Wegener (1984) Theander (1985)
Fichtenrinde	37 - 48	17	38	Fengel und Wegener (1984) Theander (1985)
Fichtenstreu	14 -18	13 - 22	17 - 38	Mangenot und Toutain (1980)
Laubholz				
Buchenholz	39 - 40	32 - 33	24 - 25	Fengel und Wegener (1984) Theander (1985)
Buchenrinde	24 - 38	17 - 23	40 - 43	Fengel und Wegener (1984) Theander (1985)
Buchenstreu	11 - 31	13 - 22	29 - 48	Mangenot und Toutain (1980)
Getreidestroh				
Weizenstroh	40	24	17	Gaind et al. (2005)
Weizenstroh	56	23	16	Singh und Sharma (2002)
Weizenstroh	46	28	15	Klimanek und Zwierz (1992)
Sommergerste	42	33	11	Klimanek und Zwierz (1992)
Winterroggen	44	18	30	Klimanek und Zwierz (1992)
Hafer	43	29	14	Klimanek und Zwierz (1992)

Die Gehalte an Cellulose, Hemicellulose und Lignin schwanken im Verlauf der Vegetationszeit (Tabelle 2.2). Während sich die Cellulose und Hemicellulosegehalte über die Vegetationszeit in den Pflanzenbestandteilen nur unwesentlich veränderten, steigt der Ligningehalt mit zunehmendem Alter an (Klimanek und Zwierz, 1992).

Cellulose und Hemicellulose sind leicht abbaubar, setzen aber eine spezialisierte Bodenflora voraus. Erschwerend kommt hinzu, dass Cellulose und Hemicellulose in der Pflanzensubstanz häufig mit Lignin inkrustiert vorkommt und dadurch den Mikroorganismen zum Abbau schwer zugänglich ist (Knackmuss, 1997).

Hauptbestandteil der durch Photosynthese grüner Pflanzen gebildeten Biomasse ist Lignocellulose. Lignocellulosen enthalten im Trockengewicht ca. 40 % Cellulose, ca. 20 - 30

Tabelle 2.2: Gehalte von Cellulose, Hemicellulose und Lignin von Getreidewurzeln in Abhängigkeit vom Vegetationsstadium nach [Klimanek und Zwierz \(1992\)](#)

Pflanze	Vegetationsstadium	Cellulose	Hemicellulose	Lignin
Winterweizen	Bestockung	40,1	32,6	9,8
	Schossen	39,6	28,4	12,9
	Blüte	42,9	26,8	13,1
	Milchreife	40,2	32,9	16,0
	Reife	46,7	18,1	25,1
Sommergerste	Bestockung	43,1	33,6	11,4
	Blüte	42,7	31,8	14,9
	Reife	40,1	31,2	21,4
Mais	Jugendstadium	37,3	28,7	8,8
	Fahnenschieben	42,7	28,6	10,7
	Blühbeginn	37,7	28,4	12,1
	Blüte	16,1	22,4	15,5
	Blühende	36,8	25,2	15,2
	Siloreife	39,4	25,7	15,9

% Hemicellulose und ca. 20 - 30 % Lignin ([Tuomela et al., 2000](#); [Gaind et al., 2005](#)). Winterweizenstroh enthält zur Reife ca. 45 % Cellulose, 28 % Hemicellulose und 15 % Lignin ([Klimanek und Zwierz, 1992](#)). Die aus monomeren Untereinheiten bestehenden Lignocellulosen werden als biogene Substanzen zu makromolekularen Grundeinheiten zusammengefasst und beinhalten neben den Hauptbestandteilen Cellulose, Hemicellulose und Lignin auch Kohlenhydrate, Proteine und Lipide ([Krogmann, 1994](#)).

Kohlenhydrate sind die Hauptprodukte der pflanzlichen Photosynthese. Sie liefern einen Großteil der notwendigen Energie für die mikrobielle Stoffumsetzung und dienen den Mikroorganismen als Kohlenstoffquelle ([Voet, 1994](#)). Pflanzen nutzen Kohlenhydrate zur Energiespeicherung und zum Aufbau von Gerüst- und Stützsubstanzen in Form der Cellulose und Hemicellulose.

Cellulose ist ein Linearpolymer der Glucose, das aus β -1,4-glycosidisch verknüpften Glucoseeinheiten aufgebaut ist. Diese Strukturen von langen Ketten, so genannte Elementarfibrillen, werden durch Wasserstoffbrückenbindungen und van-der-Waals-Bindungskräfte zusammengehalten, was zu partiell kristallinen Mikrofibrillen (Micellen) führt. Die Mikrofibrillen sind in den einzelnen Zellschichten unterschiedlich ausgerichtet. In der Primärwand liegen die Mikrofibrillen in allen nur denkbaren Orientierungen vor (Streutextur). Im Verlauf der Sekundärwandbildung werden sie schichtförmig als Lamellen abgelagert, wobei sie in jeder Schicht parallel zueinander angeordnet sind (Paralleltextur) ([Schwarze et al., 2000](#)). Die kristallinen Bereiche wechseln sich in der Pflanze mit nichtkristallinen ab. In den kristallinen Bereichen bildet die Cellulose, bedingt durch die Ausbildung der höchstmöglichen Zahl an Wasserstoffbrücken, dreidimensionale Gitter aus, die die Cellulo-

se resistenter gegenüber der enzymatischen Zersetzung durch Bakterien und Pilze machen (Kuga und Brown, 1991; Béguin und Aubert, 1994). In den übrigen Bereichen wird die regelmäßige Anordnung der Mikrofibrillen nicht erreicht, man bezeichnet jene als parakristallin oder amorph (Knackmuss, 1997). Diese Form der Cellulose wird durch extrazelluläre Enzyme der Mikroorganismen, sog. Cellulasen, in niedermolekulare Bruchstücke, wie z.B. Cellotriosen und Cellobiosen hydrolysiert und kann somit als Wachstumssubstrat genutzt werden. Cellulolytisch aktive Bakterien haften direkt an den Cellulosefasern und hydrolysierten die Cellulose im Kontaktbereich. Pilze dagegen durchziehen das Substrat mit Hyphen und geben extrazelluläre cellulolytische Enzyme ab, wodurch sie den Bakterien in der Natur, besonders beim Holzabbau, überlegen sind (Klimanek, 1997). Sehr gute Celluloseabbauer sind z.B. Pilze der Gattungen *Fusarium*, *Chaetomium*, *Verticillium*, *Aspergillus* und *Trichoderma*. (Weber, 1993; Knackmuss, 1997; Cohen und Hardar, 2001).

Hemicellulosen sind neben dem Lignin die nicht wasserlöslichen Polysaccharide der pflanzlichen Zellwand. Eine Ausnahme unter den Hemicellulosen stellen die wasserlöslichen Pectine (α -1,4-glycosidisch verknüpften D-Galacturonsäure-Einheiten) dar. Im Gegensatz zu dem Homopolysaccharid Cellulose sind Hemicellulosen verzweigte Heteropolysaccharide mit den Hauptbestandteilen D-Xylose, D-Mannose, D-Galactose, D-Glucose, L-Arabinose, D-4-O-Methyl-Glucoron und D-Galacturon. Sie enthalten neben Gluco- und Galactomannanen Xylan als Hauptkomponente. Es besteht aus β -1,4-glycosidisch verknüpften Xyloresten und hat in der Pflanzenzelle die Funktion als Reserve- und Stützsubstanz (Weber, 1993; Pérez et al., 2002). Die Hauptkomponente von Weichholzhemicellulose ist Glucomannan, ein β -1,4-glycosidisch verknüpftes Gerüst aus D-Glucose und D-Mannosebausteinen, hingegen ist Glucoronoxylan in der Hartholzhemicellulose enthalten (Pérez et al., 2002). Durch die nichtkristalline Struktur und einer teilweise höheren Wasserlöslichkeit der Hemicellulose wird sie schneller und leichter abgebaut als die Cellulose. Dabei können zahlreiche mycelbildende Mikro- und Makromyceten sowie Hefen die Hemicellulosen hydrolytisch zu Xylobiose abbauen, diese in die Zellen aufnehmen, spalten und auf dem Pentosephosphatweg metabolisieren (Knackmuss, 1997).

Lignin ist nach der Cellulose und Hemicellulose der häufigste biosynthetisch gebildete Stoff und die zweithäufigste organische Verbindung in der Natur und entsteht in den Zellwänden höherer Pflanzen durch Polymerisation von Ligninalkoholen (Schober, 2000; Derenne und Largeau, 2001). Es ist ein Polymer aus Phenylpropan-Einheiten, die durch einen peroxidasekatalysierten Radikalmechanismus verknüpft wurden. Die Cellulose- und Hemicellulosemoleküle der pflanzlichen Zellwände liegen in räumlich komplexer Anordnung vor und werden von einer Ligninpolymermatrix inkrustiert. In diesem Lignocellulosekomplex ist die Cellulose für die Zugbeanspruchung, das Lignin für die Druckfestigkeit der Zellwand verantwortlich und ermöglicht den Landpflanzen damit den aufrechten Wuchs (Haider, 1988b; Knackmuss, 1997). Im Verlauf der Vegetationszeit nimmt der Ligninge-

halt zu (Klimanek, 1997). Guggenberger et al. (1994) unterscheidet drei Arten von Lignin: Vanillyl, Syringyl und Cinnamyl. Der Abbau des Lignins verläuft wegen der hohen Molekularmasse und der phenolischen Polymerstruktur sehr langsam und kann nur von spezialisierten Pilzen durchgeführt werden (Knackmuss, 1997; Franke, 2004). Zu den ligninabbauenden Pilzen gehören *Pleurotus* spp., *Ganoderma* spp., *Fusarium* spp., *Phlebia* spp. und *Aspergillus* spp. (Haider, 1988b; Blanchette, 1991; Weber, 1993; Ward et al., 2004). Am effizientesten bauen Weißfäulepilze Lignin ab (Pérez et al., 2002). Da das Lignin von ihnen nicht als Kohlenstoffquelle genutzt werden kann, wird ein leicht abbaubares Substrat wie z.B. Xylan oder Cellulose, als Energiequelle benötigt (Nerud et al., 1991; Klimanek, 1997). Am Abbau sind anfangs extrazelluläre Enzyme (Peroxidasen, Phenoloxidinasen) beteiligt, welche mit Hilfe von H_2O_2 das Lignin über die Bildung von Radikalen depolymerisieren. Dabei wird das Lignin demethyliert, demethoxyliert und Ringe geöffnet (Haider, 1988b), oder durch Laccasen und Peroxidasen zu Huminstoffen polymerisiert (Weber, 1993).

Der Abbau von oberirdischen Ernterückständen, wie Stroh, erfolgt mikrobiell durch Mischpopulationen. Die Geschwindigkeit des Abbaus wird durch die chemische Zusammensetzung des Strohs (Harper und Lynch, 1981a; Killham et al., 1988; Collins et al., 1990), die vereinfacht durch das C:N-Verhältnis ausgedrückt werden kann und durch die Artenzusammensetzung der Mischpopulation beeinflusst (Collins et al., 1990). Pilzarten variieren stammspezifisch durch die Wachstumsgeschwindigkeit der Hyphen bei der Besiedlung des Strohs (Harper und Lynch, 1985), der Fähigkeit zur Produktion von relevanten Exoenzymen zum Strohabbau und in der Konkurrenz gegenüber anderen Saprophyten (Magan, 1988). Der mikrobielle Abbau beginnt mit den leicht hydrolysierbaren, energiereichen Komponenten wie Zucker, Eiweiß, Pektin, Cellulose und Hemicellulosen (Hempfling, 1988). Beim Celluloseabbau erfolgt durch Endo-1,4-*beta*-Glucanases der Angriff auf die Glucanbindungen in den Polysaccharidketten. Dabei entstehen kleinere Untereinheiten, die durch Exo-1,4- β -Glucanases und -glucosidasen in Cellobiose und Glucose aufgespalten werden (Haider, 1988b). Im Gegensatz dazu liefert der Ligninabbau den Mikroorganismen wenig Metabolite, die zur Energiegewinnung und für das Wachstum oder die Bildung von Zellinhaltsstoffen verwertbar sind. Deshalb erfolgt der Ligninabbau ausschließlich im Cometabolismus mit energieliefernden Pflanzenbestandteilen (Haider, 1988a).

2.2 Methodischer Nachweis des Strohabbaus

Eine klassische Methode zur Erfassung des Strohabbaus ist die unterirdische Degradation von Stroh in Netz- oder Streubeuteln (Harper und Lynch, 1981b; Nieder und Richter, 1989). Die dabei verwendeten unterschiedlichen Maschenweiten grenzen die zum Strohab-

bau verantwortlichen Organismen größtmäßig voneinander ab (Stockfisch, 1997). Stockfisch (1997) verzichtete hingegen bei der Erfassung des Strohabbaus im Boden ganz auf einen Netzbeutel. Dabei wurde das Stroh frei in der Bodenoberfläche verteilt und nach einer bestimmten Zeit durch Siebung vom Boden getrennt und ausgewaschen. Trotz intensiver Vorreinigung des Strohs nahmen mit zunehmender Inkubationszeit die am Stroh anhaftenden Bodenmengen zu. Die Reststrohmengen müssen dann nach Malkomes (1980) mit Hilfe der Aschegehalte vom Ausgangsstroh, Reststroh und Ausgangsboden korrigiert werden. Allerdings ist bei dieser Methode eine vollständige Erfassung des im Boden verteilten Strohs nicht gewährleistet.

Chemisch-physikalische Nachweismethoden

Der Abbau von organischen Substanzen des Strohs während der Inkubation kann beispielsweise mit der Methode der Kupferoxidation und den spektrometrischen Methoden, der ^{13}C -Kernmagnetische-Resonanz-Spektroskopie (^{13}C -NMR) und der Pyrolyse-Feldionisation-Massenspektrometrie (Py-FIMS) untersucht werden.

Bei der Kupferoxidation von Lignin werden 100 bis 200 mg der Probe mit CuO und 2 M NaOH für 2 Stunden bei 170 °C unter N₂-Zufuhr oxidiert (Ertel und Hedges, 1984). Durch diesen oxidativen Abbau des Lignins lässt sich der Grad des Abbaus mit dem Verhältnis Säure : Aldehyd (Ac:Al) der Syringyl- und Vanillineinheiten für Angiosperm- und Gymnospermlignin und mit dem Verhältnis der Syringyl : Vanillin-Einheiten (S:V) für Angiospermlignin beschreiben (Kögel, 1986; Guggenberger et al., 1994, 1995). Ein Anstieg des (Ac:Al)-Verhältnisses zeigt eine zunehmende Seitenkettenoxidation der Phenylpropan-einheiten (Guggenberger et al., 1995). Die Abnahme des Syringyl/Vanillyl-Verhältnisses wird von Hempfling (1988) als Abbau der Syringyleinheiten in der Anfangsphase der Ligninzersetzung beschrieben. Guggenberger et al. (1994) unterscheiden 3 Arten von Lignin (Vanillyl, Syringyl und Cinnamyl) und geben die Summen von Vanillyl und Syringyl als ein Indikator für die gesamte Menge an Lignin an, die mit der Kupferoxidation ermittelt werden kann. Kögel (1986) untersuchte mit der CuO-Oxidation den Ligninabbau in Waldhumus.

Mit der ^{13}C -Kernmagnetische-Resonanz-Spektroskopie werden ^{13}C -Kerne unter dem Einfluß von hochfrequenter elektromagnetischer Strahlung in unterschiedliche Spinzustände versetzt. Gemessen wird dabei die zur Überführung in den energiereicheren Zustand erforderliche Energie als Signal der dazugehörigen Frequenz. Die Bindungsverhältnisse des betreffenden Atoms bestimmen dabei die Größe der zur Kernresonanz erforderlichen Energie, die sogenannte chemische Verschiebung (Schwedt, 1992). Sie wird relativ zu einem Standard (meist Tetramethylsilan) in parts per million (ppm) angegeben und ist von der strukturellen Umgebung der signalauslösenden C-Kerne abhängig. Das aufgenomme-

ne ^{13}C -NMR Spektrum enthält daher spezifische Informationen zur chemischen Struktur der enthaltenen C-Atome innerhalb eines Moleküls (Vinceslas-Akpa und Loquet, 1997). Zum Nachweis des Ligninabbaus inkubierten Greve et al. (1993) Stroh 90 Tage mit dem Basidiomyceten *Pleurotus ostreatus* und analysierten die wasserlöslichen Fraktionen mit ^{13}C -NMR. Dabei entstanden große Mengen wasserlöslicher Polysaccharide, die auf den Ligninabbau zurückgeführt wurden. Bei der anschließenden Kompostierung wurden die wasserlöslichen Polysaccharide mineralisiert und der Anteil an aromatischen Strukturen sowie auch Methoxyl-, Carboxyl- und Alkylgruppen nahm zu (Greve et al., 1993).

Bei der Py-FIMS (Wehner, 2000; Franke, 2004; Franke et al., 2007) wird die organische Substanz innerhalb der Ionenquelle temperaturaufgelöst im Hochvakuum pyrolysiert. Die Ionisation der verflüchtigten Moleküle im hohen elektrischen Feld (Feldionisation) erfolgt aufgrund der im Vergleich zur Elektronenstoßionisation geringen Energieübertragung (0,5 eV vs. 5 eV) sehr schonend, so dass die resultierenden Massenspektren deutlich intensiver und Fragmentierungen der Molekülionen nahezu ausgeschlossen werden können (Lehmann und Schulten, 1976). Verluste verflüchtigter Substanzen entlang chromatographischer Trennsäulen sowie die Abhängigkeit von der Polarität der Substanzen sind durch unmittelbare Zuführung der Molekülionen zum Detektor ausgeschlossen. Die temperaturaufgelöste Pyrolyse lässt Rückschlüsse auf das thermische Verhalten der verflüchtigten Substanzen zu. Eine Zuordnung der Pyrolyseprodukte der Py-FIMS ist durch die Analyse zahlreicher Klassen von Naturstoffen mit Py-GC/MS und hochauflösender Py-FIMS möglich. Durch diese Vorgehensweise wurden Indikatorsignale für zehn Klassen biogener organischer Substanzen ermittelt (Hempfling und Schulten, 1990; Schulten und Leinweber, 1991; Schulten und Schnitzer, 1991; Schnitzer und Schulten, 1992, 1995; Schulten und Leinweber, 1999).

Die Intensivrotte von Gülle-Stroh-Gemischen zeigte z.B., dass Kohlenhydrate, Peptide, freie Fettsäuren sowie monomere Ligninbausteine bei ausreichender O_2 -Versorgung und Temperaturen um 55 °C innerhalb der ersten Tage der Kompostierung abgebaut werden (Wehner, 2000). Dabei wurden ebenfalls Lignindimere zu Ligninmonomeren abgebaut. Das bei der CuO-Oxidation bestimmte (Ac:Al)-Verhältnis konnte durch die Daten des mit Py-FIMS ermittelten Ligninabbaus gestützt werden (Wehner, 2000). Allerdings handelte es sich um einen Untersuchungszeitraum von 9 Tagen und ohne Zugabe von Mikroorganismen. Lange (2002) untersuchte die Zusammensetzung und Struktur der organischen Bodensubstanz (OBS) im Dauerversuch "ewiger Roggenbau" und beschreibt die Methode als leistungsfähige Analysenmethode zur Auswertung der Thermostabilität von Substanzklassen. Alle Untersuchungen von Lange (2002) stützen sich jedoch auf frisches Stroh, welches unmittelbar nach der Ernte entnommen wurde.

Mechanische Nachweismethoden

Mechanische Probleme mit Stroh werden in Form von Verstopfungen von Geräten bei der Bodenbearbeitung beschrieben (Kushwaha et al., 1983; Hanhart, 2001; Brunotte et al., 2003; Steinert, 2006). Deswegen wird im Anschluss der Kenntnisstand zur Beurteilung der mechanischen Eigenschaften von Stroh erläutert.

Als Parameter zur Beurteilung der mechanischen Veränderung von Weizenstroh während der Vegetationsperiode bei unterschiedlichen Feuchtegehalten des Weizenstrohs, verwendete Limpiti (1980) die Bruchkraft und die Zugspannung. Dabei nahm sowohl die Bruchkraft als auch die Zugspannung mit zunehmendem Feuchtegehalt zu. Limpiti (1980) leitete daraus eine Energieverringerung beim Drusch und bei der Strohzerkleinerung ab, wenn die Ernte bei einer Strohfeuchte von 14 % durchgeführt wird. Kushwaha et al. (1983) gibt einen optimalen Feuchtgehalt von 8 bis 10 % an, um das Stroh leichter zerbrechen und schneiden zu können, wobei es keinen lineararen Zusammenhang zwischen der Schneidkraft und dem Feuchtegehalt vom Stroh gibt.

Bei der Untersuchung von mechanischen Eigenschaften von Hölzern, die bei der Papierherstellung eingesetzt wurden, zeigte sich, dass von den Parametern Dehnung, Festigkeit, Härte und Elastizitätsmodul (E-Modul) die Festigkeit der wichtigste Parameter war (Ashby et al., 1995). Zur Beschreibung der mechanischen Veränderung von Weizenstroh in Abhängigkeit vom Feuchtegehalt und Reifestadium des Strohs wurden die Parameter Zugspannung, Reißfestigkeit und E-Modul untersucht und in Beziehung zur Internodienlage gesetzt (O'Dogherty et al., 1995). Dabei nahm die Zugspannung und der E-Modul ab, je höher Strohstücke in Richtung Ähre entnommen wurden. Sowohl die Reißfestigkeit als auch der E-Modul nahmen im Verlauf der Vegetationsperiode signifikant ab. Die Reißfestigkeit des Strohs war bei Feuchtegehalten um 8 bis 10 % signifikant geringer, jedoch hatte der Feuchtegehalt auf die Zugspannung und den E-Modul keinen signifikanten Einfluss.

Annoussamy et al. (2000) untersuchten die physikalischen und mechanischen Eigenschaften von Weizenstroh in Abhängigkeit von der Abbaurate und dem Feuchtegehalt. Das dabei bestimmte hohe E-Modul und die hohe Biegefestigkeit wurden auf erhöhte Hemicellulosegehalte in der Pflanze zurückgeführt. Eine Abbaurate von 40 % führte zu einer Abnahme der Biege- und Scherfestigkeit, wobei die Ursache als der Verlust von zersetzter Cellulose beschrieben wird. Eine Steigerung des Feuchtgehaltes um 20 bis 30 % hat eine gegensätzliche Wirkung auf die Biege- und Scherfestigkeit. Mit Zunahme der Strohfeuchtigkeit nimmt die Scherfestigkeit zu und die Biegefestigkeit ab. Deshalb ist aus praktischer Sicht die Wahl des richtigen Zeitpunktes für die Ernte oder Aussaat mit der Witterung abzustimmen (Annoussamy et al., 2000).

Mikroskopische Methoden

Mikroskopische Verfahren wurden bisher verwendet zur Beschreibung der Mikrostruktur von Cellulosefasern von Weizenstroh (Gould, 1985; Hornsby et al., 1997) und von Flachs (Hornsby et al., 1997), zur Populationsbestimmung von Bakterien und Pilzen an Stroh (Halsall und Goodchild, 1986; Miron und Ben-Ghedalia, 1992), zur Untersuchung der Oberflächenveränderung von Weizenstroh während der einzelnen Compostierungsphasen (Lyons et al., 2000) und zum Nachweis der Veränderung von kristalliner Cellulose nach Zugabe von *Trichoderma reesei* (Spray und Bochem, 1991). Untersuchungen zum Strohabbau nach Inokulation von Pilzen wurden mittels Elektronenmikroskopie bisher nicht vorgenommen.

Zusammenfassung Stand der Forschung

Die beschriebenen Methoden geben einen Überblick zum Nachweis des Strohbaus. Zur quantitativen Erfassung des Strohbaus im Boden wird gegenwärtig bevorzugt das Vergraben von Streubeuteln genutzt. Bei der Kupferoxidation erfolgt eine Extraktion des zu untersuchenden Materials und damit eine Veränderung der Ausgangssubstanz. Eine Quantifizierung der Menge an Lignin von Pflanzenrückständen kann allerdings über die Bildung von Summen von Vanillyl, Syringyl und Cinnamyl näherungsweise erfasst werden. ¹³C-NMR eignet sich zur Bestimmung von funktionellen Gruppen organischer Verbindungen in Böden und bedingt in Pflanzenmaterial. Eine Differenzierung hinsichtlich der Zuordnung zu Bestandteilen der Lignocellulosen ist nicht möglich. Umfangreiche Untersuchungen mit Py-FIMS von Kompostierungen und biodegradierbaren Verbindungen zeigten, dass diese Methode geeignet ist, den Abbau von organischen Verbindungen und Verbindungsklassen auf der molekularen Ebene zu beschreiben. Dabei ist beispielsweise die Unterscheidung von monomeren und dimeren Ligninbausteinen und die Bestimmung von Kohlenhydraten zum Nachweis von chemischen Veränderungen nach Inkubation und Inokulation mit Mikroorganismen möglich. Zur Bestimmung der physikalischen Veränderung des Strohs während der Inkubation, erscheinen die mechanische Zugspannung und Reißdehnung als geeignete Parameter. Sie spiegeln die mit dem Stroh auftretenden Probleme in Form von Verstopfungen der Bodenbearbeitungsgeräte am besten wider. Untersuchungen zu diesen Parametern fanden bisher an inokuliertem Stroh noch nicht statt. Für die visuelle Bewertung von verrottetem Pflanzenmaterial haben sich elektronenmikroskopische Untersuchungen als geeignete Methode erwiesen. Mit dieser Methode wurden bisher an Stroh Zerstörungen von Pflanzengeweben und das Wachstum von Pilzen und Bakterien nachgewiesen, jedoch wurde keine Quantifizierung des Abbaus vorgenommen.

3 Ziele und Aufgaben

Durch die Vorgaben des Bundesbodenschutzgesetzes ([Anonym, 1998](#)) und der Agenda 2000 wird der Landwirt zum Bodenschutz und zur Umstellung auf kostensparende Bodenbearbeitungsverfahren gezwungen. Zu diesen Verfahren gehört die konservierende Bodenbearbeitung, bei der das Stroh auf der Bodenoberfläche verbleibt. Aus phytopathologischer Sicht stellt das auf der Oberfläche verbleibende Stroh ein Problem dar, da Krankheitserreger daran überdauern und zu Ertragseinbußen führen. Ein Einarbeiten des Strohs in den Boden und damit eine Förderung der Strohrotte entzieht den Krankheitserregern den Lebensraum und bedingt ein Absterben.

Ziel der vorliegenden Arbeit ist die Entwicklung eines Präparates zur Förderung der Strohrotte im Boden auf der Basis eines saprotrophen Pilzes. Dazu sollen zum Strohabbau geeignete Pilze in Laborversuchen selektiert und in Freilandversuchen auf deren Einsatz in der Praxis geprüft werden.

Die Selektion erfolgt mit 16 Pilzstämmen in Petrischalen (*in vitro*). Dabei sollen für die Gefäßversuche zwei bis vier Pilzstämme und für den Freilandversuch zwei Pilzstämme hinsichtlich der Eignung zum Strohabbau und zur großtechnischen Produktion selektiert werden. Da sich die *in vitro* Versuche auf das Labor beschränken und die Gefäßversuche nur simulierte Umweltbedingungen zeigen, soll mit den zwei aussichtsreichsten Pilzstämmen ein Langzeitversuch im Freiland zur Beurteilung der Abbauleistung durchgeführt werden.

Alle nachfolgenden Verfahren zum Nachweis des Strohabbaus, wie gravimetrische, visuelle, chemische und physikalische Verfahren, beziehen sich auf das Stroh der Gefäß- und Freilandversuche.

Quantitativ erfolgt die Beurteilung des Strohabbaus gravimetrisch über das Zurückwiegen des Strohs aus den Streubeuteln, welches zur Rotte in den Boden eingebracht wurde.

Visuell soll das inkubierte Weizenstroh mittels Rasterelektronenmikroskopie untersucht werden, da diese Methode unter anderem erfolgreich für die Untersuchung von Cellulosefaser von Stroh und Flachs ([Halsall und Goodchild, 1986; Hornsby et al., 1997](#)) angewendet worden ist. Deshalb soll geprüft werden, ob die Methode auch zum Nachweis des Strohabbaus auf der Zellebene geeignet ist. Eine generelle chemische Charakterisierung des Einflusses der verwendeten Pilze auf die chemische Zusammensetzung des Strohs erfolgt

mit C- und N-Analysen. Für eine Charakterisierung auf molekularer Ebene scheint die Py-FIMS eine erfolgversprechende Methode, da mit ihr bisher Roggenstroh (Lange, 2002), Weizenstroh (Wehner, 2000), Waldhumus (Hempfling, 1988) sowie Restabfälle und Komposte (Franke, 2004; Franke et al., 2007) erfolgreich analysiert wurden. Dabei konnte die Zusammensetzung des Strohs durch Indikatorsignale chemisch definierter Verbindungsklassen ermittelt und die thermische Stabilität des Strohs durch die temperaturaufgelöste Py-FIMS beurteilt werden. Alle Untersuchungen bezogen sich jedoch auf frisches oder sieben Tage inkubiertes Stroh. Langzeituntersuchungen zum Strohabbau bei Inkubationsversuchen existieren zur Zeit nicht.

Mit den Parametern Zugspannung und Reißdehnung wurde die physikalische Beschaffenheit von Stroh in Abhängigkeit vom Feuchtegehalt und Entwicklungsstadium beschrieben (O'Dogherty et al., 1995). Diese Parameter wurden bis jetzt noch nicht als Nachweis für den Strohabbau angewendet. Aus dem gegenwärtigen Stand des Wissens und der daraus entwickelten Untersuchungsstrategie sollen folgende Problemstellungen gelöst werden:

- Selektion zum Strohabbau relevanter Pilzstämme und Überprüfung des Abbaus von inokuliertem Stroh in Langzeitversuchen aus Gefäß- und Freilandversuchen,
- Quantitativer Nachweis des Strohabbaus mit Streubeutel,
- Nachweis des Strohabbaus auf der Zellebene durch Rasterelektronenmikroskopie,
- Chemische Charakterisierung des Strohabbaus mit C- und N-Analysen und auf der molekularen Ebene mit temperaturaufgelöster Py-FIMS sowie
- Überprüfung der Anwendbarkeit physikalischer Parameter zur Beschreibung der Destabilisierung des Strohs nach Zugabe von Pilzen.

4 Material und Methoden

4.1 *In vitro* Screening zur Selektion der Pilzstämme

Zur Selektion der Pilzstämme aus Arten, die bereits in der Literatur als geeignete Streuabbauer beschrieben wurden, sind *in vitro* Screenings

- zum Wachstumsverhalten
 - Wachstum auf Boden und Stroh
 - Wachstum auf verschiedenen Medien
- zur enzymatischen Aktivität
 - Lignin-Peroxidase, Cellulase, Xylanase
- zum *in vitro* Antagonismus
 - Duale Kultur mit bodenbürtigen Pathogenen

durchgeführt worden.

4.1.1 Wachstumsverhalten

15 Pilzstämme wurden auf ihr Wachstumsverhalten auf verschiedenen Medien getestet (Tabelle 4.1).

Das Mycelwachstum der Pilzstämme wurde auf vier verschiedenen Substraten: (i) auf verschiedenen synthetischen Nährmedien, (ii) auf reinem Stroh, (iii) auf Boden-Stroh-Gemischen und (iv) in einem Boden nach 2, 4, 7, 10, 15, 20, 25 und 30 Tagen untersucht (Tabelle 4.2).

Die Petrischalen mit den verschiedenen Nährmedien wurden mit 4 mm bewachsenen Agarblöcken, der zuvor 14 Tage auf Potato Dextrose Agar (PDA) kultivierten Pilzstämme, mittig inokuliert und bei 24 °C für 30 Tage inkubiert.

Tabelle 4.1: Übersicht der verwendeten Pilzstämme für das *in vitro*-Screening

Art	Abkürzung	Wachstums- verhalten	Enzym- aktivitäten	<i>In vitro</i> Antago- nismus		
				Abs. 4.1.1	Abs. 4.1.2	Abs. 4.1.3
<i>Agrocybe praecox</i>	<i>A. praecox</i>				×	
<i>Bjerkandera adusta</i>	<i>B. adusta</i>	×		×		
<i>Coprinus atramentarius</i>	<i>C. atramentarius</i>	×		×		
<i>Coprinus comatus</i>	<i>C. comatus</i>	×		×		×
<i>Coprinus domesticus</i>	<i>C. domesticus</i>	×		×		
<i>Coprinus micaceus</i>	<i>C. micaceus</i>			×		
<i>Cyathus striatus</i>	<i>C. striatus</i>	×		×		×
<i>Daedaleopsis confragosa</i>	<i>D. confragosa</i>	×		×		
<i>Ganoderma applanatum</i>	<i>G. applanatum</i>	×		×		
<i>Fusarium aqueductuum</i>	<i>F. aqueductuum</i>			×		×
<i>Fusarium heterosporum</i>	<i>F. heterosporum</i>			×		×
<i>Merulius tremellosus</i>	<i>M. tremellosus</i>	×		×		
<i>Ophiostoma piliferum</i>	<i>O. piliferum</i>	×		×		
<i>Phellinus ferreus</i>	<i>P. ferreus</i>	×		×		
<i>Phlebia radiata</i>	<i>P. radiata</i>	×		×		
<i>Phlebiopsis gigantea</i>	<i>P. gigantea</i>	×		×		
<i>Phoma lingam 21/1</i>	<i>P. lingam 21/1</i>			×		×
<i>Phoma lingam 21/2</i>	<i>P. lingam 21/2</i>			×		×
<i>Polyporus squamosus</i>	<i>P. squamosus</i>	×		×		
<i>Sepedonium ampullosporum</i>	<i>S. ampullosporum</i>	×		×		
<i>Stropharia rugosa-anulata</i>	<i>S. rugosa-anulata</i>			×		
<i>Talaromyces flavus VII3b</i>	<i>T. flavus VII3b</i>			×		
<i>Trametes versicolor (I)</i>	<i>T. versicolor (I)</i>	×		×		×
<i>Trametes versicolor (II)</i>	<i>T. versicolor (II)</i>	×		×		
<i>Trichoderma S 17 A</i>	<i>Trichoderma S 17 A</i>			×		
<i>Trichoderma L 4</i>	<i>Trichoderma L 4</i>			×		
<i>Trichoderma 99-27</i>	<i>Trichoderma 99-27</i>			×		
<i>Trichoderma saturnisporum</i>	<i>T. saturnisporum</i>			×		
<i>Trichoderma virens</i>	<i>T. virens</i>			×		
<i>Trichoderma viride</i>	<i>T. viride</i>			×		
<i>Tricholoma populinum</i>	<i>T. populinum</i>			×		

× : in den einzelnen Versuchen verwendete Pilzstämme

Gersten- und Weizenstroh wurde in 5 cm lange Stücke geschnitten, angefeuchtet und autoklaviert. Je zwei Strohstücke wurden auf einen sterilisierten angefeuchteten Rundfilter in eine Petrischale (90 mm) im Abstand von 30 mm parallel nebeneinander gelegt. Je ein 4 mm großer, mit dem jeweiligen Pilzisolat bewachsener Agarblock, wurde mittig auf ein Strohstück platziert.

Tabelle 4.2: Versuchsvarianten zum Wachstumsverhalten

Variante	Medium und Zusammensetzung
(i) verschiedene Nährmedien	Celluloseagar (Cellulose + Agar-Agar (5 + 17 g l ⁻¹)) Wasseragar (Agar-Agar (15 g l ⁻¹)) Potato Dextrose Agar/2 (PDA halbe Konzentration) (PDA + Agar-Agar (8 + 19,5 g l ⁻¹))
(ii) Stroh	Gersten- und Weizenstroh der Ernte 2003 (Tabelle 4.3)
(iii) Boden-Stroh-Gemisch	Boden mit Weizen- bzw. Gerstenstroh (4 g Stroh je Liter Boden bei 15 cm Bodentiefe = 6 t Stroh ha ⁻¹)
(iv) Boden	schwach lehmiger Sand (Tabelle 4.3) Herkunft: Nordostdeutschland

Bei den Boden-Stroh-Gemischen wurde das Weizen- bzw. Gerstenstroh auf 2 mm Länge zerkleinert, in den Boden eingemischt und sterilisiert. Das Gemisch wurde in Petrischalen (90 mm) in einer Dicke von 5 bis 8 mm gleichmäßig verteilt und mittig mit einem bewachsenen Agarblock beimpft.

Tabelle 4.3: Chemische und physikalische Eigenschaften des Bodens sowie C- und N-Gehalte des Strohs

	Sand [%]	Schluff [%]	Ton [%]	C [%]	N [%]	C/N	pH (CaCl ₂)
Boden	69,4	21,9	8,7	0,632	0,042	15	6,4
Stroh				44,5	0,712	63	

4.1.2 Enzymaktivitäten

Weizenstroh besteht zu ca. 56 % aus Cellulose, 23 % Hemicellulose und 16 % Lignin ([Singh und Sharma, 2002](#)). Am Abbau dieser Substanzen sind wesentlich die von Pilzen gebildeten Ligninasen, Cellulasen und Xylansen beteiligt ([Blanchette et al., 1989](#)).

Die Prüfung der Fähigkeit zur Produktion von Lignin-Peroxidases wurde nach der Methode von [Glenn und Gold \(1983\)](#) mit den in Tabelle 4.1 aufgelisteten Pilzstämmen durchgeführt. Um den Abbau von Cellulose und Xylan durch endohydrolytische Enzyme nachzuweisen, wurden Agarmedien verwendet, in denen der Farbstoff Remazol-Brilliant-Blue (RBB) kovalent an eine wasserlösliche Form der entsprechenden Substrate gebunden war ([Wolf und Wirth, 1990](#)). Die Zusammensetzung des verwendeten Ligninmediums ist in Tabelle 4.4 beschrieben.

Zum Nachweis der Cellulase- und Xylanase-Aktivität wurden die Pilzisolate auf Bodenextraktagar mit den jeweiligen Farbstoffkonjugaten Cellulose-RBB (1,4- β -Glucan) und

Tabelle 4.4: Zusammensetzung des Ligninmediums

Lösung	Zusammensetzung [g l ⁻¹]
Stammlösung	CaCl ₂ · 2H ₂ O (7,4), CoCl ₂ · 6H ₂ O (0,1), Eisencitrat (1,2), MnSO ₄ · 4H ₂ O (0,5), Thiamine HCl (10 mg), ZnSO ₄ · 7H ₂ O (0,7)
Hauptmedium	Agar-Agar (15), KH ₂ PO ₄ (0,6), K ₂ HPO ₄ (0,4), MgSO ₄ · 7H ₂ O (0,5), (NH ₄) ₂ tartrate (0,22), Poly R-478 dye (Sigma) (0,2), Sorbose (40), Stammlösung (10 ml)

Xylan-RBB (1,4- β -Xylan) kultiviert. Cellulose-RBB wurde mit bidestilliertem Wasser auf eine optische Dichte bei einer Wellenlänge von 592 nm (OD_{592nm}) von 5,0 eingestellt. Anschließend wurden jeweils 500 ml von Cellulose-RBB und von dem Bodenextraktagar entnommen, getrennt autoklaviert, unter der Sterilbank heiß gemischt und in Petrischalen (90 mm) ausgegossen. In der Petrischale lag dann eine End-OD_{592nm} von 2,5 vor. Von den zu testenden Pilzstämmen wurde ein 4 mm bewachsener Agarblock mittig auf die Petrischale aufgelegt und bei 24 °C inkubiert. Für Xylan-RBB wurde das gleiche Verfahren angewendet. In den Versuchen zur Lignin-Peroxidase-, Cellulase- und Xylanase-Aktivität wurde über einen Zeitraum von 42 Tagen alle 7 Tage die Hofbildung um die Kolonien und der radiäre Koloniedurchmesser gemessen ([Wolf und Wirth, 1990](#)).

4.1.3 *In vitro* Antagonismus

Der Versuch diente zur Beurteilung der Konkurrenzkraft der Pilzstämme gegenüber indigenen pathogenen Pilzen im Boden. *In vitro* wurde der Antagonismus von *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus*, *Trametes versicolor* und *Trichoderma saturnisporum* gegen die weitverbreiteten, konkurrenzstarken und bodenbürtigen Pathogenen *Fusarium aequi-ductuum*, *Fusarium heterosporum* und *Phoma lingam* (Tabelle 4.1) nach der Methode von [Baar und Stanton \(2000\)](#) auf einem MMN-Medium (Modified Melin Norkrans, Zusammensetzung siehe Tabelle 4.5) untersucht. Die verwendeten Pilzstämme wurden auf PDA 14 Tage vorgezogen und auf Petrischalen (90 mm) mit MMN-Agar abgeimpft und bei 24 °C für 28 Tage inkubiert.

Tabelle 4.5: Zusammensetzung des Modified Melin Norkrans-Mediums

Lösung	Zusammensetzung [g l ⁻¹]
Modified Melin Norkrans	Agar (15), CaCl ₂ · H ₂ O (0,067), FeCl ₃ (0,01), Glucose H ₂ O (10), KH ₂ PO ₄ (0,5), MgSO ₄ · 7H ₂ O (0,15), Malzextrakt (3), NaCl (0,025), (NH ₄) ₂ HPO ₄ (0,25), Thiamine HCl (100 µg l ⁻¹)

Nach dem Einstellen des pH-Wertes auf 5,6 wurde das Medium autoklaviert und in Petrischalen gegossen. Es wurde von jedem zu prüfenden Stamm sowie von den Antagonisten ein 4 mm bewachsener Agarblock auf einer Linie im Abstand von 30 mm vom Rand und zueinander in der Petrischale platziert. Alle 7 Tage erfolgte eine Messung des radiären Koloniedurchmessers der einzelnen Stämme und die Aufnahme der Interaktionen. Die Einteilung der Interaktionen erfolgte visuell nach Hemmung, Förderung, Umwachsen oder Überwachsen (Baar und Stanton, 2000).

4.2 Gefäßversuche

4.2.1 Inkubationsversuch zur Selektion der Pilzstämme *in vivo*

Coprinus comatus, *Cyathus striatus* und *Trametes versicolor* erreichten in den Versuchen zur Selektion der Pilzstämme die besten Ergebnisse. *Trichoderma saturnisporum* wurde zusätzlich aufgenommen, da die positiven Eigenschaften von *Trichoderma* spp. auf den Strohabbau (Silveira et al., 1999a; Seyis und Aksoz, 2003; Allison und Vitousek, 2004) und als Pflanzenstärkungsmittel (Roco und Pérez, 2001; Bisset et al., 2003) bereits in der Literatur beschrieben wurden. Mit den 4 genannten Pilzstämmen wurde zur weiteren Selektion ein Gefäßversuch zur Wirkung der Inokulation auf den Strohabbau unter Weizen im Gewächshaus angelegt.

Das Stroh wurde dazu mit einem Häcksler auf 5 bis 8 cm Länge zerkleinert. Um in den Gefäßen die in der Praxis übliche Strohmenge einzusetzen, wurde je Gefäß mit einer Topffläche von 0,03 m², 18 g Stroh verwendet. Dies entspricht 6 t Stroh ha⁻¹. Von den 18 g wurden jeweils 6 g in einen groben (Maschenweite 2 mm) und 6 g in einen feinen (Maschenweite 0,15 mm) Streubeutel sowie 6 g frei in der oberen Bodenschicht verteilt. Die Streubeutel wurden in 8 facher Wiederholung 5 bis 7 cm tief im Boden platziert. Damit standen für die beiden Entnahmetermine nach 90 und 180 Tagen jeweils 4 Wiederholungen zur Verfügung. Es sind pro Gefäß 6 kg Boden (lehmiger Sand) verwendet worden, 4,5 kg unter und 1,5 kg über den nebeneinander platzierten Streubeuteln.

Der Gefäßversuch bestand aus 5 Varianten:

- Kontrolle (ohne Inokulation)
- Inokuliert mit *Coprinus comatus*
- Inokuliert mit *Cyathus striatus*
- Inokuliert mit *Trametes versicolor*
- Inokuliert mit *Trichoderma saturnisporum*.

In jeder Variante wurde zusätzlich der Einfluss einer einmaligen Stickstoffgabe und einer Saatgutbeizung auf den Strohabbau untersucht.

Der verwendete *Trichoderma saturnisporum*-Stamm wurde in Fermentern kultiviert und als wasserlösliches Granulat verwendet. Trägersubstanz für die Konidien von *Trichoderma saturnisporum* war granulierte Glucose (99 : 1). Die Basidiomyceten *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus* und *Trametes versicolor* wurden jeweils auf einer Nährlösung mit folgender Zusammensetzung [in g l⁻¹]: Glucose (20), Malz (5) und Hefe (5) in 100 ml Erlenmeyer Kolben vorgezogen. Nach 21 Tagen wurde das Mycel abgewogen, in einen Kolben mit destilliertem Wasser überführt, auf einem Schüttler mit Glaskugeln zerkleinert und am gleichen Tag noch auf die Bodenoberfläche appliziert. Die Menge des Inokulums je Gefäß entsprach den Aufwandmengen 1 * 10¹² Konidien ha⁻¹ bei *Trichoderma saturnisporum* und 10 kg getrocknetes Mycel ha⁻¹ bei den Basidiomyceten. Nach dem Auslegen der Streubeutel und Inokulieren der Töpfe mit den jeweiligen Pilzstämmen wurde Wechselweizen der Sorte Thasos (gewaschen oder gebeizt mit Arena[®]), ausgesät. Bei der Aussaatmenge wurde von 200 kg ha⁻¹ (0,6 g oder 10 Körner pro Topf) ausgegangen. Zum Nachweis des Strohabbaus wurde:

- gravimetrisch der Gewichtsverlust des Weizenstrohs aus den Streubeuteln bestimmt,
- mit einem Rasterelektronenmikroskop der mikroskopische Nachweis auf der Zell-ebene erbracht,
- die chemische Zusammensetzung des Weizenstrohs nach Inokulation mit den Pilzen mit C- und N-Analysen und Py-FIMS untersucht,
- die physikalische Destabilisierung des Weizenstrohs mit den Parametern Zugspannung und Reißdehnung erfasst.

4.2.2 Inkubationsversuch zum Einfluss der Inokulation auf den Strohabbau in Anwesenheit von Pathogenen

In einem weiteren Gefäßversuch wurden die Einflüsse der Inokulation von *Trichoderma saturnisporum*, *Cyathus striatus*, deren Trägersubstanzen und die Kombination von beiden Pilzstämmen mit Pathogenen auf den Strohabbau untersucht.

Der Strohabbau wurde unter Einsatz des in Tabelle 4.3 charakterisierten Strohs und 5 kg Boden je Gefäß wie in Abschnitt 4.2.1 quantifiziert. Die Trägersubstanz für die Konidien von *Trichoderma saturnisporum* war granulierte wasserlösliche Glucose (Abschnitt 4.2.1). *Cyathus striatus* wurde im Fermenter auf Triticaleflocken kultiviert, welche auch die Trägersubstanz für *Cyathus striatus* darstellten. Durch die granulierte Form wurde das Substrat mit der Hand im Topf verteilt. Die Aufwandmenge für *Trichoderma saturnisporum* entsprach 1 x 10¹² Kon ha⁻¹ und für *Cyathus striatus* 10 kg ha⁻¹ Trägersubstanz

mit Mycel. Glucose als Trägersubstanz für *Trichoderma saturnisporum* und autoklaviertes bewachseses Fermenterprodukt von *Cyathus striatus* wurde in den gleichen Mengen auf die Kontrollen ausgebracht.

In 6-facher Wiederholung wurden jeweils zwei Streubeutel mit einer Maschenweite von 2 mm nebeneinander in einem Topf platziert. Jeder Streubeutel enthielt 5 g Stroh. Zusätzlich zu den 10 g in den Beuteln wurden noch 8 g Stroh frei in der oberen Bodenschicht verteilt.

In den Varianten mit den Pathogenen wurde *Pseudocercospora herpotrichoides* (*P. herpotrichoides*), *Fusarium graminearum* (*F. graminearum*) und *Gaeumannomyces graminis* (*G. graminis*) auf das Stroh, welches frei in der oberen Bodenschicht verteilt war, appliziert. Die Pathogene wurden 14 Tage auf PDA vorgezogen und davon jeweils eine halbe bewachsene Petrischale (90 mm) je Topf inkuliert. Nach dem Auslegen der Streubeutel und Inkulieren der Töpfe mit den Pilzstämmen wurde Wechselweizen der Sorte Thasos (gebeizt mit dem Wirkstoff Arena[®]), ausgesät. Die Aussaatmenge betrug 200 kg ha⁻¹, was 15 Körner je Gefäß entspricht.

Alle Varianten sind mit NPK-Dünger (8/5/6) auf 120 kg N in Form von Ammoniumstickstoff (1,6 %), Nitratstickstoff (2,2 %) und Carbamidstickstoff (4,2 %) gedüngt worden. Die Streubeutel wurden nach 90 und 180 Tagen entnommen und wie in Abschnitt 4.2.1 beschrieben, aufbereitet.

4.3 Freilandversuch

Nach Auswertung der Gefäßversuche zur Selektion der Pilzstämme, wurde mit den aus diesen Versuchen gewonnenen Erkenntnissen ein Freilandversuch mit *Trichoderma saturnisporum* und *Cyathus striatus* angelegt.

Die Fläche befand sich in der Nähe der Ortschaft Dummerstorf, ca. 15 km südöstlich von Rostock in Mecklenburg-Vorpommern (Geographische Koordinaten: 54° 01' Nördliche Breite 12° 24' Östliche Länge). Die klimatischen Bedingungen am Versuchsstandort sind durch Jahrestemperaturen von 8,2 °C und mittleren Jahresniederschlagssummen von 665 mm gekennzeichnet. Die Temperatur- und Niederschlagsverteilung über den Versuchszeitraum ist in Abbildung 4.1 für den entsprechenden Beprobungszeitpunkt dargestellt.

Die Versuchsflächen befanden sich in einem 80 ha Schlag und wurden in gleicher Weise konventionell geführt und pfluglos bearbeitet. In drei Gaben wurden insgesamt 180 kg N gedüngt. Die vorherrschende Bodenart war mittel lehmiger Sand. Der Versuch bestand aus Parzellen von je 1200 m² mit den Abmessungen 12 m x 100 m. Zwischen den einzelnen Parzellen befand sich eine unbehandelte Fläche der gleichen Abmessungen als Abgrenzung der Varianten untereinander. Auf den Versuchsparzellen wurden *Trichoderma saturnisporum* und *Cyathus striatus* in je zwei unterschiedlichen Aufwandmengen sowie

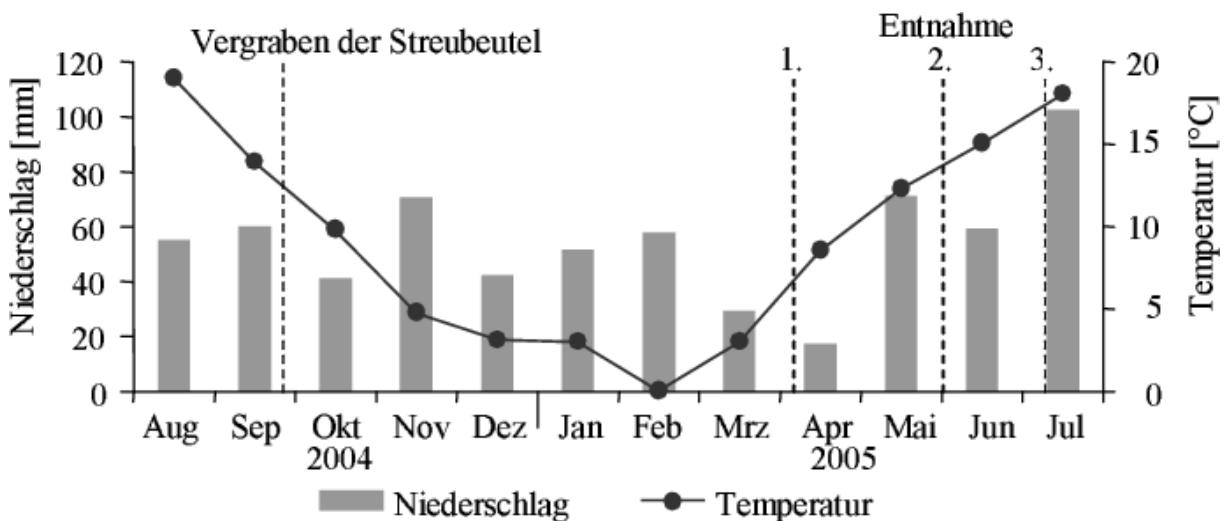


Abbildung 4.1: Niederschläge (Monatssummen) und Lufttemperaturen (Monatsmittel) während des Untersuchungszeitraumes (Wetterstation der Universität Rostock in Dummerstorf)

die Trägersubstanzen der beiden Pilzstämme zwischen dem Drusch der Vorfrucht Winterweizen und der Stoppelbearbeitung appliziert. Die Pilzstämme wurden als wasserlösliches Granulat bzw. bewachsesenes granulierte Fermenterprodukt ausgebracht (vgl. Abschnitt 4.2.2). Das *Trichoderma satunisporum*-Präparat ist mit der Pflanzenschutzspritze appliziert und *Cyathus striatus* mit der Hand ausgestreut worden. 12 Tage nach der Applikation sind die Flächen mit einem Grubber bearbeitet und nach weiteren 5 Tagen mit 150 kg ha⁻¹ Wintergerste bestellt worden. Die einzelnen Varianten und Aufwandmengen der Pilzpräparate sind in der Tabelle 4.6 dargestellt.

Um den Einfluß der Trägersubstanzen abschätzen zu können, wurde in jeweils einer Variante reine Glucose als Trägersubstanz von *Trichoderma satunisporum* bzw. autoklaviertes bewachsesenes Fermenterprodukt von *Cyathus striatus* appliziert. Zur Quantifizierung des Strohabbaus wurden auf den Parzellen in 20-facher Wiederholung Streubeutel mit je 5 g gehäckseltem Weizenstroh (vgl. Abschnitt 4.2.1) in 8 bis 10 cm Tiefe für 180, 245 und 285 Tage nach der Aussaat vergraben. Dadurch entstanden pro Entnahmetermin sechs Wiederholungen und zwei Reservestreubeutel. Die 180 Tage stellten den Zeitraum vom Ende des Winters bis zum Beginn des Frühjahrs mit dem Beginn der Vegetationszeit dar. Nach 245 Tagen, zur Zeit des Ährenschiebens und unmittelbar vor der Ernte, nach 285 Tagen, wurden Streubeutel entnommen. Die Aufbereitung des Strohs aus den Streubeuteln und der Nachweis des Strohabbaus erfolgte nach den gleichen Methoden wie bei den Gefäßversuchen (Abschnitt 4.2.1 und 4.2.2).

Tabelle 4.6: Varianten und Aufwandmengen im Freilandversuch

Variante (Abkürzung)	Aufwandmenge
Kontrolle	unbehandelt
Glucose	$1 * 10^{12}$ Kon ha ⁻¹
Autoklaviertes Fermenterprodukt (Fer. pro. (AM 10))	10 kg ha ⁻¹
<i>Cyathus striatus</i> 10 (<i>C. striatus</i> (AM 10))	10 kg ha ⁻¹
<i>Cyathus striatus</i> 50 (<i>C. striatus</i> (AM 50))	50 kg ha ⁻¹
<i>Trichoderma saturnisporum</i> 1 (<i>T. saturnisporum</i> (AM 1))	$1 * 10^{12}$ Kon ha ⁻¹
<i>Trichoderma saturnisporum</i> 5 (<i>T. saturnisporum</i> (AM 5))	$5 * 10^{12}$ Kon ha ⁻¹

AM = Aufwandmenge

4.4 Nachweis des Strohabbaus

4.4.1 Rasterelektronenmikroskopische Auswertung

Der optische Nachweis des Strohabbaus erfolgte mit einem Rasterelektronenmikroskop (REM) DSM 960A (Carl Zeiss, Oberkochen) mit einer Auflösung von 4 nm. Nach der Entnahme der Strohstreubeutel wurde aus diesen am gleichen Tag Material für die REM-Präparation entnommen. Die Trocknung der Präparate erfolgte schonend und artefaktfrei durch Kritische-Punkt-Trocknung mit einem Critical point dryer K850 (EMITECH, Ost). Eine gute Leitfähigkeit der Probenoberfläche wird durch Aufdampfen (Sputtern) von Gold im Vakuum mit Hilfe eines Sputter-Coaters CSD 004 (BAL-TEC, Ost) erreicht. Es bildet sich auf einer stark zerklüfteten Präparatoberfläche ein homogener, dünner Metallfilm (15 bis 50 nm) mit der erforderlichen elektrischen Leitfähigkeit. Zur Beurteilung des Strohabbaus wurde von einigen Varianten des Freilandversuchs sowie der Gefäßversuche Aufnahmen von der Innen- und Außenseite der Strohhalme gemacht und bezüglich der Stärke der Zellwände mit der Kontrolle verglichen.

4.4.2 Analysen zur chemischen Zusammensetzung der Strohproben

Vor der chemischen Analyse wurde das Stroh auf 0,5 mm gemahlen. Das Mahlgut wurde mittels C- und N-Analysen und Pyrolyse-Feldionisation Massenspektrometrie (Py-FIMS) untersucht.

4.4.2.1 C- und N-Analyse

Die Gehalte an C und N wurden mittels Elementanalysator VARIO EL (Foss-Heraeus, Hanau) bestimmt. Verwendet wurden gemahlene Proben des Bodens und des Strohs. Bei

1150 °C wurden die Proben oxidativ aufgeschlossen, die entstandenen Stickoxide an einem Kupferkatalysator zu N₂ reduziert und mit dem gebildeten CO₂ nach chromatographischer Trennung einem Wärmeleitfähigkeitsdetektor zugeführt.

4.4.2.2 Pyrolyse-Feldionisation Massenspektrometrie

Bei der Py-FIMS erfolgte die Pyrolyse des gemahlenen Strohs (0,5 mg) temperaturlaufgelöst in Schritten von 10 °C s⁻¹ in einem Temperaturbereich von 110 bis 700 °C. In unmittelbarer Nähe der Kohlenstoffspitzen des Ermitters im elektrischen Feld (107 V cm⁻¹ bis 108 V cm⁻¹) wurde das Pyrolysat schonend ionisiert. Durch die geringe Energieübertragung von ca. 0,5 eV (Lehmann und Schulten, 1976) werden nahezu ausschließlich positiv geladene Molekülionen ohne Fragmentierungen erzeugt. Der Scan-Bereich des Massenspekrometers 731 (Finnigan MAT, Bremen) zur Aufnahme der erzeugten Molekülionen lag im Bereich *m/z* 15 bis 900. Die Proben wurden in einem Quarzriegel eingewogen und mit einer Schubstange über eine Vakuumschleuse in die Ionenquelle eingeführt. Die Molekülionen wurden durch das Potenzialgefälle zwischen der Ionenquelle (+8 kV) und der gegenüber angeordneten Gegenelektrode (-3 kV) beschleunigt, im elektrischen und magnetischen Sektorfeld aufgetrennt und mit einem SEV detektiert. Die registrierten Molekülmassen wurden mit der Software Maspec II elektronisch aufgezeichnet. Die Nominalmassenintensität wurde in gerätespezifischen Einheiten gemessen. Durch Normierung der Totalen Ionenintensität (TII) auf 1 mg Probe (counts mg⁻¹) waren Vergleiche zu anderen Proben möglich. Das thermische Verhalten der Probe wurde durch Auftragen der TII gegen die Pyrolysetemperatur beschrieben. Die Zuordnung der Pyrolyseprodukte der Py-FIMS war durch die Analyse zahlreicher Klassen von Naturstoffen mit Py-GC/MS und hochauflösender Py-FIMS möglich. Dadurch wurden Indikatorsignale für zehn Klassen organischer Substanzen ermittelt (Hempfling und Schulten, 1990; Schulten und Leinweber, 1991; Schulten und Schnitzer, 1991; Schnitzer und Schulten, 1992, 1995; Schulten und Leinweber, 1999). Aufgrund von Untersuchungen an Holz und ligninhaltigen Substanzen wurden die *n*+1 Peaks der einzelnen Substanzklassen den entsprechenden Klassen zugeordnet (Tabelle 4.7).

Tabelle 4.7: Indikatorsignale wichtiger Verbindungsklassen der organischen Substanz (Py-FIMS)

Verbindungsklasse	<i>m/z</i> der Indikatorsignale
Kohlenhydrate	60, 61, 72, 73, 82, 84, 85, 96, 97, 98, 99, 110, 112, 113, 114, 126, 127, 132, 133, 144, 145, 162, 163
Phenole, Ligninmonomere	94, 108, 110, 122, 124, 138, 140, 141, 150, 151, 152, 154, 155, 164, 165, 166, 168, 169, 178, 179, 180, 182, 194, 196, 197, 208, 209, 210, 211, 212, 213, 252
Lignindimere	246, 245, 260, 261, 262, 270, 272, 273, 274, 275, 284, 286, 287, 296, 297, 298, 299, 300, 301, 310, 311, 312, 313, 314, 315, 316, 317, 326, 327, 328, 329, 330, 331, 340, 341, 342, 343, 356, 357
Lipide, Alkane, Alkene, thermisch stabile Fettsäuren und n- Alkylester	202, 216, 217, 230, 231, 244, 258, 259, 272, 273, 286, 287, 299, 300, 301, 314, 315, 328, 329, 342, 343, 380, 381, 394, 395, 408, 409, 422, 423
Alkylaromaten	92, 106, 120, 121, 134, 135, 142, 143, 148, 149, 156, 157, 162, 163, 170, 171, 176, 177, 184, 185, 190, 191, 192, 193, 198, 199, 204, 205, 206, 207, 218, 219, 220, 221, 232, 234, 235, 246, 247, 260, 261, 274, 275, 288, 289, 302, 303, 316, 317, 330, 331, 344, 358, 372, 373, 386, 387
N-Verbindungen	59, 67, 79, 80, 81, 95, 103, 104, 109, 111, 117, 123, 125, 137, 139, 153, 161, 167, 181, 183, 195, 203, 233, 245, 255, 257, 271, 285, 333, 334, 359, 360, 363, 364, 393
Sterole	372, 373, 386, 387, 388, 389, 390, 391, 392, 394, 395, 396, 397, 398, 399, 400, 401, 402, 403, 408, 409, 410, 411, 412, 413, 414, 415, 416, 417, 426, 427, 430, 431
Peptide	57, 58, 70, 71, 73, 74, 75, 76, 84, 85, 87, 88, 91, 97, 99, 115, 116, 120, 121, 129, 130, 135, 136
Suberin	432, 433, 446, 447, 460, 461, 474, 475, 488, 489, 502, 503, 516, 517, 530, 531
Fettsäuren (n-C16 bis n-C34)	256, 270, 284, 298, 299, 312, 313, 326, 327, 340, 341, 354, 355, 368, 369, 382, 383, 396, 397, 410, 411, 424, 425, 438, 439, 452, 453, 466, 467, 480, 481, 494, 495, 508, 509

Informationen über die Größe molekularer Bruchstücke des Pyrolysates können durch Berechnung des mittleren Molekulargewichtes der Massenspektren erhalten werden (Leinweber et al., 2002). Eine Zunahme des mittleren Molekulargewichtes organischer Substanzen mit der Zeit ist z.B. ein Indiz für eine Stabilisierung (Frimmel und Weiss, 1991). Die Mittelwertbildung kann durch Wichtung nach Anzahl der Moleküle und nach ihren spezifischen Gewichtsanteilen erfolgen. Für organische Polymere ergeben sich so zwei charakteristische Molekulargewichte, die nach der Anzahl der Nominalmassen (Gleichung 4.1) bzw. nach der Anzahl der strukturellen Untereinheiten (Gleichung 4.2) gemittelt werden.

$$\overline{M}_n = \frac{\sum_{l=1}^m (I_l * M_l)}{\sum_{l=1}^m I_l} \quad (4.1)$$

$$\overline{M}_w = \frac{\sum_{l=1}^m (I_l * M_l^2)}{\sum_{l=1}^m I_l} \quad (4.2)$$

- \overline{M}_n = Masse des i-ten Nominalmassensignals m/z
- I_l = Intensität von M_l [counts mg^{-1}]

Das Verhältnis von \overline{M}_w zu \overline{M}_n bestimmt die Polydispersität der organischen Polymere des Pyrolysates bezüglich des Molekulargewichtes. Je mehr der Verhältniswert von eins abweicht, desto heterogener bezüglich der einzelnen Molekulargewichte ist das Pyrolysat zusammengesetzt.

4.4.3 Masseverluste

Die Masseverluste wurden nach der Methode von Schinner (1982) ermittelt. Nach 90 bzw. 180 Tagen Inkubation im Topf wurde das Stroh aus den Streubeuteln über ein Sieb (400 μm) mit kaltem Wasser vorsichtig ausgewaschen, bei 60 °C getrocknet und zurückgewogen.

4.4.4 Physikalische Messungen

Der uniaxiale, quasistatische Zugversuch wurde bei Raumtemperatur an Strohkörpern mit einer Universalprüfmaschine Zwicki ZN 2.5 (Zwick, Ulm) durchgeführt. Bestimmt wurden die Zugspannung (σ_m in N mm^{-2}) und die Reißdehnung (ε_m in %). Die Prüfgeschwindigkeit im Dehnungsintervall bis zum Bruch betrug 50 mm min^{-1} . Als Vorkraft wurde 1 N mm^{-2} und eine Messlänge der Traverse von 20 mm vorgegeben. Für die Versuche wurden von dem gewaschenen und getrockneten Stroh aus den Streubeuteln nach dem Zurückwiegen nur Internodien gleichen Durchmessers genutzt. Die Internodien sind mit dem Skalpel in Streifen von 0,8 bis 1,6 mm Breite und auf maximal 20 mm Länge geschnitten worden. Die Dicke der Streifen entsprach der Wandstärke der Strohhalme und lag zwischen 0,1 bis 0,4 mm. Vor jedem neuen Versuch wurde mittels einer elektronischen Schieblehre die Dicke und Breite des jeweiligen Streifens ermittelt, da die Berechnung der Zugspannung

auf die Fläche des Streifens bezogen wird. Die Streifen wurden in der Prüfmaschine an jeder Seite mit zwei Spannbacken befestigt. Um ein Quetschen der Streifen durch die Spannbacken und damit ein Verfälschen der Prüfergebnisse zu verhindern, wurden die Streifen an den Enden in Klebestreifen eingeklebt und mit diesen eingespannt. Es wurden je Streubeutel 15 Internodien mit je einem Streifen präpariert.

4.5 Statistische Auswertung

Es wurden Mittelwerte, Standardabweichung und Variationskoeffizienten für alle Messwerte berechnet. Die Diskussion der Ergebnisse erfolgt an den arithmetischen Mittelwerten der Wiederholungsmessungen. Signifikanzprüfungen von Mittelwerten wurden mit SPSS 11.0 mit Hilfe der einfaktoriellen ANOVA nach Prüfung auf Normalverteilung vorgenommen. Das Signifikanzniveau wurde mit den Irrtumswahrscheinlichkeiten 5 % ($P \leq 0,05$; Symbol: *), 1 % ($P \leq 0,01$; Symbol: **) und 0,1 % ($P \leq 0,001$; Symbol: ***) festgelegt. Für die Auswertung der massenspektrometrischen Analysen wurde weiterhin die Hauptkomponentenanalyse mit dem Programm Statistika 6.0 zur Trennung von Varianten genutzt.

5 Ergebnisse und Diskussion

5.1 *In vitro* - Screening zur Selektion der Pilzstämme

Die Selektion von leistungsstarken Pilzstämmen zum Beschleunigen des Strohabbaus in Ackerböden anhand von *in vitro* - Screenings wird im folgenden Kapitel beschrieben.

5.1.1 Strohbesiedlung

In dem folgenden Versuch wurde die Fähigkeit der Pilze zur Strohbesiedlung anhand deren Wachstumsverhalten beurteilt. Dabei wurden verschiedene Wachstumsmerkmale auf künstliche Nährmedien, auf Stroh und Boden-Stroh-Gemischen, untersucht (Tabelle 5.1).

Die Bewertung des Koloniewachstums umfasst drei Klassen:

1 - geringes Wachstum mit 4 bis 39 mm Koloniedurchmesser nach 30 Tagen

Inkubationszeit,

2 - große Kolonie (40 - 90 mm) nach 30 Tagen,

3 - große Kolonie (40 - 90 mm) nach 15 Tagen.

Die Summierung der Einzelbewertung des Wachstums der Pilzstämme auf den unterschiedlichen Nährmedien diente zur Bewertung und Selektion der leistungsstärksten Stämme. Dabei zeigten die *Coprinus* spp. und *Cyathus striatus* mit 24 Punkten, *Bjerkandera adusta* mit 23 Punkten, *Phellinus ferreus* und *Trametes versicolor I* mit 22 Punkten das schnellste Wachstum. *Bjerkandera adusta* und *Phellinus ferreus* zeigten leichte Wachstumsschwierigkeiten auf Celluloseagar. Die beiden *Trametes versicolor*- Stämme wiesen einen langsameren Wuchs auf Celluloseagar sowie im Boden ohne Stroh auf. Die geringsten Gesamtpunktzahlen erreichten *Daedaleopsis confragosa* (12) und *Merulius tremellosus* (14). Sie wuchsen sehr gut auf dem PDA/2- Medium und dem Winterweizen- und Wintergerstenstroh, zeigten jedoch auf Wasser- und Celluloseagar, Stroh und Boden eine sehr geringe Entwicklung. Aus diesem Versuch gehen die *Coprinus* spp., *Cyathus striatus*, *Trametes versicolor* *Bjerkandera adusta* und *Phellinus ferreus* als wachstumsstärkste Pilzstämme hervor.

Nach [Kriegelsteiner \(2000b\)](#) und [Schmid und Helfer \(1995\)](#) ist *Cyathus striatus* auf abgestorbenen Ästen und Stämmen, die auf dem Boden liegen, insbesondere in Eichen-,

Tabelle 5.1: *In vitro*-Screening zum Wachstumsverhalten auf verschiedenen Medien und Stroh

Isolat	Koloniewachstum auf								
	verschiedene Nährmedien			Stroh		Boden-Stroh-Gemischen mit		Boden	Σ
	CA	WA	PDA/2	WW	WG	WW	WG		
<i>B. adusta</i>	2	3	3	3	3	3	3	3	23
<i>C. atramentarius</i>	3	3	3	3	3	3	3	3	24
<i>C. comatus</i>	3	3	3	3	3	3	3	3	24
<i>C. domesticus</i>	3	3	3	3	3	3	3	3	24
<i>C. striatus</i>	3	3	3	3	3	3	3	3	24
<i>D. confragosa</i>	1	1	3	1	1	2	2	1	12
<i>G. applanatum</i>	1	3	3	3	3	1	3	1	18
<i>M. tremellosus</i>	1	1	3	1	1	3	3	1	14
<i>O. piliferum</i>	1	2	3	3	3	3	3	2	20
<i>P. ferreus</i>	1	3	3	3	3	3	3	3	22
<i>P. radiata</i>	1	3	3	3	3	3	3	1	20
<i>P. gigantea</i>	1	3	3	3	3	3	3	1	20
<i>P. aurivella</i>	1	3	2	3	2	3	3	3	20
<i>P. squarrosa</i>	1	2	2	2	1	3	2	2	15
<i>P. squamosus</i>	1	3	3	3	3	2	3	2	20
<i>S. ampullosp.</i>	1	3	3	3	3	2	1	1	17
<i>T. versicolor I</i>	2	3	3	3	3	3	3	2	22
<i>T. versicolor II</i>	2	3	3	3	3	3	3	1	21

Boden-Stroh-Gemisch mit 4 g Stroh je Liter Boden bei 15 cm Bodentiefe, entspricht 6 t Stroh ha^{-1}

CA: Celluloseagar, WA: Wasseragar, PDA/2: Standardnährmedium halb konzentriert

WW: Winterweizenstroh, WG: Wintergerstenstroh

1 = geringes Wachstum (4 bis 39 mm)

2 = große Kolonie (40 - 90 mm) im langen Zeitraum (30 Tage)

3 = große Kolonie (40 - 90 mm) im kurzen Zeitraum (15 Tage)

Buchen- und Fichtenwäldern zu finden. [Abbott und Wicklow \(1984\)](#) isolierten *Cyathus striatus* von Rinderdung und Weizenstoppeln, dieses wurde mit den Wachstumsergebnissen auf Stroh in den eigenen Untersuchungen bestätigt. *Cyathus* spp. sind als Streuabbauer in der Lage, Strukturen von Cellulose, Lignin und den Lignocellulosekomplex anzugreifen und abzubauen ([Abbott und Wicklow, 1984](#)), womit das gute Wachstum auf dem Cellulosemedium erklärt werden kann.

Die *Coprinus* spp. wachsen vorrangig auf Fettwiesen, in Gärten und Rasenflächen ([Schmid und Helfer, 1995](#)). Sie sind ebenfalls gute Streuabbauer, jedoch ist die Fähigkeit zur Produktion von Cellulasen und Laccasen nur sehr wenigen *Coprinus* spp. vorbehalten ([Heinzkill et al., 1998](#)). Alle beschriebenen Untersuchungen beziehen sich auf *Coprinus* spp., wobei keine Ergebnisse zu den einzelnen *Coprinus*- Arten, insbesondere zum Wachstum auf Stroh und im Boden vorliegen. *Trametes versicolor* ist vorzugsweise in Rotbuchenwäldern, auf Kahlschlägen, an Straßenrändern, in Parks, in Gärten, häufig auch auf Stümpfen, lie-

genden Stämmen, be- und entrindeten Ästen und Zweigen zu finden. Dieser Pilz ernährt sich saprotroph in der Optimalphase der Vermorschung, zwischen der späten Initial- und der Finalphase (Kriegelsteiner, 2000b). *Trametes versicolor* bildet vorrangig nicht selektive Enzyme wie Lignin-Peroxidasen und Xylanasen zur Zellwandkomponentzerstörung (Blanchette et al., 1989), die ebenfalls auch Stroh und Erntereste zersetzen können (Tabelle 5.1).

5.1.2 Enzymaktivitäten

Zur weiteren Selektion der Pilzstämme wurde ein Enzymprofil auf Lignin-Peroxidase-, Cellulase- und Xylanaseproduktion erstellt (Tabelle 5.2). Ausschließlich die Stämme von *Berkandera adusta*, *Phellinus ferreus*, *Phlebia radiata*, *Phlebiopsis gigantea*, *Polyporus squamosus* und *Trametes versicolor* besaßen die Fähigkeit zur Produktion von Lignin-Peroxidasen. Von diesen Pilzarten ist *Trametes versicolor* für einen Freilandeinsatz besonders geeignet, da diese Pilzart ausschließlich abgestorbenes Pflanzenmaterial besiedelt und im Gegensatz zu den anderen aufgeführten Pilzarten keine phytopathogenen Vertreter bekannt sind (Kriegelsteiner, 2000a). Die Cellulase- und Xylanaseaktivität wurde bei Stämmen geprüft, die sich für den Einsatz im Freiland besonders eignen. Alle drei Enzyme wurden nur von *Trametes versicolor* (I) gebildet. Die Fähigkeit zur Bildung dieser Enzyme wurde bereits von Blanchette et al. (1989), Bennet et al. (2002) und White und Traquair (2006) an anderen *Trametes versicolor*- Stämmen nachgewiesen. Cellulasen und Xylanasen wurden von *Coprinus comatus*, *Coprinus micaceus*, *Cyathus striatus*, *Stropharia rugosa-anulata* und *Trichoderma saturnisporum* gebildet.

Die Ergebnisse zur Cellulase- und Xylanaseproduktion der *Coprinus* spp. bestätigten die Ergebnisse von Moore et al. (1979) und Heinzkill et al. (1998) an anderen Stämmen dieser Gattung. Im Gegensatz zu den Ergebnissen von Heinzkill et al. (1998) produzierten die untersuchten *Coprinus*- Stämme jedoch keine Ligninperoxidase. White und Traquair (2006) konnten durch *Coprinus kubickae* zwar einen Celluloseabbau, jedoch keinen Ligninabbau feststellen. Im Gegensatz zu den Untersuchungen von Sethuraman et al. (1999) und Peters (2004), die bei *Cyathus striatus* und *Cyathus stercoreus* die Fähigkeit zur Bildung von Ligninperoxidinasen nachwiesen, wiesen die untersuchten Stämme diese Fähigkeit nicht auf, was auf artspezifische Unterschiede zurückgeführt werden könnte.

Tabelle 5.2: Fähigkeit von verschiedenen Pilzstämmen zur Produktion von Lignin-Peroxidases, Cellulasen und Xylanasen (+ Hofbildung, - keine Hofbildung auf Medien mit Indikatorfarbstoffen)

	Enzymaktivität		
	Ligninase	Cellulase	Xylanase
<i>A. praecox</i>	-	-	-
<i>B. adusta</i>	+		
<i>C. atramentarius</i>	-	-	-
<i>C. comatus</i>	-	+	+
<i>C. domesticus</i>	-	-	-
<i>C. micaceus</i>	-	+	+
<i>C. striatus</i>	-	+	+
<i>D. confragosa</i>	-		
<i>G. appланatum</i>	-		
<i>F. aqueductuum</i>	-	-	-
<i>F. heterosporum</i>	-	-	-
<i>M. tremellosus</i>	-		
<i>O. piliferum</i>	-		
<i>P. ferreus</i>	+		
<i>P. radiata</i>	+		
<i>P. gigantea</i>	+		
<i>P. lingam 21/1</i>	-	-	-
<i>P. lingam 21/2</i>	-	-	-
<i>P. squamosus</i>	+		
<i>S. ampullosporum</i>	-		
<i>S. rugosa-anulata</i>	-	+	+
<i>T. flavus VII3b</i>	-	-	-
<i>T. versicolor (I)</i>	+	+	+
<i>T. versicolor (II)</i>	+	-	+
<i>Trichoderma S 17 A</i>	-	-	-
<i>Trichoderma L 4</i>	-	+	+
<i>Trichoderma 99-27</i>	-	+	-
<i>T. saturnisporum</i>	-	+	+
<i>T. virens</i>	-	+	-
<i>T. viride</i>	-	+	-
<i>T. populinum</i>	-	-	-

Trichoderma saturnisporum wurde in die Untersuchungen mit aufgenommen, nachdem [Abd-Alla und Omar \(1998\)](#) die positiven Strohabbaueigenschaften von *Trichoderma saturnisporum* publizierten und diese Ergebnisse von [Gaind et al. \(2005\)](#) bestätigt wurden. [Harper und Lynch \(1985\)](#) weisen auf die guten Strohbesiedlungs- und Abbaueigenschaften von *Trichoderma* spp. neben *Cheatomium* und *Fusarium* spp. hin. Zum Beschleunigen des Strohabbaus besitzt *Trichoderma* spp. die Eigenschaft zur Produktion von zellwandzerstörenden Enzymen ([Brand und Alsanius, 2004](#)) und ist damit in der Lage, Cellulose und Lignin aufzuschließen und für sich nutzbar zu machen ([Glenn und Gold, 1983](#); [Harper und](#)

Lynch, 1985). Darüber hinaus bildet *Trichoderma* spp. Xylanasen (Ximenes et al., 1996; Silveira et al., 1999b,a; Cacais et al., 2001). Der untersuchte *Trichoderma saturnisporum*-Stamm wies keine Ligninperoxidase-Aktivität auf, was auf artspezifische Unterschiede zurückgeführt werden könnte. Weiterhin besitzen *Trichoderma* spp. ein hohes Potential zur Unterdrückung von bodenbürtigen Pflanzenpathogenen (Grondona et al., 1997; Green et al., 1999; Gromovskykh et al., 1999; Herrera-Estrella und Chet, 2002; Bisset et al., 2003). Gaur et al. (1999) wiesen an *Trichoderma* Stämmen die Cellulaseproduktion sowie die Hemmung von *Rhizoctonia solani* nach. Somit können *Trichoderma*-Stämme Pathogene unterdrücken und dabei zur Ertragsstabilität sowie zu einer Ertragssteigerung beitragen (Wainwright, 1995).

Anhand seines Enzymprofils wurde *Trametes versicolor* (I) als leistungsfähigster Pilzstamm, mit der Fähigkeit drei strohabbauende Enzyme zu produzieren, selektiert. Er war in der Lage, Cellulasen, Xylanasen und Lignin-Peroxidasen zu bilden und damit die Hauptbestandteile von Stroh am effektivsten abzubauen.

5.1.3 *In vitro* - Antagonismus

Der Versuch wurde durchgeführt, um die Durchsetzungskraft der Pilzstämme gegenüber phytopathogenen Pilzen im Boden zu prüfen. Die drei getesteten Pilzstämme (*Trametes versicolor*, *Coprinus comatus* und *Cyathus striatus*) stellten freilandgeeignete Pilze dar, die auch in den Wachstums- und Enzymversuchen die besten Ergebnisse erreichten. *Trichoderma saturnisporum* wurde in diesem Versuch mit berücksichtigt, obwohl eine qualitative Beurteilung des Wachstums aufgrund schneller Sekundärkoloniebildung nach Sporulation nicht möglich ist. Die Konidien von *Trichoderma saturnisporum* waren nach 4 Tagen in der gesamten Petrischale verteilt und die Pathogene wurden an ihrem Wachstum gehemmt. Diese Unterdrückung und Eindämmung bodenbürtiger Pathogene durch *Trichoderma* spp. ist mehrfach beschrieben worden (Grondona et al., 1997; Green et al., 1999; McLean et al., 2001; Herrera-Estrella und Chet, 2002; Kovacs et al., 2004; White und Traquair, 2006).

In dem Versuch zum *in vitro* - Antagonismus wurden die Koloniedurchmesser der untersuchten Pilzstämme je nach Wachstum horizontal und vertikal gemessen. *Fusarium aqueductuum*, *Fusarium heterosporum* und *Phoma lingam* wuchsen auf dem Medium sehr langsam und bildeten nur kleine Kolonien (19, 34, bzw. 14 mm Durchmesser) nach 28 Tagen Inkubation. *Trametes versicolor* (I) zeichnete sich in diesem Versuch als konkurrenzstärkster Pilz ab (Tabelle 5.3). Er bildete sowohl in der Kontrolle nach 14 Tagen, als auch gegen die Pathogene *Fusarium aqueductuum*, *Fusarium heterosporum* und *Phoma lingam*, bereits nach 7 Tagen Inkubation mit einem Durchmesser von 90 mm, die größte Kolonie. Weiterhin wurden die Pathogene von *Cyathus striatus* am Wachstum gehindert, wurden jedoch nicht wie bei *Trametes versicolor* vollständig überwachsen. Das Wachstum

von *Coprinus comatus* war nach 28 Tagen Inkubation bei Anwesenheit der Pathogene gehemmt (43/61, 37/48 und 36/45 mm Koloniedurchmesser). Somit zeigen *Cyathus striatus* und *Trametes versicolor* keine Wachstumshemmung bei Anwesenheit der Pathogene.

Tabelle 5.3: Radiärer Koloniedurchmesser von verschiedenen Pilzstämmen unter Konkurrenz nach einer Inkubationszeit von 7, 14, 21 und 28 Tagen. Bei ungleichmäßigem Wachstum sind die Kolonien in Länge/Breite (mm) angegeben.

Variante	7 Tage	14 Tage	21 Tage	28 Tage
<i>C. comatus</i> - <i>C. comatus</i>	30 - 32	37 - 42	42 - 44	43 - 45
<i>C. comatus</i>	45	65	58	68
<i>C. striatus</i> - <i>C. striatus</i>	30 - 30	48 - 48	38/51 - 40/50	41/58 - 45/59
<i>C. striatus</i>	32	50	64	65
<i>T. versicolor</i> (I) - <i>T. versicolor</i> (I)	29 - 28	90 - 90	90 - 90	90 - 90
<i>T. versicolor</i> (I)	30	90	90	90
<i>F. aqueductuum</i> - <i>F. aqueductuum</i>	11 - 11	12 - 12	13 - 13	13 - 13
<i>F. aqueductuum</i>	17	18	19	19
<i>F. heterosporum</i> - <i>F. heterosorum</i>	15 - 15	20 - 20	20 - 20	21 - 21
<i>F. heterosporum</i>	15	24	30	34
<i>P. lingam</i> - <i>P. lingam</i>	11 - 10	12 - 11	12 - 12	12 - 12
<i>P. lingam</i>	12	13	14	14
<i>F. aqueductuum</i> - <i>C. comatus</i>	12 - 39/47	16 - 41/57	16 - 43/59	17 - 43/61
<i>F. aqueductuum</i> - <i>C. striatus</i>	14 - 35	18 - 38/50	19 - 42/60	19 - 45/65
<i>F. aqueductuum</i> - <i>T. versicolor</i>	13 - 51/90	13 - 70/90	13 - 71/90	13 - 72/90
<i>F. heterosporum</i> - <i>C. comatus</i>	12 - 28/33	14 - 36/47	16 - 37/47	17 - 37/48
<i>F. heterosporum</i> - <i>C. striatus</i>	14 - 31	18 - 38/50	19 - 42/53	19 - 45/66
<i>F. heterosporum</i> - <i>T. versicolor</i>	13 - 53/90	13 - 66/90	13 - 67/90	13 - 69/90
<i>P. lingam</i> - <i>C. comatus</i>	12 - 30	12 - 34/47	15 - 35/47	15 - 36/45
<i>P. lingam</i> - <i>C. striatus</i>	12 - 32	15 - 38/51	15 - 41/58	16 - 45/62
<i>P. lingam</i> - <i>T. versicolor</i>	6 - 58/90	7 - 73/90	7 - 80/90	7 - 80/90
<i>T. saturnisporum</i> *	90			

* Sonderstellung von *Trichoderma saturnisporum*, da eine schnelle Sekundärkoloniebildung nach Sporulation erfolgte und kein Mycel gebildet wird. Pathogene kamen über das Wachstum der Ausgangssituation nicht hinaus.

Das antagonistische Potential von *Trametes versicolor* wurde in Untersuchungen von [White und Traquair \(2006\)](#) beschrieben. Dort kam es nach Inokulation von *Trametes versicolor* zu einem Wachstumsstop von *Botrytis cinerea*, nachdem *Trametes versicolor* ein dichtes Mycelgeflecht bildete und die *Botrytis cinerea* Kolonie vollständig überwuchs. In den eigenen Untersuchungen hemmte *Trametes versicolor* die eingesetzten Pathogene und überwuchs die Kolonie ebenfalls. Somit hemmt *Trametes versicolor* nicht nur *Botrytis cinerea* ([White und Traquair, 2006](#)), sondern auch *Fusarium aqueductuum*, *Fusarium heterosporum* und *Phoma lingam*.

[White und Traquair \(2006\)](#) führten weiterhin Versuche mit *Coprinus kubickae* und *Botrytis cinerea* durch. Dabei kam es nach einer zweiwöchigen Inkubation zu einer Wachstumsemmung von *Coprinus kubickae* und nach weiteren zwei Wochen zu einem Überwachsen von *Coprinus kubickae* durch *Botrytis cinerea*. Der in den eigenen Versuchen verwendete *Coprinus comatus*-Stamm wies dagegen eine hemmende Wirkung auf *Fusarium aqueduc-*

tuum, *Fusarium heterosporum* und *Phoma lingam* auf, konnte die Kolonien jedoch nicht wie *Trametes versicolor* überwachsen. Damit wurde gezeigt, dass stammspezifische Unterschiede bei *Coprinus* spp. auf das Wachstumsverhalten verschiedener Pathogene wirken. Das Wachstumsverhalten von *Cyathus striatus* oder auch *Cyathus* spp. bei Anwesenheit von Pathogenen ist gegenwärtig noch nicht untersucht worden. Die drei in diesem Versuch getesteten Pilzstämme hemmten das Wachstum von *Fusarium aqueductuum*, *Fusarium heterosporum* und *Phoma lingam*, jedoch war einzig *Trametes versicolor* auch in der Lage, die Kolonien der Pathogene zu überwachsen.

5.2 Strohabbau nach Inokulation mit selektierten Pilzstämmen

Der Nachweis des Strohabbaus erfolgte in Streubeuteln, in denen Stroh je nach Variante mit Pilzen oder Trägersubstanzen inokuliert im Boden vergraben wurde.

5.2.1 Rasterelektronenmikroskopie

Die Abbildungen 5.1, 5.2 und 5.3 zeigen rasterelektronenmikroskopische Bilder von den Inkubationsversuchen in Gefäßen nach 180 Tagen und im Freilandversuch nach 285 Tagen.

In Abbildung 5.1 sind die Veränderungen der Zellwände vom Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme, nach Inokulation von *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus*, *Trametes versicolor* (I) und *Trichoderma saturnisporum*, zu sehen. Dabei war visuell der stärkste Abbau der Zellwände nach Inokulation von *Coprinus comatus* und *Trichoderma saturnisporum* zu erkennen. Bei *Cyathus striatus* und *Trametes versicolor* (I) ist in diesem Gefäßversuch der Abbau gegenüber der Kontrolle weniger stark ausgeprägt.

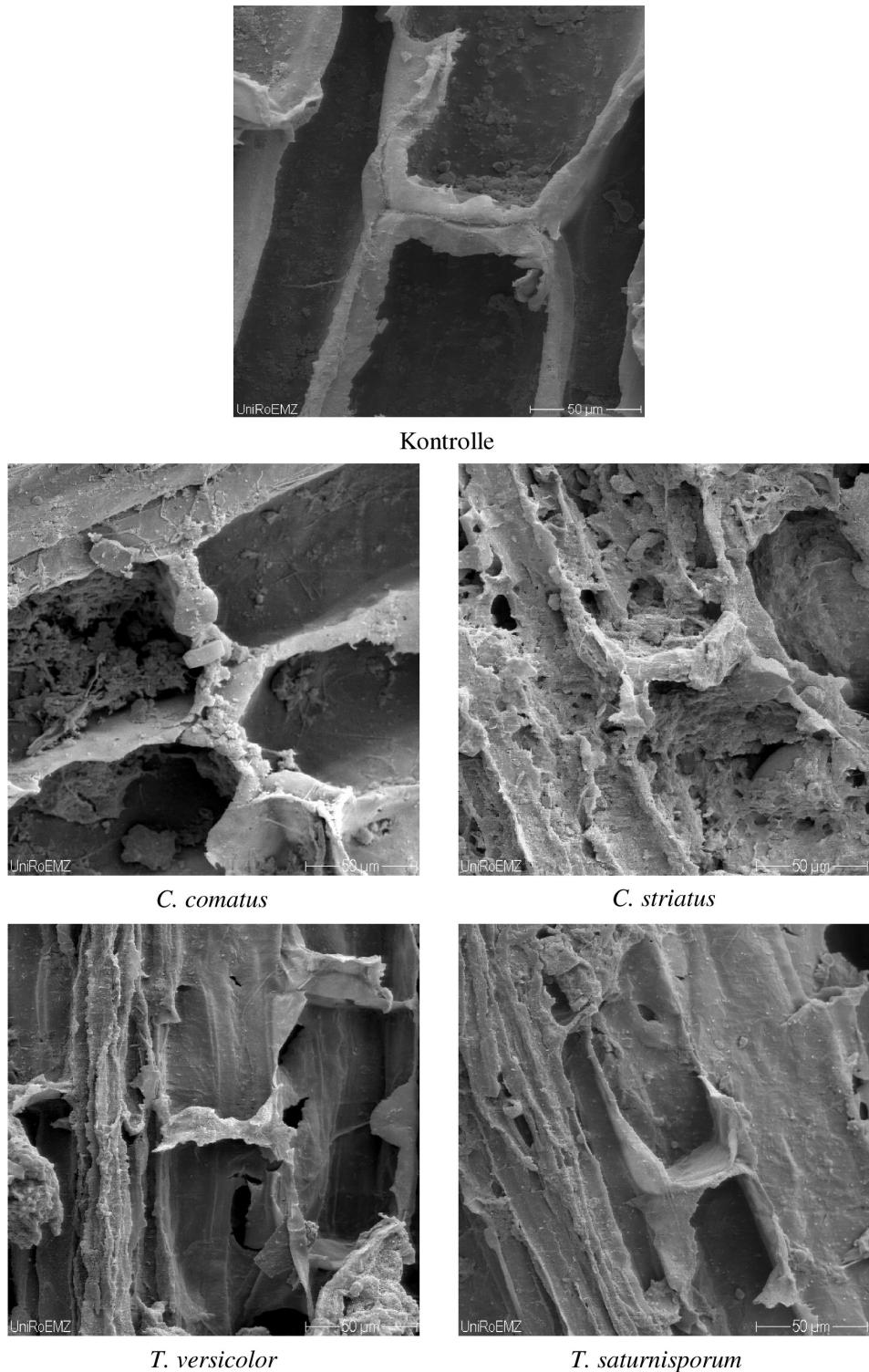


Abbildung 5.1: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von Strohproben aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 180 Tagen Inkubation

Abbildung 5.2 zeigt rasterelektronenmikroskopische Bilder aus dem Gefäßversuch zum Einfluß der Inokulation von *Cyathus striatus* und *Trichoderma saturnisporum* auf den Strohabbau. Die Zellwände der inokulierten Varianten sind stärker abgebaut als die der Kontrolle. In der mit *Cyathus striatus* inokulierten Variante und in der Kontrolle, ist in

den ausgewählten Abschnitten, in die Zellen wachseses Mycel, sichtbar. Das Mycel der Kontrolle resultiert aus dem nicht sterilisierten Boden.

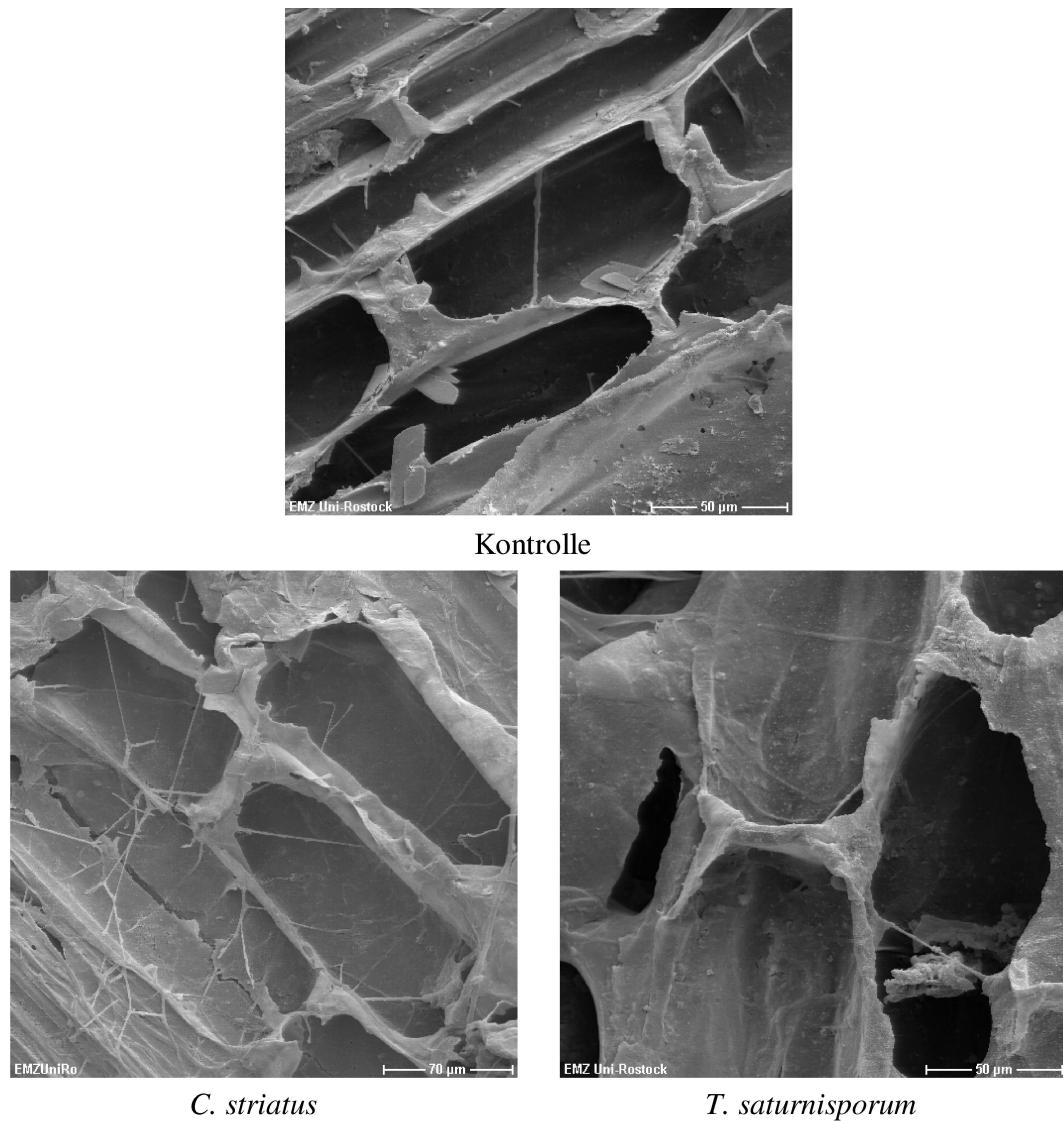


Abbildung 5.2: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von Strohproben aus dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inkokulation nach 180 Tagen Inkubation

Im Freilandversuch wurden *Cyathus striatus* und *Trichoderma saturnisporum* in zwei unterschiedlichen Aufwandmengen appliziert. Zur rasterelektronenmikroskopischen Untersuchung wurden jeweils Proben aus den Varianten mit den niedrigen Aufwandmengen (AM 1 und AM 10) nach 285 Tagen Inkubation untersucht. Nach dieser Inkubationsperiode ist bei den inkokulierten Varianten gegenüber der Kontrolle ein stärkerer Abbau zu erkennen. *Trichoderma saturnisporum* baute die Zellwände mehr ab als *Cyathus striatus* (Abbildung 5.3).

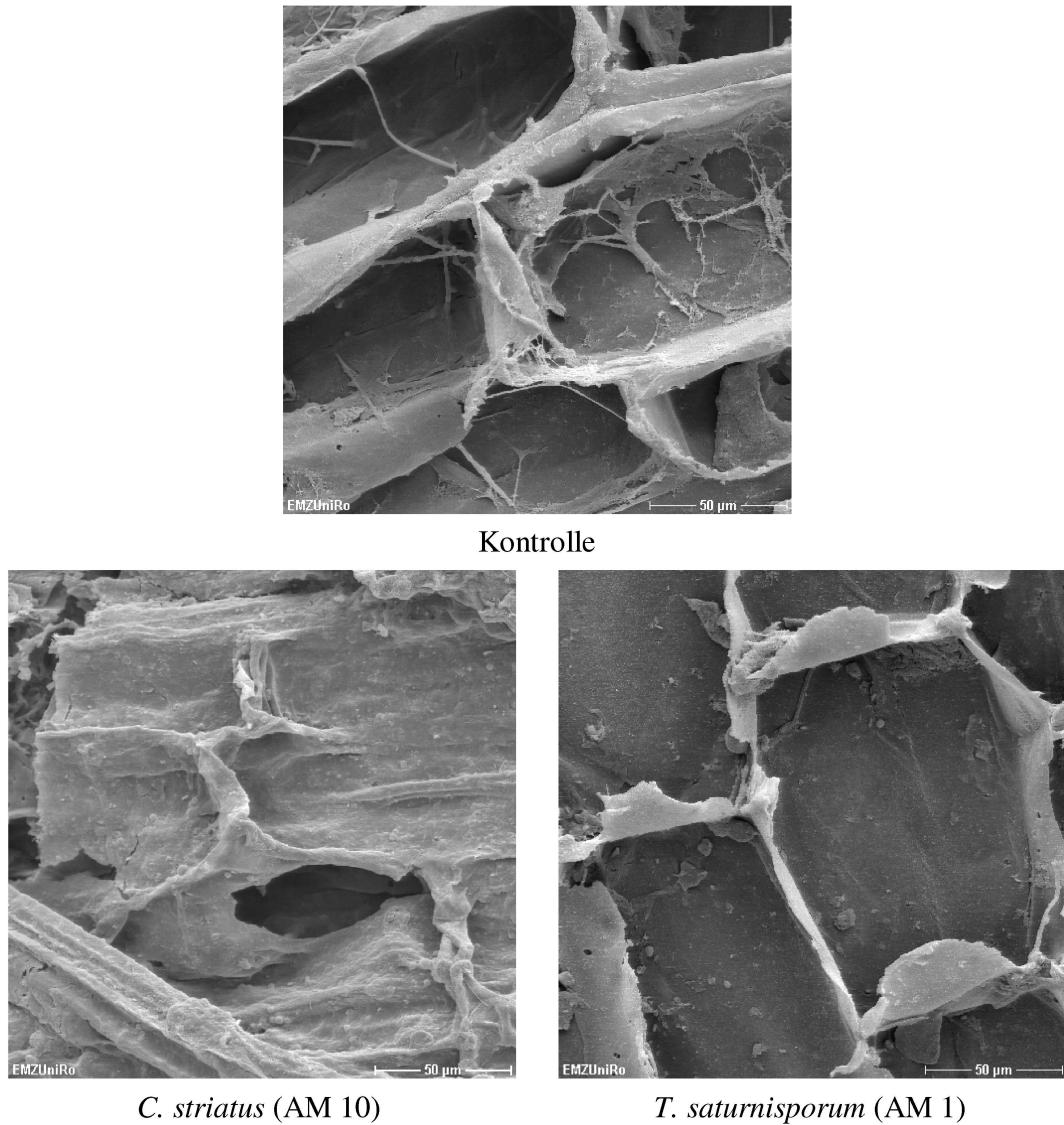


Abbildung 5.3: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von Strohproben aus dem Freilandversuch nach 285 Tagen Inkubation

5.2.2 Gewichtsverluste im Streubeutel-Test

Abbildung 5.4 zeigt die Abbauraten des Strohs aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme. Über den gesamten Inkubationszeitraum stieg die Abbaurate des Strohs in allen Varianten an und die inokulierten Varianten wiesen höhere Abbauraten als die Kontrolle auf. Nach 90 Tagen Inkubation wurde die höchste Abbaurate (61 %) bei *Trichoderma saturnisporum* nachgewiesen ($P \leq 0,05, n = 4$). Die Inokulation mit *Cyathus striatus* und *Coprinus comatus* bewirkte ebenfalls eine signifikante Steigerung ($P \leq 0,05, n = 4$) der Abbaurate auf 60 % gegenüber der Kontrolle mit 53 %. Die Inokulation mit *Trametes versicolor* steigerte die durchschnittliche Abbaurate geringfügig, jedoch nicht signifikant auf 55 %.

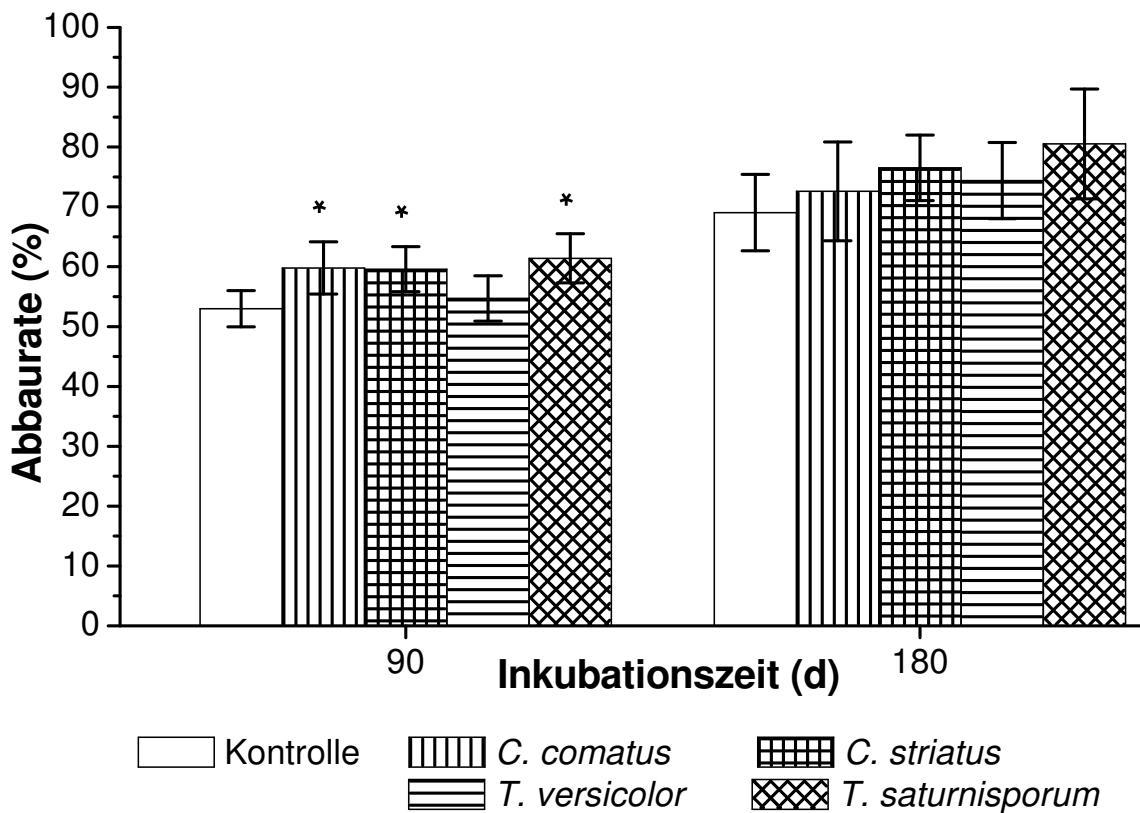


Abbildung 5.4: Abbauraten im Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 90 und 180 Tagen Inkubation (* $P \leq 0,05$)

Nach 180 Tagen Inkubation wies die mit *Trichoderma saturnisporum* inokulierte Variante wieder die höchste Abbaurate mit 81 % auf, gefolgt von *Cyathus striatus* mit 77 % und *Trametes versicolor* mit 74 %. Durch die hohen Standardabweichungen von *Trichoderma saturnisporum* (9,2 %) und *Cyathus striatus* (8,3 %) waren die Unterschiede zur Kontrolle (68 %) jedoch nicht signifikant. Die mit *Trichoderma saturnisporum*, *Cyathus striatus* (nach 90 und 180 Tagen) und *Coprinus comatus* (nach 90 Tagen Inkubation) inokulierten Varianten wiesen in diesem Gefäßversuch durchschnittlich die höchsten Abbauraten des Strohs auf. Die Abbaurate sank in allen Varianten vom ersten (90 Tage) zum zweiten (180 Tage) Untersuchungszeitpunkt, wodurch der Hauptteil des Abbaus in den ersten 90 Tagen erfolgte.

In Abbildung 5.5 sind die Abbauraten des Weizenstrohs im Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation mit *Cyathus striatus*, *Trichoderma saturnisporum* sowie in Kombination mit den 3 Pathogenen *Fusarium graminearum*, *Pseudocercospora herpotrichoides* und *Gaeumannomyces graminis* nach 90 und 180 Tagen Inkubation dargestellt.

Nach 90 Tagen Inkubation wurde nach der Inokulation mit *Cyathus striatus* die höchste Abbaurate erreicht (75 %), gefolgt von der Variante, der ausschließlich das Fermenterprodukt zugesetzt worden war (69 %). Die Zugabe von Glucose (64 %) und die Inokulation

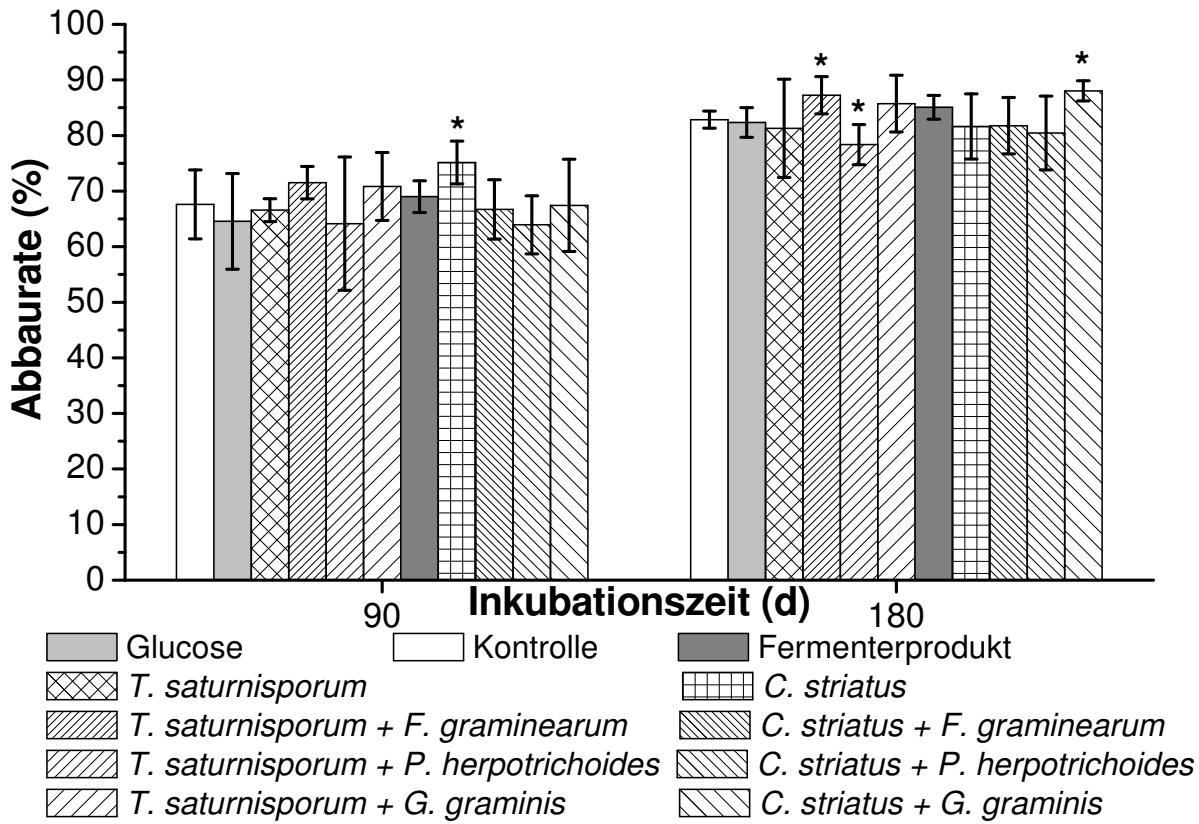


Abbildung 5.5: Abbauraten im Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation nach 90 und 180 Tagen Inkubation (* $P \leq 0,05$)

mit *Trichoderma saturnisporum* (66 %) führten zu Abbauraten, die unter den Werten der Kontrolle (68 %) lagen, jedoch war der Effekt der Inokulation nach 90 Tagen Inkubation nur für *Cyathus striatus* signifikant ($P \leq 0,05$, $n = 6$). Die Inokulation mit den Pathogenen führte nach 90 Tagen Inkubation in keiner Variante zu einer signifikanten Veränderung des Strohabbaus. Nach 180 Tagen wurde die signifikant ($P \leq 0,05$, $n = 6$) höchste Abbaurate nach Inokulation mit *Cyathus striatus* in Kombination mit *Gaeumannomyces graminis* erreicht (88 %), gefolgt von *Trichoderma saturnisporum* in Kombination mit *Fusarium graminearum* (87 %). Alle anderen Varianten hatten keinen signifikanten Einfluss auf den Strohabbau. Die Abbauraten des Strohs im Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation entsprechen von der Größenordnung den Abbauraten aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme. Die erhöhte Abbaurate nach 180 Tagen in der Kombination mit *Cyathus striatus* und der eingesetzten Pathogene, kann nicht erklärt werden, da der direkte Anteil der Pathogene und auch der Teststämme am Strohabbau in den vorliegenden Versuchen nicht von ihrer Wirkung in Interaktion mit den indigenen Bodenmikroorganismen bzw. zwischen Pathogenen und Teststamm getrennt werden kann. *Fusarium* spp. sind am Xylan- und Celluloseabbau von abgestorbenen Pflanzenteilen, einige Stämme sogar am Ligninabbau beteiligt (Harper und Lynch, 1985; Weber, 1993) und könnten somit auch mit zum Strohabbau beigetragen haben. *Pseudocercospora herpotrichoides* und

Gaeumannomyces graminis als obligate Parasiten haben keinen wesentlichen Anteil am Abbau von abgestorbenen Pflanzenteilen (Börner, 1997). Weiterhin besitzen *Trichoderma* spp. die Fähigkeit zur Hemmung von pathogenen Pilzen, z.B. mittels Mykoparasitismus (McLean et al., 2001; Herrera-Estrella und Chet, 2002; Kovacs et al., 2004; White und Traquair, 2006) und müssten damit die eingesetzten Pathogene am Wachstum hindern. Der im vorliegenden Versuch untersuchte *Cyathus striatus* Stamm hemmte das Wachstum der *Fusarium aqueductuum* und *Fusarium heterosporum* Stämme im *in vitro* Test, während die Pathogene auf das Wachstum von *Cyathus striatus* keinen Einfluss hatten (vgl. Kapitel 5.1.3). Ein Einfluss der Pathogenen auf den Strohabbau kann damit ausgeschlossen werden.

Im Freilandversuch wies die mit *Cyathus striatus* (AM 10) inkulizierte Variante zu allen drei Zeitpunkten die höchste Abbaurate des Strohs (48 %, 60 % und 67 %) auf (Abbildung 5.6), wobei der Effekt nach 180 Tagen nicht signifikant war. Nach 245 Tagen Inkubation wiesen alle inkulierten Varianten außer *Trichoderma saturnisporum* (AM 5) signifikant ($P \leq 0,05$, $n = 6$) höhere Abbauraten als die Kontrolle auf, wobei die höchste Abbaurate durch die Inkulation von *Cyathus striatus* (AM 10) erreicht wurde. Nach 285 Tagen Inkubation wurde ein signifikanter Einfluss auf den Strohabbau nur für *Cyathus striatus* (AM 10) ($P \leq 0,05$, $n = 6$) durch eine Erhöhung der Abbaurate nachgewiesen. Im Gegensatz dazu kam es nach Zugabe von Glucose und *Trichoderma saturnisporum* (AM 1) zu einer nichtsignifikanten Abnahme der Abbaurate gegenüber der Kontrolle.

Nach Inkulation mit *Cyathus striatus* (AM 10) wurden in diesem Versuch die signifikant höchsten Abbauraten des Strohs erreicht. Die erhöhte Aufwandmenge hatte gegenüber der niedrigeren Aufwandmenge keinen signifikanten Einfluss auf die Abbaurate. Nach 180 Tagen waren im Durchschnitt aller Varianten rund 45 % des Strohs abgebaut, nach weiteren 65 Tagen rund 55 % und nach 285 Tagen rund 60 %. Der größte Teil des Abbaus fand damit in der ersten Inkubationsperiode statt.

Im Freilandversuch war der Strohabbau generell geringer als unter den optimierten Bedingungen der Gefäßversuche. Die Temperaturen im Freilandversuch lagen bis einschließlich März unter 5 °C, welche den Strohabbau verzögerten (Joergensen et al., 1994; Magid et al., 2004). Weiterhin werden die Abbauraten vom Ligningehalt, dem N-Gehalt und dem C/N-Verhältnis der Streu beeinflusst. Von entscheidender Bedeutung sind auch die klimatischen Bedingungen und die Oberflächenbeschaffenheit der Erntereste (Bowen, 1989). Eine Regulierung des Abbaus kann über die Intensität der Bodenbearbeitung durch Steuerung des Mikroklimas im Boden erfolgen (Buchanan und King, 1993). Da die Flächen im Freilandversuch auch konventionell bearbeitet wurden, kann die Bodenbearbeitung und damit die klimatische Veränderung und Zusammensetzung der Mikroorganismen im Boden, eine mögliche Ursache für die niedrigeren Abbauraten darstellen.

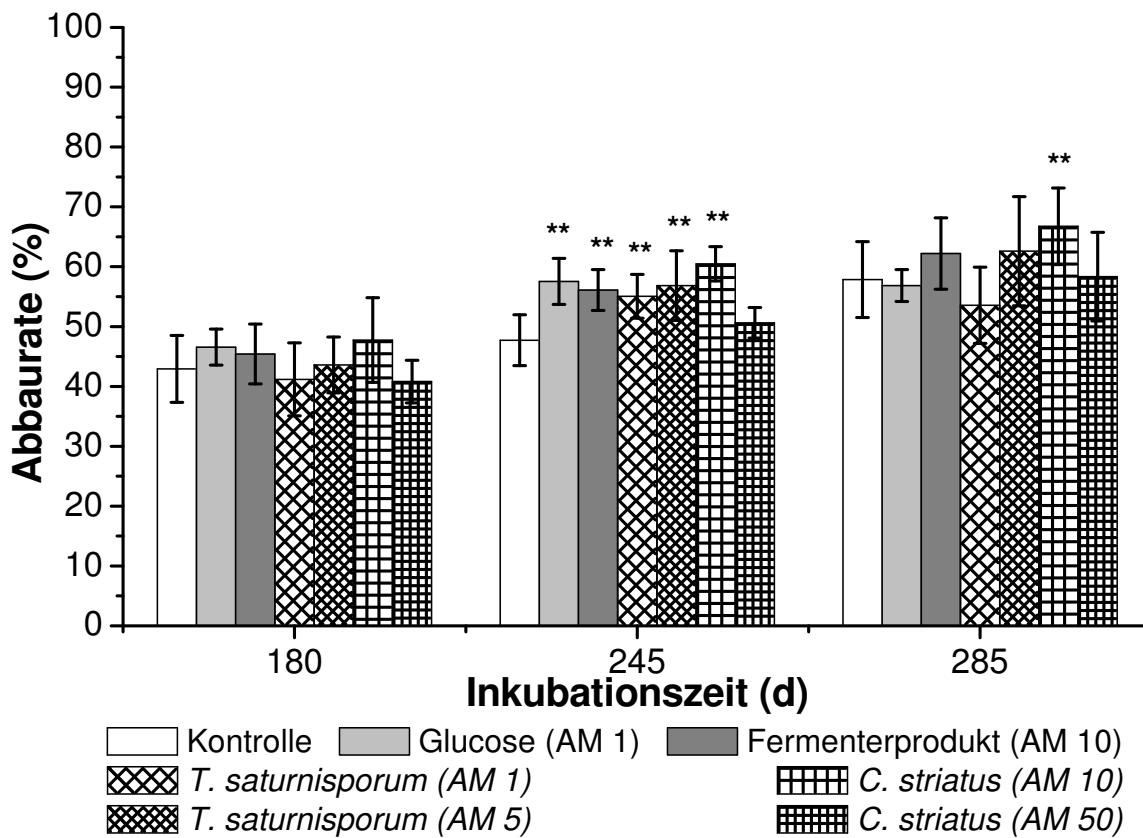


Abbildung 5.6: Abbauraten der inkontulierten Pilze in unterschiedlichen Aufwandmengen aus dem Freilandversuch nach 180, 245 und 285 Tagen Inkubation (* $P \leq 0,05$, ** $P \leq 0,01$)

[Stockfisch \(1997\)](#) untersuchte die Strohverlustraten von frei im Boden enthaltenem Stroh und Stroh in Streubeuteln über eine Vegetationsperiode. Dabei trat in 4 Wochen in der Zeit von der Stoppelbearbeitung bis zur Aussaat in der Variante mit dem frei im Boden befindlichen Stroh ein Abbau von 50 % auf. In den eigenen Untersuchungen erfolgte die erste Probenentnahme nach dem Winter, nach 180 Tagen Inkubation. Dabei wurde eine ähnliche Abbaurate des Strohs von 44 % nachgewiesen. Nach einer Vegetationsperiode wurden von [Stockfisch \(1997\)](#) Strohverlustraten von 65 % ermittelt. Auch [Jensen \(1985\)](#) wies auf einem lehmigen Sand nach einem Jahr Inkubation einen Strohverlust bei Weizenstroh von 77 % nach. In den eigenen Untersuchungen wurden nach einer Vegetationsperiode im Durchschnitt aller Varianten 60 % der ursprünglichen Strohmenge abgebaut. Damit sind die Abbauraten aus den eigenen Untersuchungen geringer als die Abbauraten von [Stockfisch \(1997\)](#) und [Jensen \(1985\)](#). Eine mögliche Ursache könnte die verkürzte Zeit von 285 Tagen sein, da die eigenen Untersuchungen erst mit der Aussaat des neuen Getreides begannen. Weiterhin können klimatische Unterschiede zu den Differenzen in den Abbauraten beigetragen haben. Die Abbauraten der beiden Gefäßversuche lagen nach 90 Tagen zwischen 60 und 70 % und nach 180 Tagen zwischen 70 und 80 %. Die hohen Abbauraten von ca. 65 % nach 90 Tagen weisen auf einen verstärkten Abbau in den ersten Tagen hin.

Klimanek (1997) gibt den Hauptteil der Mineralisierung in den ersten 10 Tagen, Fioretto et al. (2005) in den ersten 20 Tagen der Inkubation an. In dieser Zeit können bis zu 68 % der insgesamt mineralisierten C-Menge als CO₂ freigesetzt werden (Haider und Martin, 1979; Klimanek, 1997). Für Henriksen und Breland (1999) stellen die ersten 70 Tage die erste Phase der Strohzerstzung dar. In dieser Zeit werden leichtabbaubare Substanzen wie Kohlenhydrate, Proteine und Cellulosen abgebaut (Janssen, 1984). Nach 90 Tagen Inkubation war über die Hälfte des Strohs abgebaut. Die weitere Inkubation konnte die Abbaurate nur noch unwesentlich steigern. Das gleiche Verhalten war in dem Freilandversuch zu verzeichnen.

Einen wesentlichen Einfluss auf die Abbaurate in Streubeutelversuchen hat nach Jensen (1985) die Maschenweite und die Textur des Bodens. In den Untersuchungen von Jensen (1985) wurde nach einem Jahr der höchste Strohverlust von 77 % bei der großen Maschenweite (10 mm) in einem sandigen Lehm gefunden. Die niedrigste Abbaurate (55 %) wurde bei der feinen Maschenweite (0,05 mm) in einem groben Sand nachgewiesen. In den eigenen Untersuchungen wurden Netzbeutel mit einer Maschenweite von 2 mm verwendet und eine Abbaurate im Feld von 60 % nach 285 Tagen erreicht. Durch die kleinere Maschenweite kann der Einfluss der Makrofauna weitgehend ausgeschlossen werden, wodurch die niedrigeren Abbauraten gegenüber den Ergebnissen von Jensen (1985) zu erklären sind. Die höheren Massenverluste der großmaschigen Netzbeutel werden durch den damit zusätzlich ermöglichten Einfluss von Regenwürmern und Arthropoden erklärt.

5.2.3 Chemische Zusammensetzung des Strohs

Die chemische Zusammensetzung des Strohs wurde mit C- und N-Analyse und Pyrolyse-Feldionisation Massenspektrometrie (Py-FIMS) untersucht.

In Tabelle 5.4 sind die Ergebnisse der C- und N-Analysen aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme dargestellt. Der Gesamt-C-Gehalt im Ausgangsstroh lag bei 44,5 %, der Gesamt-N-Gehalt bei 0,7 % und das C/N-Verhältnis bei 62,7. Gegenüber dem Ausgangsstroh ist beim N-Gehalt und beim C/N-Verhältnis ein signifikanter Inkubationseffekt über alle Inkubationsperioden zu erkennen. Der C-Gehalt änderte sich während der Inkubation geringfügig, jedoch nicht signifikant. Nach 90 Tagen Inkubation kam es beim C- und N-Gehalt sowie beim C/N-Verhältnis zu keiner signifikanten Veränderung der inkulierten Varianten gegenüber der Kontrolle. Nach 180 Tagen Inkubation ist tendentiell in den inkulierten Varianten eine Abnahme des N-Gehaltes und des C/N-Verhältnisses gegenüber der Kontrolle zu erkennen, jedoch ist der Inkulationseffekt nicht signifikant.

Tabelle 5.4: C-, N-Gehalte und C/N-Verhältnisse des Strohs aus dem Inkubationsversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 90 und 180 Tagen Inkubation

		C [%]	N [%]	C/N
Ausgangsstroh		44,5 \pm 0,1	0,71 \pm 0,06	62,7 \pm 5,4
90 Tage	Kontrolle	45,9 \pm 0,9	1,88 \pm 0,14	24,4 \pm 2,0
	<i>C. comatus</i>	44,3 \pm 1,4	1,84 \pm 0,08	24,1 \pm 0,8
	<i>C. striatus</i>	44,2 \pm 2,4	1,91 \pm 0,09	23,1 \pm 1,6
	<i>T. versicolor</i>	43,1 \pm 3,2	1,78 \pm 0,06	24,2 \pm 1,3
	<i>T. saturnisporum</i>	44,5 \pm 1,8	1,88 \pm 0,07	23,7 \pm 1,6
180 Tage	Kontrolle	43,9 \pm 3,4	1,99 \pm 0,16	22,0 \pm 3,1
	<i>C. comatus</i>	44,3 \pm 2,1	2,04 \pm 0,18	21,7 \pm 1,5
	<i>C. striatus</i>	45,4 \pm 1,5	2,07 \pm 0,07	21,9 \pm 1,3
	<i>T. versicolor</i>	42,0 \pm 5,6	2,04 \pm 0,14	20,6 \pm 1,5
	<i>T. saturnisporum</i>	41,0 \pm 5,2	2,20 \pm 0,16	18,6 \pm 2,8

Die Gesamt-C und N- Gehalte sowie das C/N- Verhältnis im Ausgangsstroh für den Gefäßversuch zum Einfluss der Inkubation nach 90 und 180 Tagen Inkubation (Tabelle 5.5) entsprachen denen aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme. Dabei kam es durch die Inkubation in allen Varianten zu einer Abnahme der C-Gehalte und des C/N-Verhältnisse sowie zu einer Zunahme der N- Gehalte gegenüber dem Ausgangsstroh. Nach 90 Tagen nahm der C-Gehalt in der Variante mit *Cyathus striatus* und *Gaeumannomyces graminis* (25,2 %) signifikant ($P \leq 0,05$, $n = 6$) gegenüber der Kontrolle (37,5 %) ab. Der N-Gehalt verringerte sich signifikant ($P \leq 0,05$, $n = 6$) gegenüber der Kontrolle (1,25 %) nach Zugabe von dem Fermenterprodukt (1,08 %), *Trichoderma saturnisporum* (0,97 %) und *Cyathus striatus* in Kombination mit *Gaeumannomyces graminis* (0,98 %). Auf das C/N-Verhältnis hatte die Inkubation keinen signifikanten Einfluss. Nach 180 Tagen Inkubation kam es in der Variante mit *Cyathus striatus* (32,9 %) zu einer signifikanten ($P \leq 0,05$, $n = 6$) Erhöhung des C-Gehaltes gegenüber der Kontrolle (23,4 %). Eine Verringerung des C-Gehaltes wurde nur in der Variante mit *Cyathus striatus* in Kombination mit *Gaeumannomyces graminis* (22,3 %) nachgewiesen. Der Effekt der Inkubation war jedoch nicht signifikant. Der N-Gehalt nahm signifikant ($P \leq 0,05$, $n = 6$) gegenüber der Kontrolle (1,32 %) nach Inkubation von *Cyathus striatus* (18,6 %), *Trichoderma saturnisporum* in Kombination mit *Fusarium graminearum* (1,95 %) und *Trichoderma saturnisporum* in Kombination mit *Pseudocercospora herpotrichoides* (1,87 %) zu. Das C/N-Verhältnis wurde durch die Inkubation nicht signifikant beeinflusst.

Tabelle 5.5: C-, N-Gehalte und C/N-Verhältnisse des Strohs aus dem Inkubationsversuch zum Einfluss der Inokulation nach 90 und 180 Tagen Inkubation

	C [%]	N [%]	C/N
Ausgangsstroh	44,5 \pm 0,1	0,71 \pm 0,06	62,7 \pm 5,4
90 Tage			
Kontrolle	37,5 \pm 6,7	1,25 \pm 0,11	30,0 \pm 6,5
Glucose	33,6 \pm 4,7	1,19 \pm 0,06	28,2 \pm 4,3
Fermenterprodukt	37,6 \pm 4,7	1,08* \pm 0,13	34,8 \pm 8,1
<i>C. striatus</i>	37,8 \pm 3,6	1,20 \pm 0,19	31,5 \pm 3,9
<i>T. saturnisporum</i>	37,6 \pm 6,6	0,97* \pm 0,16	38,8 \pm 12,0
<i>C. striatus + F. graminearum</i>	35,1 \pm 3,5	1,14 \pm 0,14	30,9 \pm 1,8
<i>T. saturnisporum + F. graminearum</i>	40,8 \pm 2,9	1,21 \pm 0,15	34,3 \pm 5,3
<i>C. striatus + P. herpotrichoides</i>	34,6 \pm 8,4	1,09 \pm 0,22	31,9 \pm 6,8
<i>T. saturnisporum + P. herpotrichoides</i>	38,2 \pm 4,7	1,17 \pm 0,17	33,1 \pm 4,9
<i>C. striatus + G. graminis</i>	25,2* \pm 7,4	0,98* \pm 0,26	25,7 \pm 4,3
<i>T. saturnisporum + G. graminis</i>	36,5 \pm 5,6	1,25 \pm 0,26	29,7 \pm 4,0
180 Tage			
Kontrolle	23,4 \pm 9,9	1,32 \pm 0,50	17,7 \pm 2,1
Glucose	25,9 \pm 7,7	1,51 \pm 0,40	17,2 \pm 2,7
Fermenterprodukt	29,1 \pm 3,3	1,80 \pm 0,19	16,2 \pm 1,1
<i>C. striatus</i>	32,9* \pm 4,9	1,86* \pm 0,20	17,7 \pm 2,2
<i>T. saturnisporum</i>	27,0 \pm 4,9	1,39 \pm 0,24	19,4 \pm 6,0
<i>C. striatus + F. graminearum</i>	26,5 \pm 4,4	1,56 \pm 0,17	16,9 \pm 1,26
<i>T. saturnisporum + F. graminearum</i>	33,0 \pm 6,5	1,95* \pm 0,27	17,1 \pm 3,8
<i>C. striatus + P. herpotrichoides</i>	27,0 \pm 9,0	1,61 \pm 0,41	16,5 \pm 3,37
<i>T. saturnisporum + P. herpotrichoides</i>	39,0 \pm 2,4	1,87* \pm 0,16	21,1 \pm 2,95
<i>C. striatus + G. graminis</i>	22,3 \pm 5,9	1,47 \pm 0,25	15,0 \pm 1,67
<i>T. saturnisporum + G. graminis</i>	30,8 \pm 5,1	1,77 \pm 0,46	17,9 \pm 2,69

* $P \leq 0,05$, * $P \leq 0,01$, *** $P \leq 0,001$

Im Freilandversuch bewirkte die Inkubation eine Verringerung der C-Gehalte und der C/N-Verhältnisse sowie einen Anstieg der N-Gehalte des Strohs in allen Varianten (Tabelle 5.6). Die Inokulation mit den Pilzen verstärkte diesen Effekt. Nach 180 Tagen wies das Stroh nach der Inokulation mit *Cyathus striatus* (AM 10) den signifikant ($P \leq 0,05$, n = 6) geringsten C-Gehalt (38,4 %) und das geringste C/N-Verhältnis (40,9) sowie nicht signifikant den höchsten N-Gehalt (0,94 %) auf.

Nach einer Inkubationsperiode von 245 Tagen wurde in der Kontrolle der niedrigste C-Gehalt des Strohs (37,9 %) bestimmt. Durch die Zugabe von Glucose (AM 1) und nach Inokulation mit *Cyathus striatus* (AM 50) wies das Stroh die signifikant ($P \leq 0,01$) höchsten C- Gehalte (43,3) auf.

Tabelle 5.6: C-, N-Gehalte und C/N-Verhältnisse des Strohs aus dem Freilandversuch nach 180, 245 und 285 Tagen Inkubation

		C [%]	N [%]	C/N
Ausgangsstroh		44,5 ± 0,1	0,71 ± 0,06	62,7 ± 5,4
180 Tage	Kontrolle	42,2 ± 1,8	0,85 ± 0,08	49,6 ± 4,9
	Glucose (AM 1)	43,1 ± 2,1	0,87 ± 0,05	49,5 ± 3,3
	Fermenterprodukt (AM 10)	40,0 ± 3,0	0,90 ± 0,06	44,4 ± 4,2
	<i>C. striatus</i> (AM 10)	38,4* ± 1,7	0,94 ± 0,14	40,9* ± 5,7
	<i>C. striatus</i> (AM 50)	41,6 ± 4,0	0,93 ± 0,08	44,7 ± 5,0
	<i>T. saturnisporum</i> (AM 1)	41,9 ± 0,8	0,91 ± 0,14	46,0 ± 7,1
	<i>T. saturnisporum</i> (AM 5)	40,0 ± 4,5	0,89 ± 0,05	44,9 ± 6,5
245 Tage	Kontrolle	37,9 ± 4,6	0,88 ± 0,10	43,1 ± 4,1
	Glucose (AM 1)	43,3** ± 1,0	1,12** ± 0,14	38,7 ± 4,7
	Fermenterprodukt (AM 10)	41,3 ± 3,2	1,08** ± 0,16	38,2 ± 3,6
	<i>C. striatus</i> (AM 10)	40,6 ± 2,5	1,04* ± 0,08	39,0 ± 2,1
	<i>C. striatus</i> (AM 50)	43,3** ± 1,1	0,97 ± 0,08	44,6 ± 3,8
	<i>T. saturnisporum</i> (AM 1)	39,1 ± 3,4	1,04* ± 0,12	37,6 ± 5,2
	<i>T. saturnisporum</i> (AM 5)	38,7 ± 2,8	0,99 ± 0,09	39,1 ± 3,0
285 Tage	Kontrolle	40,6 ± 4,2	1,05 ± 0,13	38,6 ± 6,3
	Glucose (AM 1)	43,2 ± 2,0	1,11 ± 0,13	38,9 ± 4,1
	Fermenterprodukt (AM 10)	41,5 ± 3,9	1,20 ± 0,15	34,6 ± 6,4
	<i>C. striatus</i> (AM 10)	35,9 ± 10,1	1,13 ± 0,23	31,8* ± 6,5
	<i>C. striatus</i> (AM 50)	40,4 ± 5,1	0,99 ± 0,11	40,8 ± 6,0
	<i>T. saturnisporum</i> (AM 1)	33,3* ± 5,1	1,00 ± 0,13	33,3 ± 3,7
	<i>T. saturnisporum</i> (AM 5)	40,7 ± 5,7	1,04 ± 0,17	39,1 ± 4,1

* $P \leq 0,05$, * $P \leq 0,01$, *** $P \leq 0,001$

Die signifikant ($P \leq 0,01$) höchsten N- Gehalte wurden in den Varianten mit Glucose Zufuhr (AM 1) (1,12 %), der Zugabe des Fermenterproduktes (AM 10) (1,08 %) und nach Inkulation mit *Cyathus striatus* (AM 10) (1,04 %, $P \leq 0,05$, $n = 6$) und *Trichoderma saturnisporum* (AM 1) (1,04 %, $P \leq 0,05$, $n = 6$) nachgewiesen. Das C/N-Verhältnis des Strohs nahm während der Inkubation gegenüber der Kontrolle nicht signifikant in allen Varianten, mit Ausnahme von *C. striatus* (AM 50), ab. Nach 285 Tagen Inkubation wies das Stroh in der mit *Trichoderma saturnisporum*(AM 1) inkulierten Variante den signifikant ($P \leq 0,05$) geringsten C-Gehalt von 33,3 % auf. Wie auch nach 180 und 245 Tagen wurde nach der Zugabe von Glucose der höchste C- Gehalt im Stroh nachgewiesen. Nach Zugabe von dem Fermenterprodukt war der N-Gehalt des Strohs am höchsten (1,2 %). Die Inkulationen übten jedoch keinen signifikanten Einfluss auf den N-Gehalt des Strohs aus. Das C/N-Verhältnis des Strohs war nach der Inkulation mit *Cyathus striatus* (AM 10) (31,8) gegenüber der Kontrolle (38,6) signifikant ($P \leq 0,05$) niedriger. Die übrigen Inkulationsvarianten übten keinen signifikanten Einfluss auf das C/N-Verhältnis des Strohs aus. Im Vergleich der einzelnen Inkubationsperioden wurden nach 245 Tagen Inkubation

häufiger signifikante Veränderungen als nach einer Inkubationsperiode von 180 bzw. 285 Tagen nachgewiesen.

Im vorliegenden Versuch wies die Entwicklung der N-Gehalte des Strohs keinen klaren Trend auf. Nach [Friebe \(1992\)](#) kommt es durch mikrobielle Besiedlung von Streu zu einer Erhöhung des Stickstoffgehaltes und damit zu einer Verkleinerung des C/N-Verhältnisses. Erhöhte N-Gehalte des Strohs als mögliche Folge einer erhöhten mikrobiellen Besiedlung konnten in den vorliegenden inokulierten Varianten nur in Einzelfällen nachgewiesen werden. Die Entwicklung der C- und N-Gehalte und der C/N-Verhältnisse des Strohs während der Inkubation stimmen in den beiden Gefäßversuchen weitgehend überein. Die Entwicklung dieser Werte im Freilandversuch unterscheidet sich witterungsbedingt von denen der Gefäßversuche. Die C-Gehalte des Ausgangstrohs entsprechen den von [Henriksen und Breland \(2002\)](#); [Gaind et al. \(2005\)](#) (43,8 und 46,6) ermittelten Werten zu nichtinkubiertem Weizenstroh, wogegen die N-Gehalte des Ausgangstrohs (0,71 %) höher als die von [Henriksen und Breland \(2002\)](#); [Gaind et al. \(2005\)](#) (0,54 und 0,4) waren. Dadurch war das C/N-Verhältnis des im vorliegenden Versuch genutzten Ausgangstrohs (62,7) niedriger als das in der Literatur beschriebene, welches zwischen 49,8 % ([Collins et al., 1990](#)) und 116,5 ([Henriksen und Breland, 2002](#)) lag.

Die chemische Veränderung des Strohs während der Inkubation wurde mit Pyrolyse-Feldionisation Massenspektrometrie (Py-FIMS) auf der molekularen Ebene untersucht.

Eine Methode zur Beurteilung der Abbaubarkeit von Substanzklassen und Einzelsubstanzen der organischen Bodensubstanz ist die temperaturlaufgelöste Py-FIMS. Dazu wird die Intensität der entsprechenden Substanzen, Substanzklassen oder die totale Ionenintensität (counts mg^{-1}) gegen die Pyrolysetemperatur aufgetragen. Die dabei erzeugten Thermogramme zeigen anhand der Temperaturmaxima die thermische Stabilität der untersuchten organischen Verbindungen. Eine Verschiebung der Intensität zu höheren Pyrolysetemperaturen zeigt die größere Thermostabilität und damit eine erschwerete Abbaubarkeit bzw. niedrigere Temperaturmaxima, thermisch labilere und damit leichter abbaubare organische Verbindungen an (Leinweber und Schulten, 1992).

Abbildung 5.7 zeigt die summierten **Py-FI Massenspektren und Thermogramme** des Strohs aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 180 Tagen Inkubation. Das Thermogramm des Ausgangsstrohs hat das Temperaturmaximum bei 320 °C und zwei Schultern bei 200 und 450 °C (Abbildung 5.7a). Durch die Inkubation erfolgte generell ein Abbau der organischen Substanz, welcher durch die erheblich geringere Intensität bestimmt wurde (Abbildung 5.7 b-f).

Die Inkubation der Kontrollprobe ohne Inokulation (Abbildung 5.7b) verschob das Temperaturmaximum nach 400 °C und die Schultern auf 320 und 500 °C. Nach Inokulation mit *Coprinus comatus* (Abbildung 5.7c) und *Cyathus striatus* (Abbildung 5.7d) war das Temperaturmaximum wie bei der Kontrolle bei 400 °C. Die Schulter bei 320 °C war erhöht und deutet auf eine Zunahme von thermisch labileren Substanzen hin. Die Inokulation mit *Trametes versicolor* (Abbildung 5.7e) und *Trichoderma saturnisporum* (Abbildung 5.7f) verringerte das Temperaturmaximum im Vergleich zur Kontrolle auf 380 °C, was auf einen Abbau thermisch stabiler Substanzen und einer daraus folgenden Anreicherung von thermisch labileren Substanzen hindeutet, wobei *Trichoderma saturnisporum* einen im Vergleich zu den anderen Pilzen extremen Abbau um ca. Faktor 2 aufweist. Die Schultern bei 450 °C sind ein Indiz für die nicht mehr durch die beiden Pilze degradierten thermisch stabilen Substanzen. Somit zeigen die Thermogramme einen Abbau von schwer abbaubaren Inhaltsstoffen des Strohs durch die Inokulation mit *Trametes versicolor* (Abbildung 5.7e), und noch stärker ausgeprägt bei *Trichoderma saturnisporum* (Abbildung 5.7f), an.

Das Spektrum des Ausgangsstrohs (Abbildung 5.7a) ist dominiert von charakteristischen Signalen von Kohlenhydraten (m/z 60, 98, 114, 126), Phenolen und Ligninmonomeren (m/z 150, 180, 208, 210), Lipiden (m/z 256, 272) und in geringer Intensität von Phytosterolen (m/z 414, 464). Nach der Inkubation ohne Inokulation (Abbildung 5.7b) sind Phenole und Ligninmonomere (m/z 178, 180, 194, 208, 210) die dominierenden Massen,

daneben in geringer Intensität Kohlenhydrate (m/z 114, 116) und Lignindimere (m/z 272, 280). Die inkontrollierten Varianten (Abbildung 5.7c bis f) sind nach der Inkubation alle gekennzeichnet durch intensive Peaks der Kohlenhydrate (m/z 60, 114, 126), Phenole und Ligninmonomere (m/z 150, 178, 180, 208) und Lignindimere (m/z 272, 280).

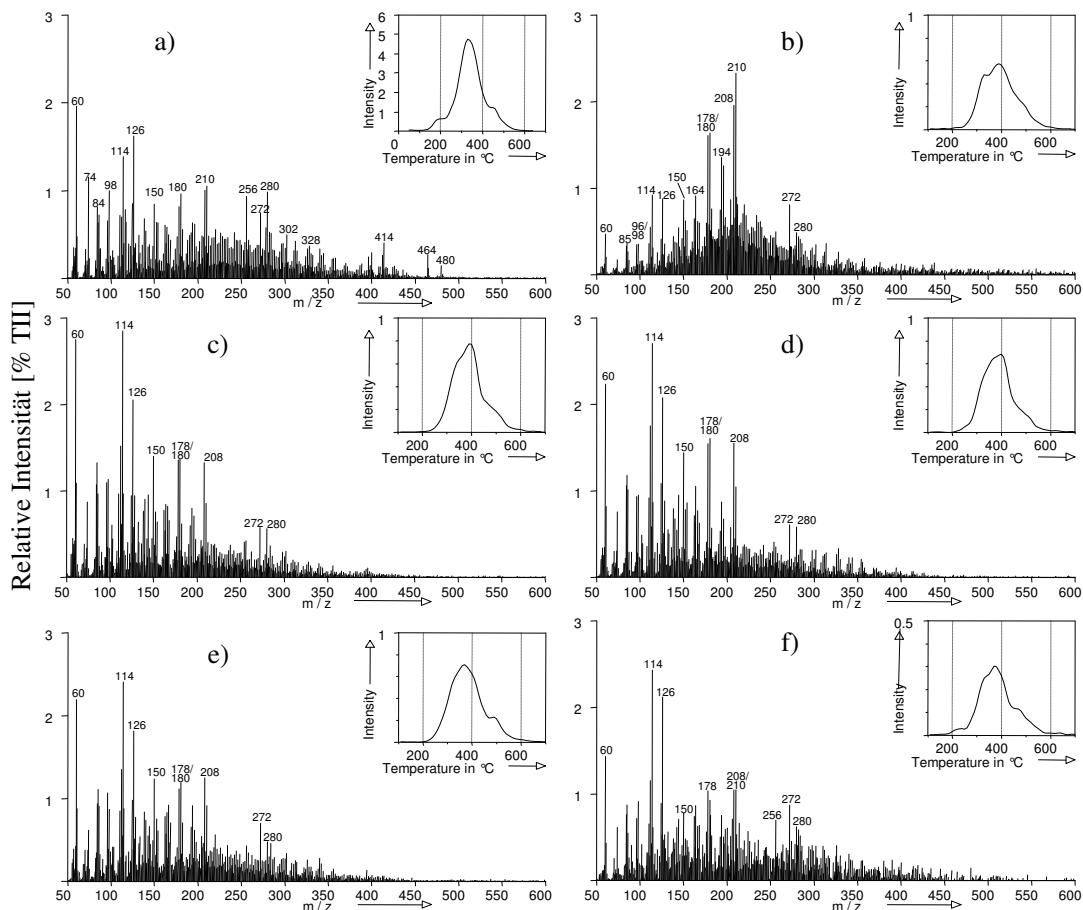


Abbildung 5.7: Pyrolyse-Feldionisation Massenspektren und Thermogramme von Stroh nach 180 Tagen Inkubation im Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme: a) Ausgangsstroh, b) Kontrolle ohne Inokulation, c) inokuliert mit *Coprinus comatus*, d) inokuliert mit *Cyathus striatus*, e) inokuliert mit *Trametes versicolor*, f) inokuliert mit *Trichoderma saturnisporum*

Die summierten Py-FI Massenspektren und Thermogramme des Strohs aus dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation nach 90 und 180 Tagen Inkubation sind in Abbildung 5.8 dargestellt. Das Ausgangsstroh ist identisch mit dem aus Abbildung 5.7a, welches in dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme beschrieben wurde. Durch die Inkubation kommt es nach 90 Tagen in der Kontrolle (Abbildung 5.8b) zu einer Verringerung der Intensität um den Faktor 2 bis 3. Das Temperaturmaximum verschob sich auf 390 °C und es bildeten sich Schultern bei 230 und 500 °C.

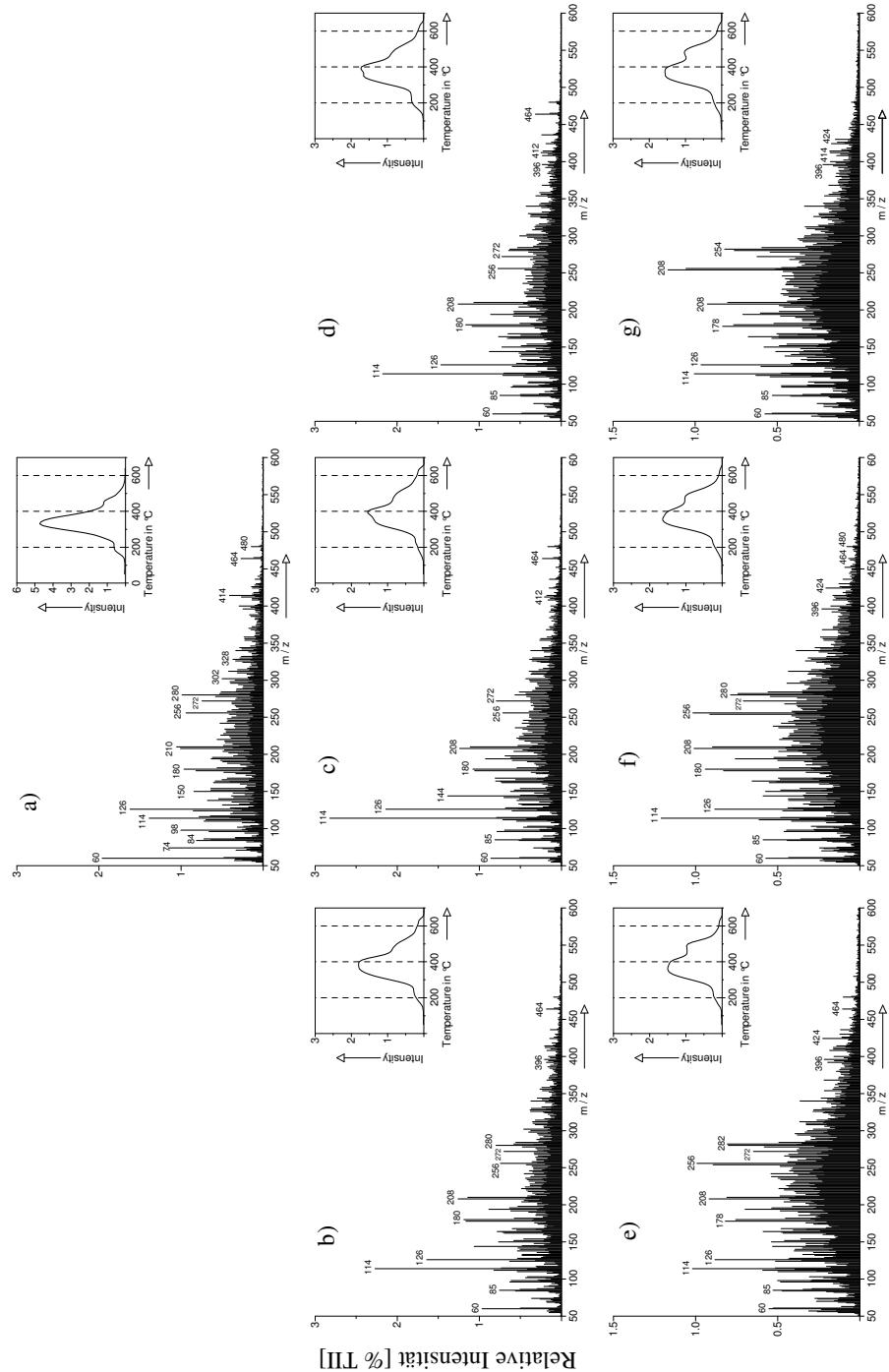


Abbildung 5.8: Pyrolyse-Feldionisation Massenspektren und Thermogramme von Stroh aus dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inkulation: a) Ausgangsstroh. Nach 90 Tagen Inkubation: b) Kontrolle ohne Inkulation, c) inkuliert mit *Trichoderma saturnisporum*, d) inkuliert mit *Cyathus striatus*. Nach 180 Tagen Inkubation: e) Kontrolle ohne Inkulation, f) inkuliert mit *Trichoderma saturnisporum*, g) inkuliert mit *Cyathus striatus*

Durch die Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* (Abbildung 5.8c) verschob sich das Temperaturmaximum auf 400 °C und durch *Cyathus striatus* (Abbildung 5.8d) bildete sich ein Doppelpeak bei 400 °C. Das nach 90 Tagen aufgezeichnete Temperaturmaximum von 390 °C der Kontrolle (Abbildung 5.8b) verschob sich nach 180 Tagen nach 350 °C (Abbildung 5.8e). Die Schulter bei 500 °C ist stärker ausgeprägt als nach 90 Tagen. Die Inokulation mit den Pilzen (Abbildung 5.8f und g) zeigte ebenfalls ausgeprägte Schultern bei 250 und 500 °C. Der Einfluss der Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* (Abbildung 5.8c und f) und *Cyathus striatus* (Abbildung 5.8d und g) ist mit einer Verschiebung zu niedrigeren Temperaturen nach 180 Tagen Inkubation stärker ausgeprägt als nach 90 Tagen. Nach 90 Tagen war das Spektrum der Kontrolle dominiert von Signalen der Kohlenhydrate (m/z 114, 126), Phenolen und Ligninmonomeren (m/z 180, 208) und Lipide (m/z 256). Bei der inkubierten Kontrollprobe (Abbildung 5.8b) und den inokulierten Proben mit *Trichoderma saturnisporum* (Abbildung 5.8c und f) und *Cyathus striatus* (Abbildung 5.8d und g) dominierten sowohl nach 90 und 180 Tagen die gleichen Massen. Deswegen kann zwischen dem Einfluss der Inkubation und der Inokulation nicht unterschieden werden.

In Abbildung 5.9 sind die Thermogramme und summierten Py-FI Massenspektren des Strohs aus dem Freilandversuch über eine Inkubationsperiode von 180, 245 und 285 Tagen dargestellt. Nach 180 Tagen Inkubation hatte das Thermogramm der Kontrolle (Abbildung 5.9a) das Temperaturmaximum bei ca. 400 °C. Durch die Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* (Abbildung 5.9b) bilden sich zusätzlich Schultern bei 250, 350 und 450 °C. Die Inokulation mit *Cyathus striatus* (Abbildung 5.9c) verstärkt die Ausprägung der Schultern und die Bildung eines Doppelpeaks bei 350 und 400 °C. Nach 245 Tagen Inkubation sind auch in der Kontrolle (Abbildung 5.9d) Schultern bei 250 und 450 °C ausgebildet und es kommt zur Verringerung des Temperaturmaximums auf 390 °C. Der gleiche Temperaturverlauf wurde nach der Inokulation von *Trichoderma saturnisporum* (Abbildung 5.9e) aufgezeichnet. Durch *Cyathus striatus* (Abbildung 5.9f) verringert sich das Temperaturmaximum weiter auf 380 °C. Nach 285 Tagen Inkubation erhöht sich in der Kontrolle (Abbildung 5.9g) das Temperaturmaximum auf 400 °C und es bilden sich Schultern bei 250, 380 und 450 °C. Die Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* hatte, wie schon nach 245 Tagen Inkubation, keinen sichtbaren Einfluss auf die thermische Stabilität des Strohs gegenüber der Kontrolle. Der Einfluss der Inokulation ist am deutlichsten nach 180 Tagen Inkubation zu erkennen, nach 245 und 285 Tagen Inkubation verändert nur die Inokulation mit *Cyathus striatus* die thermische Stabilität des Strohs. Die Inkubationszeit ist wie im Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation von größerer Bedeutung für den Strohabbau als die Inokulation. Das Spektrum der Kontrolle (Abbildung 5.9a) zeigte nach 180 Tagen Inkubation charakteristische Signale von Kohlenhydraten (m/z 60, 114, 126), Phenolen und Ligninmonomeren (m/z 180, 208), Lipiden (m/z 256, 272) und im höheren Massenbereich in geringer Intensität von Phytosterolen (m/z 414, 464).

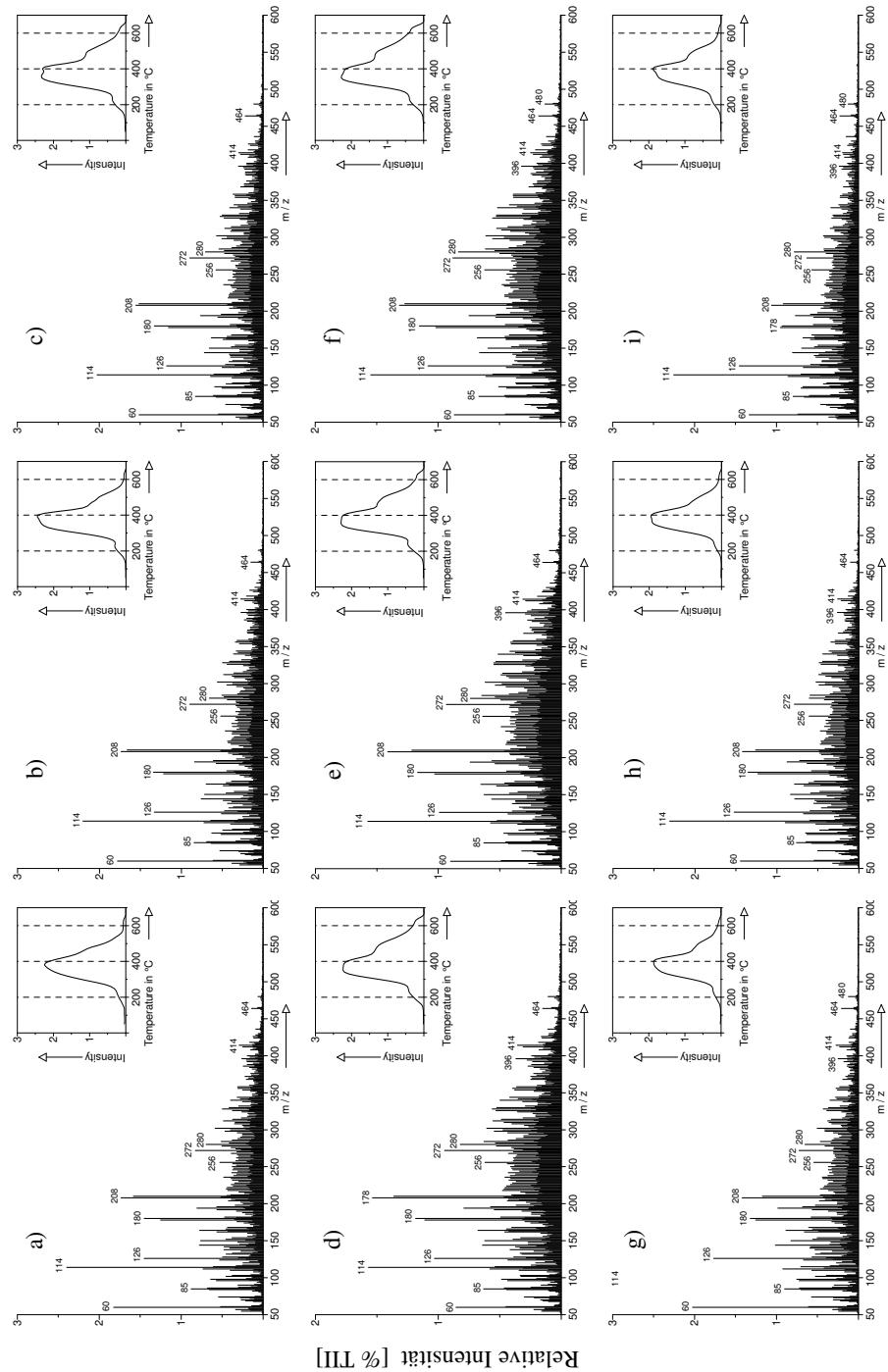


Abbildung 5.9: Pyrolyse-Feldionisation Massenspektren und Thermogramme von Stroh aus dem Freilandversuch nach 180 Tagen Inkubation: a) Kontrolle ohne Inokulation, b) inokuliert mit *Trichoderma saturnisporum*, c) inokuliert mit *Cyathus striatus*. Nach 245 Tagen Inkubation: d) Kontrolle ohne Inokulation, e) inokuliert mit *Trichoderma saturnisporum*, f) inokuliert mit *Cyathus striatus*. Nach 285 Tagen Inkubation: g) Kontrolle ohne Inokulation, h) inokuliert mit *Trichoderma saturnisporum*, i) inokuliert mit *Cyathus striatus*

Nach 245 Tagen und 285 Tagen ist visuell in den Spektren, in Übereinstimmung mit den Ergebnissen aus den Thermogrammen, kein Inkubations- und Inokulationseffekt zu erkennen, was einen verstärkten Abbau in den ersten 180 Tagen vermuten lässt. Durch die Inokulation mit *Cyathus striatus* wurden mehr thermisch stabile Substanzen ($> 450^{\circ}\text{C}$) gebildet.

Der 2 % geringere Cellulosegehalt und die um 1 % höheren Hemicellulose- und 2 % höheren Ligningehalte stellen sehr geringe Unterschiede in der chemischen Zusammensetzung von Roggenstroh gegenüber Weizenstroh dar (Klimanek und Zwierz, 1992). Die Untersuchung von Weizenstroh mit Py-FIMS zeigte ein Temperaturmaximum bei 350°C in dem Thermogramm (Wehner, 2000). Im Gegensatz dazu hatte das Thermogramm vom Roggenstroh einen Doppelpeak bei 400 und 500°C und es kam im Temperaturbereich von 250 und 350°C zur Ausbildung von Schultern. Die hohen Temperaturmaxima lassen auf ein thermisch stabileres Roggenstroh im Vergleich zum Weizenstroh schließen.

Das Weizenstrohspektrum von Wehner (2000) war dominiert von Signalen der Lignindimere (m/z 284, 312, 356), Lipide (m/z 340, 256), Sterole (m/z 388, 398, 416), Kohlenhydrate (m/z 84, 98, 112) und Phenole und Ligninmonomere (m/z 124, 150, 210). Auffällig sind im Gegensatz zu dem Ausgangsstroh der eigenen Untersuchungen die vielen hohen Massen, von denen das Spektrum bestimmt wurde und der sehr geringe Anteil von Kohlenhydraten. Die für Wehner (2000) typischen Signale der Lignindimere und Sterole waren in den Spektren des in dieser Arbeit untersuchten Weizenstrohs in sehr geringer Intensität vertreten. Übereinstimmungen gab es hinsichtlich der aufgezeichneten Signale der Lipide, Kohlenhydrate und Phenole und Ligninmonomere. Das Spektrum des Roggenstrohs ist gekennzeichnet durch Signale der Kohlenhydrate (m/z 60, 80, 96, 110, 126, 162), Alkylaromate (m/z 192, 344), Lipide (m/z 230, 244), Lignindimere (m/z 272, 296) und von einem Phenol und Ligninmonomer (m/z 138) (Lange, 2002). Im Gegensatz zu dem Ausgangsweizenstroh der eigenen Untersuchung (Abbildung 5.7a), wies das Roggenstroh weniger Signale der Phenole und Ligninmonomere und keine Signale für Phytosterole auf. Im Spektrum von Weizenstroh waren im Gegensatz zum Roggenstroh keine Signale von Lignindimeren und Alkylaromaten enthalten.

Im Gegensatz zu den geringen Unterschieden in der chemischen Zusammensetzung von Getreidestroh unterschieden sich Fichtennadeln extrem von diesen. Die Fichtennadeln weisen 20 % weniger Cellulose und 16 % weniger Hemicellulosen auf als Weizenstroh, allerdings war der Ligningehalt um 5 % höher (Hempfling, 1988). Das Spektrum von frisch gefallenen Fichtennadeln hatte intensive Signale von Sterolen (m/z 396, 430), Lipiden (m/z 286), Suberin (m/z 446), Lignindimeren (m/z 272) und Kohlenhydraten (m/z 126). Damit unterscheidet es sich von dem Spektrum des Weizenstrohs hinsichtlich der Signale der Lignindimere und Suberin. Generell sind in den Fichtennadeln weniger charakteristische Massen der einzelnen Substanzklassen enthalten als in dem Spektrum des Weizenstrohs. Übereinstimmungen gab es mit dem Weizenstroh nur bei der Masse m/z 126 der Koh-

lenhydrate.

Die bis hier dargelegten Ergebnisse zeigen, dass die Inkubationszeit einen größeren Einfluss auf den Strohabbau hat als die Inokulation. Der Inokulationseffekt konnte lediglich anhand der thermischen Stabilität und damit auf dem Abbau des Strohs nachgewiesen werden. Dabei waren im Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme *Trametes versicolor* und *Trichoderma saturnisporum* die effektivsten Pilzstämme im Hinblick auf eine Destabilisierung des Strohs. In dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation haben die inokulierten Pilze *Trichoderma saturnisporum* und *Cyathus striatus* einen sichtbaren Einfluss auf den Strohabbau. Eine Wichtung der einzelnen Pilze für einen beschleunigten Strohabbau kann aus dem Gefäßversuch aufgrund fehlender signifikanter Unterschiede nicht abgeleitet werden. Dagegen wurde in dem Freilandversuch einzig nach der Inokulation von *Cyathus striatus* eine signifikante Eignung zum Abbau des Weizenstrohs über den gesamten Versuchszeitraum von 285 Tage nachgewiesen (Abbildung 5.9c, f und i). Zusammenfassend kann für die drei Versuche festgestellt werden, dass in den beiden Gefäßversuchen annähernd gleiche Abbauergebnisse erreicht wurden und der Effekt der inokulierten Pilze deutlicher zu sehen war als in dem Freilandversuch. Die geringeren Effekte im Freilandversuch können mit den Witterungsverhältnissen in der Untersuchungsperiode begründet werden. Die bis in den März hineinreichenden niedrigen Temperaturen von < 5 °C, schränkten die mikrobielle Aktivität und damit den Strohabbau ein (Magid et al., 2004), was sich auch in den Abbauraten (Abschnitt 5.2.2) und den C- und N-Gehalten (Abschnitt 5.2.3) widerspiegelt.

Zur grafischen Darstellung der 40 m/z -Werte mit den höchsten Varianzgewichten wurde eine **Hauptkomponentenanalyse** (Principal Component Analysis, PCA) durchgeführt.

In Abbildung 5.10 sind die Ergebnisse der Hauptkomponentenanalyse für den Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme grafisch dargestellt. Dabei ist in a) eine klare Trennung des Ausgangstrohs und der Kontrolle von den inokulierten Varianten zu erkennen. *Trichoderma saturnisporum* unterscheidet sich von den anderen Pilzen durch seine entfernte Lage. *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus* und *Trametes versicolor* liegen dicht beieinander und können nicht voneinander getrennt werden. Deshalb wurde in b) die Hauptkomponentenanalyse nur mit Daten der Spektren der 4 Pilzstämme und der Kontrolle durchgeführt. Dabei wurden die inokulierten Pilze wieder von der Kontrolle getrennt. *T. saturnisporum* lag wieder abseits der anderen inokulierten Pilze. *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus* und *Trametes versicolor* lagen teilweise übereinander. Die abseitige Lage von *Trichoderma saturnisporum* stimmt mit den Ergebnissen aus den Thermogrammen überein, in denen nach Inokulation von *Trichoderma saturnisporum* ein um ca. Faktor 2 höherer Strohabbau nachgewiesen wurde. *Trichoderma saturnisporum* kann sich als einziger Pilzstamm klar von den anderen Pilzstämmen abheben und bestätigt damit seine Eignung zum Strohabbau.

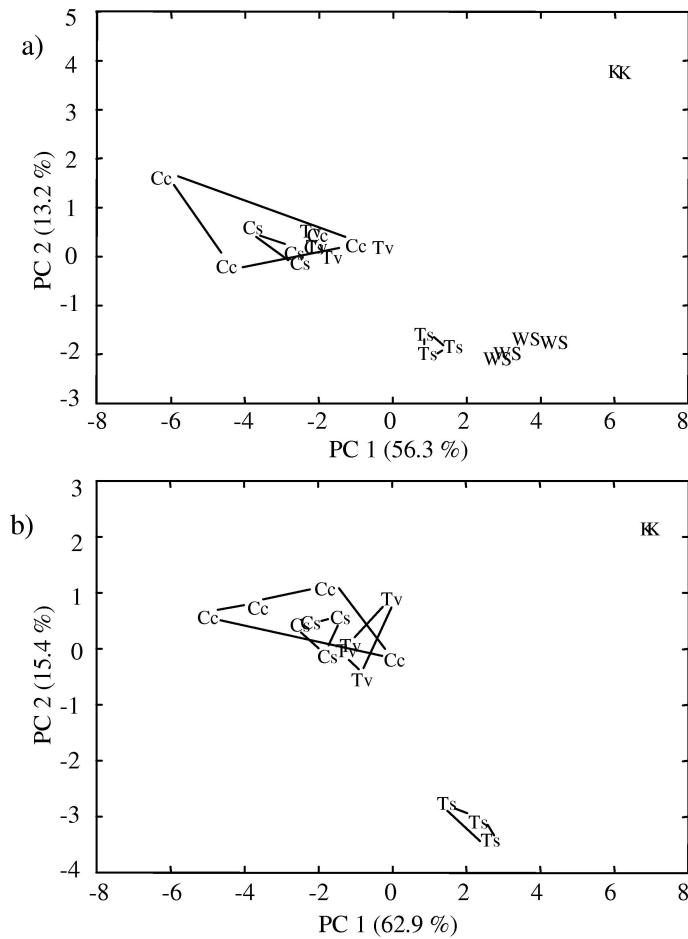


Abbildung 5.10: Plot der Hauptkomponentenanalyse der Massenspektren vom Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 180 Tagen Inkubation von a) Weizenstroh ohne Inkubation (WS), inkubiertem Stroh (K) und inkubierten Strohproben inkokuliert mit *Coprinus comatus* (Cc), *Cyathus striatus* (Cs), *Trametes versicolor* (Tv) und *Trichoderma satrnisporum* (Ts) und b) dem inkubiertem Stroh (K) und der inkubierten Strohproben nach Inkokulation mit *Coprinus comatus* (Cc), *Cyathus striatus* (Cs), *Trametes versicolor* (Tv) und *Trichoderma satrnisporum* (Ts)

In dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inkokulation konnten nach 90 (Abbildung 5.11 a) und 180 Tagen Inkubation (Abbildung 5.11 b) die beiden Pilze untereinander sowie von der Kontrolle klar getrennt werden.

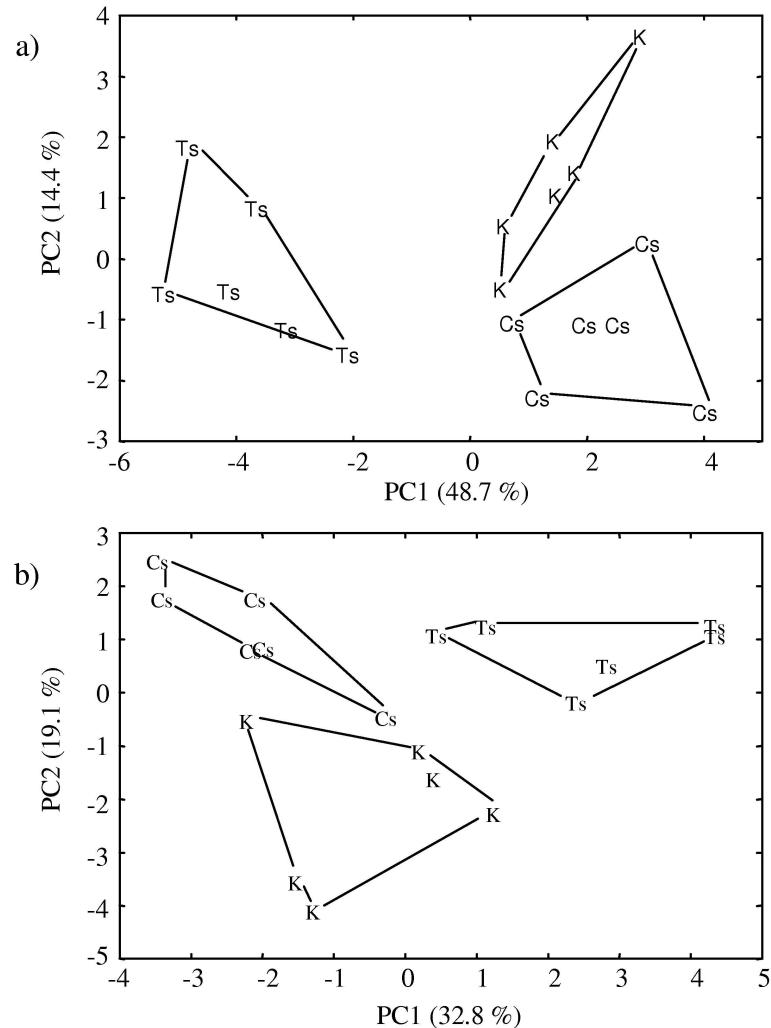


Abbildung 5.11: Plot der Hauptkomponentenanalyse der Massenspektren vom Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation von inkubiertem Stroh (K), Stroh nach Inokulation mit *Cyathus striatus* (Cs) und *Trichoderma saturnisporum* (Ts) nach a) 90 Tagen und b) 180 Tagen Inkubation

Im Freilandversuch konnten nach einer Inkubationsdauer von 180 (Abbildung 5.12a) und 245 Tagen (Abbildung 5.12b) die inkulierten Pilze untereinander und von der unbehandelten Kontrolle durch die Hauptkomponentenanalyse getrennt werden. Nach 285 Tagen Inkubation (Abbildung 5.12c) kam es zu einer Überlagerung von *T. saturnisporum* mit der Kontrolle. Dagegen wurde *C. striatus* von den anderen Varianten getrennt. Durch die Hauptkomponentenanalyse war der Inokulationseffekt von *Cyathus striatus* auf den Strohabbau über alle Zeitperioden am deutlichsten zu sehen.

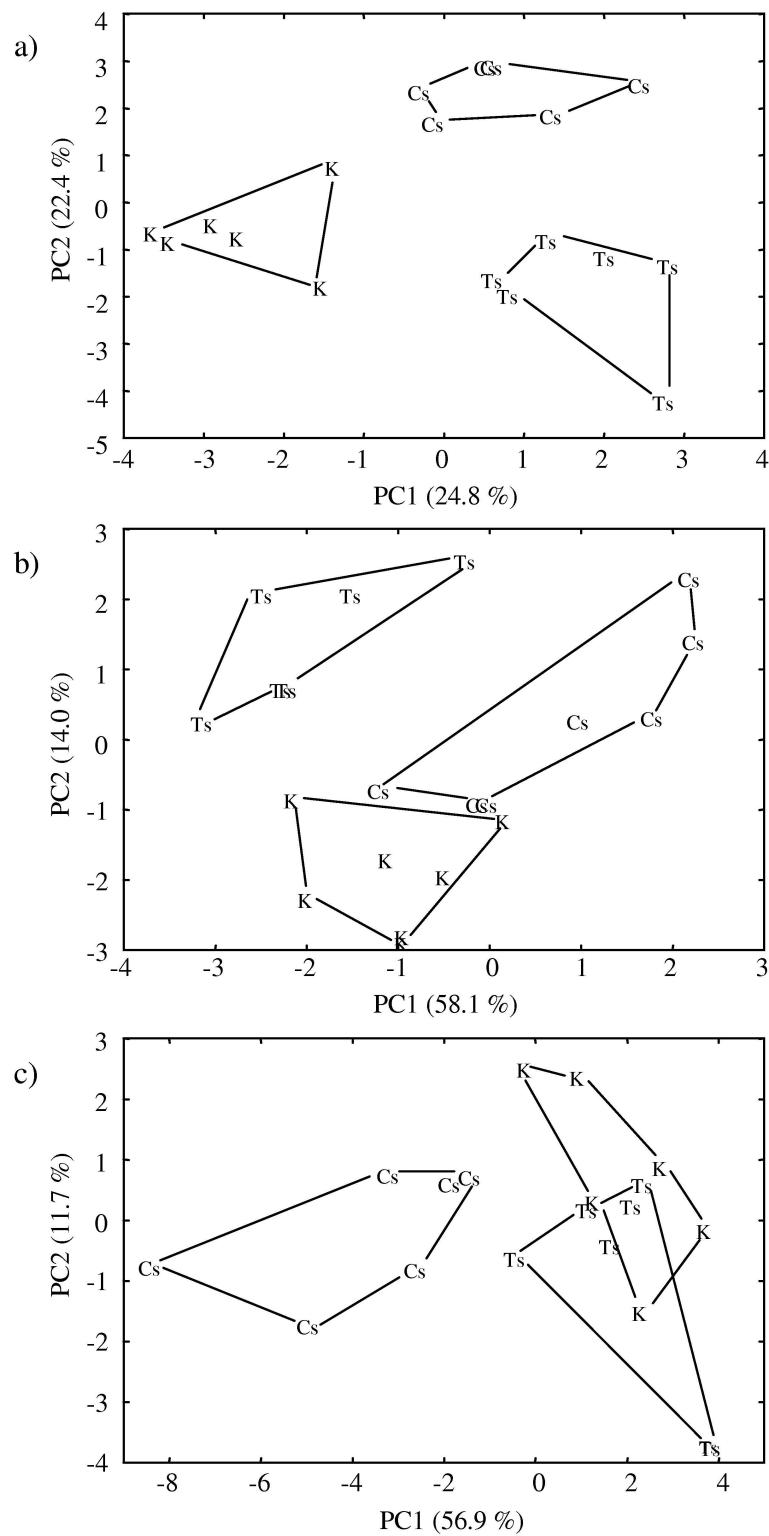


Abbildung 5.12: Plot der Hauptkomponentenanalyse der Massenspektren vom Freilandversuch von inkubiertem Stroh (K), Stroh nach Inkokulation mit *Cyathus striatus* (Cs) und *Trichoderma saturnisporum* (Ts) nach a) 180 Tagen, b) 245 Tagen und c) 285 Tagen Inkubation

Die zum Teil sehr schwachen, durch die Inokulation einzelner Pilze verursachten Abbaueffekte in den Temperaturverläufen der Thermogramme, konnten aber durch die Hauptkomponentenanalyse für mehrere Pilze über eine längere Inkubationsperiode nachgewiesen werden. Dabei waren die Inokulationseffekte in den Gefäßversuchen und im Freilandversuch gleichermaßen stark ausgeprägt. Durch die Hauptkomponentenanalyse wurden in den beiden Gefäßversuchen die guten Abbaueigenschaften von *Trichoderma saturnisporum* bestätigt. Im Freilandversuch war nach 180 Tagen Inkubation der Inokulationseffekt für *Cyathus striatus* und *Trichoderma saturnisporum* deutlich zu sehen. Die Überlagerung der Pilze nach 245 Tagen Inkubation in der Hauptkomponentenanalyse verdeutlicht eine Stagnation des Strohabbaus. Jedoch wurde nach 285 Tagen Inkubation für *Cyathus striatus* wieder eine erneute Wirksamkeit auf den Strohabbau, und damit ein späterer Inokulationseffekt, nachgewiesen. Dieser späte Effekt bestätigt damit die in den Thermogrammen ersichtliche Destabilisierung des Strohs durch *Cyathus striatus* zum selben Zeitpunkt. Eine Begründung für die reduzierte Inokulationseignung könnte eine Änderung der Witterungseinflüsse sein.

Bei den 40 intensivsten Massen von m/z 50 bis 500 für die einzelnen Versuche, welche zur Trennung in der Hauptkomponentenanalyse beigetragenen haben (Tabelle 5.7), sind in dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation nach 90 und 180 Tagen Inkubation jeweils die Massen m/z 137, 139, 193, 234, 236 und 274 vertreten. Im Freilandversuch gab es keine Masse, die zu allen drei Zeitpunkten auftrat. In jeweils zwei der drei Zeitpunkte waren die Massen m/z 77, 152, 170, 171, 196, 206, 208, 209, 223, 368, 409 und 430 vertreten. Die Inkubationsperiode von 180 Tagen war in allen drei Versuchen gleich, jedoch gab es keine Masse, die in allen Versuchen vorkam. In den beiden Gefäßversuchen gab es nach 180 Tagen die gemeinsamen Massen m/z 110, 124, 184, 193, 214 und 234. In jeweils zwei der drei Versuchen kamen nach 180 Tagen Inkubation die Massen m/z 126, 197, 319 und 330 vor. Die Masse m/z 126 war als einzige in allen 3 Versuchen zu unterschiedlichen Zeitpunkten vertreten.

Tabelle 5.7: Massen mit den höchsten Varianzgewichten, die für die Trennung der Gruppen in den Gefäß- und Freilandversuchen verantwortlich waren [% TII], (n = 40)

Gefäßversuche zur Selektion der Pilzstämme <i>in vivo</i>	Gefäßversuche zum Einfluss der Inokulation			Freilandversuche		
	Inkubationszeit in Tagen 180	Inkubationszeit in Tagen 90	Inkubationszeit in Tagen 180	Inkubationszeit in Tagen 180	Inkubationszeit in Tagen 245	Inkubationszeit in Tagen 285
57	78	89	76	67	65	
60	95	105	77	78	77	
61	96	106	83	80	91	
68	126	110	88	89	93	
83	128	124	105	97	118	
84	130	137	108	107	119	
90	137	139	126	121	127	
96	139	153	141	122	134	
98	142	167	142	136	137	
110	144	184	148	152	149	
112	151	185	152	158	155	
114	152	189	161	162	157	
115	168	193	164	170	170	
124	181	207	165	189	171	
126	193	214	171	208	173	
128	204	234	185	223	177	
132	212	236	187	232	178	
140	220	238	196	242	180	
154	232	242	197	245	181	
184	234	264	206	251	187	
193	236	266	209	289	188	
197	274	274	215	324	193	
211	280	279	269	352	196	
212	281	289	297	368	202	
214	282	290	319	374	203	
217	300	296	326	376	206	
220	359	308	330	388	208	
227	366	312	365	391	209	
231	373	319	368	394	223	
234	374	330	387	396	231	
341	376	339	389	398	267	
435	389	343	408	400	298	
438	390	348	409	412	328	
457	395	351	426	414	335	
468	396	357	430	415	356	
476	408	371	431	429	409	
477	426	383	432	430	419	
479	436	386	433	443	435	
480	444	398	440	444	436	
488	449	420	442	447	437	

Die Massen der Markersubstanzen wurden, wie in Kapitel 2.2 Tabelle 4.7 beschrieben, zu **Substanzklassen** zusammengefasst. In Tabelle 5.8 sind die Massen mit den höchsten Varianzgewichten, zugeordnet nach Substanzklassen, für die Gefäß- und Freilandversuche abgebildet. In dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme waren nach 180 Tagen Inkubation die Kohlenhydrate und Phenole und Ligninmonomere für die Trennung hauptsächlich verantwortlich. Lignindimere waren wenig vertreten und für die Trennung von geringer Bedeutung. Dagegen waren in dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation nach 90 Tagen die Alkylaromaten, Sterole sowie die N-Verbindungen für die Trennung der Varianten verantwortlich und nach 180 Tagen die Alkylaromaten und Lignindimere.

Tabelle 5.8: Substanzklassen mit den höchsten Varianzgewichten die für die Trennung der Gruppen in den Gefäß- und Freilandversuchen verantwortlich waren [% TII]

Gefäßversuche zur Selektion der Pilzstämme <i>in vivo</i> Inkubationszeit in Tagen 180	Gefäßversuche zum Einfluss der Inokulation		Freilandversuche		
	Inkubationszeit in Tagen 90	Inkubationszeit in Tagen 180	Inkubationszeit in Tagen		
			180	245	285
KHYD	KHYD	KHYD PHLM	KHYD	KHYD ALKY	KHYD
KHYD	KHYD	FÄTT	FÄTT	KHYD PEPT	PHLM
KHYD	KHYD	PHLM	PHLM	FÄTT	PHLM
KHYD	PHLM	LDIM	PHLM	PHLM	PHLM
KHYD	PHLM	LDIM	PHLM	PHLM	PHLM
KHYD	PHLM	LDIM FÄTT	PHLM	PHLM	PHLM
KHYD	PHLM	LDIM LIPID	PHLM	LDIM NVER	PHLM
KHYD	LDIM LIPID	LDIM ALKY	PHLM	LIPID STER	LDIM
KHYD PHLM	LDIM ALKY	LDIM ALKY	PHLM	ALKY	LDIM FÄTT
KHYD PEPT	LIPID STER	ALKY	PHLM	ALKY	LDIM LIPID
FÄTT	LIPID STER	ALKY	LDIM	ALKY	LIPID
FÄTT	ALKY	ALKY	LDIM FÄTT	ALKY PEPT	LIPID
PHLM	ALKY	ALKY	LDIM ALKY	NVER	LIPID STER
PHLM	ALKY	ALKY	LIPID STER	NVER	ALKY
PHLM	ALKY	ALKY	LIPID STER	STER	ALKY
PHLM	ALKY	ALKY	ALKY	STER	ALKY
PHLM	ALKY	ALKY STER	ALKY	STER	ALKY
PHLM	ALKY STER	NVER	ALKY	STER	ALKY
LDIM FÄTT	NVER	NVER	ALKY	STER	ALKY
LIPID	NVER	NVER	ALKY	STER	ALKY
LIPID	NVER	NVER	ALKY STER	STER	ALKY
ALKY	NVER	STER	NVER	STER	NVER
ALKY	NVER		STER	STER FÄTT	NVER
ALKY	STER		STER	PEPT	NVER
ALKY	STER		STER	SUBE	PEPT
PEPT	STER		STER		
PEPT	STER FÄTT		PEPT		
SUBE	PEPT		PEPT		
			SUBE		
			SUBE		

KHYD: Kohlenhydrate, PHLM: Phenole und Ligninmonomere, LDIM: Lignindimere, LIPID: Lipide, Alkane, Alkene, *n*-Alkylester, *n*-Alkyldiester, ALKY: Alkylaromaten, NVER: N-Verbindungen, STER: Sterole, PEPT: Peptide, SUBE: Suberin, FÄTT: Fettsäuren *n*-C₁₆ bis *n*-C₃₄

Die Sterole und die Phenole und Ligninmonomere hatten nach der langen Inkubationsperiode nur einen sehr geringen Einfluss auf die Trennung der Varianten. Im Freilandversuch trennten nach 180 Tagen die Phenole und Ligninmonomere sowie die Alkylaromaten und Sterole die Varianten untereinander. Nach 245 Tagen waren die Sterole und nach 285 Tagen die Alkylaromaten und Phenole und Ligninmonomere für die Trennung verantwortlich. Die Kohlenhydrate hatten für die Trennung keine Bedeutung mehr und waren

in geringer Menge vertreten (Tabelle 5.8). Es gab keine Substanzklasse, die in allen drei Versuchen für die Trennung der Varianten ausschlaggebend war. In dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation und im Freilandversuch waren die Alkylaromaten für die Trennung verantwortlich. Die Kohlenhydrate waren nur in dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme vertreten, in den anderen Versuchen waren sie nicht mehr von Bedeutung, was auf einen Abbau während der Inkubation zurückzuführen ist und auch an kompostierten Restabfällen nachgewiesen wurde (Chefetz et al., 1998).

Nachdem mit der Hauptkomponentenanalyse eine Trennung der Varianten nach Substanzklassen erfolgte, sollen im folgenden die absoluten und relativen Intensitäten von zehn Klassen biogener organischer Substanzen des Strohs aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme näher untersucht werden (Tabelle 5.9). Die absoluten Ionenintensitäten (counts 10^6 mg^{-1}) aller Substanzklassen des Weizenstrohs nehmen über den Inkubationszeitraum von 180 Tagen ab. Nach 180 Tagen Inkubation kam es gegenüber der Kontrolle bei dem Anteil verflüchtigbarer Substanzen (VM) nur nach Inokulation von *Trametes versicolor* zu einer Abnahme, was nach (Schulten und Leinweber, 1999) ein Indiz für den Abbau organischer Substanz ist. Durch die Inokulation der anderen Pilze erhöhte sich der Anteil verflüchtigbarer Substanzen. Im Gegensatz zu den nicht signifikanten Veränderungen der inokulierten Varianten wurde bei *Trichoderma saturnisporum* die totalen Ionenintensität, Phenole und Ligninmonomere, Lignindimere, Lipide, Alkylaromate und N-Verbindungen signifikant reduziert. Ebenfalls signifikant verringert wurden die Alkylaromaten durch die Inokulation von *Cyathus striatus*, was ungewöhnlich für die bioresistenten Alkylaromaten (Schulten und Schnitzer, 1993; Chefetz et al., 1996; Franke, 2004) ist. Daraus kann abgeleitet werden, dass unter optimalen Bedingungen *Cyathus striatus* auch schwer abbaubare Alkylaromaten abbauen kann. Durch die Abnahme der Lignindimere und der unveränderten Intensität der Phenole und Ligninmonomere wurde das höchste nicht signifikante Ligninmonomer zu Lignindimerverhältnis nach Inokulation von *Coprinus comatus* und *Cyathus striatus* nachgewiesen. Die Abnahme der Lignindimere könnte auf einen Abbau der Lignindimere zu Ligninmonomeren hindeuten. Da sich die Ligninmonomere jedoch nicht verändert haben, könnte auch dort ein Abbau stattgefunden haben (Wiedow et al., 2007).

Tabelle 5.9: Anteile von Substanzklassen im Stroh aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme als a) absolute Intensität [counts 10^6 mg^{-1}] in Bezug auf Volatile Matter [mg] und b) relative Intensität [% TII]

	a) abs. Intensität [counts 10^6 mg^{-1}]						b) rel. Intensität [% TII]						
	VFM	TII	KHYD	PHLM	LDIM	LM:LD	LIPID	ALKY	NVER	STER	PEPT	SUBE	FÄTT
Weizenstroh	76,4	68,8	9,5	10,9	6,7	1,6	4,5	9,7	3,6	2,5	5,3	0,2	3,9
Tag 180													
Kontrolle	69,9	10,0	0,8	2,2	0,8	2,8	0,7	1,8	0,6	0,2	0,3	0,1	0,4
Stroh mit <i>C. comatus</i>	72,4	11,4	2,5	2,2	0,7	3,1	0,4	1,4	0,7	0,1	1,0	0,0	0,3
Stroh mit <i>C. striatus</i>	73,6	10,5	2,2	2,2	0,7	3,1	0,4	1,3*	0,6	0,1	0,8	0,0	0,3
Stroh mit <i>T. versicolor</i>	68,9	11,7	2,3	2,2	0,8	2,7	0,6	1,6	0,7	0,2	0,9	0,0	0,4
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>	71,4	4,9*	0,8	0,8*	0,5*	1,7*	0,3*	0,7*	0,4*	0,1	0,3	0,0	0,3
Weizenstroh	13,6	16,0	10,2	1,6	6,8	14,1	5,2	3,7	7,4	0,3	5,8		
Tag 180													
Kontrolle	8,0	22,2	8,1	0	6,8	17,7	6,2	1,9	3,1	0,6	3,8		
Stroh mit <i>C. comatus</i>	22,4**	19,4	5,6	0	3,7*	11,8**	5,8	1,1*	9,4**	0,1**	2,6		
Stroh mit <i>C. striatus</i>	20,5**	20,9	6,7	0	4,3*	12,3*	5,6	1,3*	7,8*	0,1**	3,1		
Stroh mit <i>T. versicolor</i>	19,5**	18,8	7,2	0	5,1*	13,9*	6,3	1,3*	7,9*	0,1**	3,3		
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>	16,2*	16,3	9,9	0	5,7	15,1	7,2	2,6	6,4*	0,3*	5,3		

* $P \leq 0,05$, ** $P \leq 0,01$

VFM: Volatile Matter in %, TII: totale Ionenintensität, KHYD: Kohlenhydrate, PHLM: Phenole und Ligninmonomere, LDIM: Lignindimere, LIPID: Lipide, Alkane, Alkene, *n*-Alkyester, *n*-Alkyldiester, ALKY: Alkylaromaten, NVER: N-Verbindungen, STER: Sterole, PEPT: Peptide, SUBE: Suberin, FÄTT: Fettsäuren *n*-C₁₆ bis *n*-C₃₄

Die relativen Ionenintensitäten der Phenole und Ligninmonomere und der N-Verbindungen nahmen in dem nicht inkulierten Weizenstroh über den Inkubationszeitraum zu, wogegen die Kohlenhydrate, Lignindimere, Peptide, Fettsäuren und Sterole abnahmen. Nach Inkulation von *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus* und *Trametes versicolor* zeigte sich der Inkulationseffekt in einer signifikanten Zunahme der Kohlenhydrate und Peptide und einer signifikanten Abnahme der Lipide, Alkylaromaten, Sterole und Suberin. Die signifikante Zunahme der Kohlenhydrate steht im Widerspruch zu der Abnahme der Kohlenhydrate beim Abbau von Bioabfallkompost in Untersuchungen von [Smidt et al. \(2005\)](#). Die leicht abbaubaren Kohlenhydrate werden von den Mikroorganismen während der Inkubation abgebaut und müssten daher in der Intensität abnehmen. In Übereinstimmung mit der Auswertung der Hauptkomponentenanalyse wurden die Intensitäten der Kohlenhydrate durch die Inkulation am stärksten verändert.

Die absoluten und relativen Intensitäten von zehn Klassen organischer Substanzen des Strohs aus dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inkulation, sind in Tabelle 5.10 dargestellt. Die absoluten Ionenintensitäten aller Substanzklassen nahmen vom Ausgangstroh über die gesamte Inkubationszeit nicht signifikant ab. Einzig die N-Verbindungen nehmen über die gesamte Inkubationszeit zu, was auf die mikrobielle Assimilation und Re-Synthese der Proteine zurückzuführen ist ([Janssen, 1996](#)). Dieser Inkulationseffekt war jedoch nur für *Cyathus striatus* nach 180 Tagen signifikant.

Im Gegensatz zu dem beschriebenen Abbau leichtabbaubarer Kohlenhydrate ([Smidt et al., 2005](#)) sind durch die Inkulation keine signifikanten Veränderungen nachgewiesen worden. Eine Übereinstimmung mit der Hauptkomponentenanalyse hinsichtlich der Trennung der Varianten und den Substanzklassen, die einen Strohabbau andeuten, ist nach 180 Tagen Inkubation für die N-Verbindungen zu sehen.

Tabelle 5.10: Anteile von Substanzklassen im Stroh aus dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation als a) absolute Intensität [counts 10^6 mg^{-1}] in Bezug auf Volatile Matter [mg] und b) relative Intensität [% THI]

	a) abs. Intensität [counts 10^6 mg^{-1}]										b) rel. Intensität [% THI]			
	VM	TII	KHYD	PHLM	LDIM	LM:ID	LIPID	ALKY	NVER	STER	PEPT	SUBE	FÄTT	
Weizenstroh														
	Tag 0	76,4	68,8	9,5	10,9	6,7	1,6	4,5	9,7	3,6	2,5	5,3	0,2	
	Tag 90	71,9	36,2	5,5	6,0	3,5	1,7	2,3	5,5	2,1	1,2	2,1	0,1	
Kontrolle		74,5	36,4	5,1	5,7	3,9	1,5	2,5	5,4	2,1	1,4	1,9	0,1	
Stroh mit <i>C. striatus</i>		74,3	32,0	5,3	5,2	3,2	1,6	2,1	5,0	1,7	0,9	1,7	0,1	
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>		64,0	32,8	3,4	4,5	3,2	1,4	2,2	4,7	2,2	1,1	1,7	0,1	
Kontrolle		62,9	34,5	3,7	5,0	3,4	1,5	2,2	5,1	2,5	1,1	1,8	0,1	
Stroh mit <i>C. striatus</i>		64,2	35,0	3,7	4,9	3,7	1,3	2,4	5,1	2,3	1,2	1,8	0,1	
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>		13,6	16,0	10,2	0	6,8	14,1	5,2	3,7	7,4	0,3	5,8		
Weizenstroh														
	Tag 0	15,1	16,5	9,8	0	6,3	15,2	5,9	3,3	5,8	0,3	5,5		
Kontrolle		13,8	15,8	10,7	0	6,9	14,8	5,6	3,8	5,3	0,3	6,3		
Stroh mit <i>C. striatus</i>		16,4	16,2	10,3	0	6,6	15,7	5,4	2,8	1,7	5,3	0,3	5,7	
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>		10,2	13,6	10,0	0	6,9	14,3	6,6	3,2	5,2	0,3	6,1		
Kontrolle		10,6	14,5	9,9	0	6,6	14,7	7,3**	3,4	5,1	0,4	5,9		
Stroh mit <i>C. striatus</i>		10,3	13,8	10,7	0	6,9	14,5	6,5	3,5	5,0	0,4	6,6		
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>														

** $P \leq 0,01$

VM: Volatile Matter in %, TII: totale Ionenintensität, KHYD: Kohlenhydrate, PHLM: Phenole und Ligninmonomere, LDIM: Lignindimere, LIPID: Lipide, Alkene, Alkane, Alkene, *n*-Alkylester, *n*-Alkyldester, ALKY: Alkylaromaten, NVER: N-Verbindungen, STER: Sterole, PEPT: Peptide, SUBE: Suberin, FÄTT: Fettisäuren *n*-C₁₆ bis *n*-C₃₄

Tabelle 5.11 zeigt die absoluten und relativen Intensitäten der zehn Klassen biogener organischer Substanzen des Strohs aus dem Freilandversuch nach 180, 245 und 285 Tagen Inkubation. Die absoluten Ionenintensitäten der Kohlenhydrate, Phenole und Ligninmonomere und Peptide nehmen vom Ausgangsstroh über die Inkubationszeit ab. Lipide, Alkylaromaten und N-Verbindungen, Sterole und Fettsäuren nehmen nach 180 Tagen ab, nach 245 Tagen zu und nach 285 Tagen wieder ab. Der Einfluss der Inokulation ist ausschließlich für die N-Verbindungen nach 285 Tagen für *Cyathus striatus* signifikant. Die relativen Ionenintensitäten zeigen übereinstimmend mit der Hauptkomponentenanalyse einen signifikanten Pilzeffekt für Suberin nach 180 Tagen, Sterolen nach 245 Tagen und bei den N-Verbindungen nach 285 Tagen für jeweils *Cyathus striatus*. Weiterhin zeigen die Ionenintensitäten und die Hauptkomponentenanalyse der Substanzklassen einen Strohabbau nach 180 Tagen bei den Alkylaromaten, Sterolen und Phenolen und Ligninmonomeren, nach 245 Tagen bei den Sterolen und nach 285 Tagen bei den Alkylaromaten und Phenolen und Ligninmonomeren.

Zusammenfassend ergaben die Untersuchungen zum Strohabbau mit Py-FIMS, dass in den Gefäßversuchen gegenüber dem Freilandversuch die Inokulationseffekte in den Thermogrammen, Spektren und Substanzklassen stärker ausgeprägt waren. Allerdings hatte die Inkubation einen größeren Einfluss als die Inokulation. In den grafischen Darstellungen der Hauptkomponentenanalyse war der Effekt der pilzlichen Inokulation am deutlichsten zu sehen. *Trichoderma saturnisporum* konnte in den Gefäßversuchen anhand der Thermogramme, der Hauptkomponentenanalyse und den absoluten und relativen Anteilen der Substanzklassen gegenüber *Cyathus striatus* den Strohabbau stärker beschleunigen. Dagegen führte im Freilandversuch *Cyathus striatus* zu einem effektiveren Strohabbau gegenüber *Trichoderma saturnisporum*. Dem nachgewiesenen positiven Inokulationseffekt von *Cyathus striatus* im Freilandversuch unter realen Bedingungen, muss damit im Hinblick auf die Praxisrelevanz mehr Gewicht zugeteilt werden.

Tabelle 5.11: Anteile von Substanzklassen im Stroh aus dem Freilandversuch als a) absolute Intensität [counts 10^6 mg^{-1}] in Bezug auf Volatile Matter [mg] und b) relative Intensität [% THI]

	a) abs. Intensität [counts 10^6 mg^{-1}]	VM	TII	KHYD	PHLM	LDIM	LM:LD	LIPID	ALKY	NVER	STER	PEPT	SUBE	FÄTT
Tag 0														
Weizenstroh	76,4	68,8	9,5	10,9	6,7	1,6	4,5	9,7	3,6	2,5	5,3	0,2	3,9	
Tag 180	82,8	41,0	6,0	6,7	4,5	1,5	2,7	5,6	2,0	1,7	2,5	0,1	2,3	
Kontrolle	81,0	48,6	6,4	7,3	5,6	1,4	3,4	6,6	2,4	2,2	2,8	0,2*	3,0	
Stroh mit <i>C. striatus</i>	82,4	43,9	6,2	7,0	4,8	1,5	2,9	5,9	2,1	1,8	2,8	0,1	2,5	
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>														
Tag 245	81,8	49,5	5,3	7,3	6,6	1,1	4,0	7,3	2,6	2,6	2,3	0,2	3,6	
Kontrolle	81,4	51,4	5,7	7,3	6,7	1,1	4,0	7,5	2,8	2,3	2,5	0,2	3,7	
Stroh mit <i>C. striatus</i>	82,6	48,5	5,2	7,0	6,4	1,1	3,8	7,1	2,5	2,6	2,4	0,2	3,6	
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>														
Tag 285	76,2	33,5	5,8	5,7	3,2	2,0	2,0	4,5	1,7	1,1	2,2	0,1	1,7	
Kontrolle	76,4	35,4	5,6	5,4	3,1	1,8	2,1	4,9	2,1*	1,1	2,5	0,1	1,7	
Stroh mit <i>C. striatus</i>	74,6	34,8	5,1	6,0	3,8	1,7	2,3	5,0	1,8	1,2	2,1	0,1	2,0	
b) rel. Intensität [% THI]														
Weizenstroh														
Tag 0	13,6	16,0	10,2											
Kontrolle	14,6	16,4	10,9	0										
Stroh mit <i>C. striatus</i>	13,6	15,2	11,3	0										
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>	14,3	16,0	10,9	0										
Tag 245	10,6	14,9	13,4	0										
Kontrolle	11,1	14,3	13,1	0										
Stroh mit <i>C. striatus</i>	10,9	14,5	13,1	0										
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>														
Tag 285	17,6	17,6	9,4	0										
Kontrolle	15,6	15,6	8,7	0										
Stroh mit <i>C. striatus</i>	14,6	14,8	10,9	0										
Stroh mit <i>T. saturnisporum</i>														

* $P \leq 0,05$

VM: Volatile Matter in %, TII: totale Ionenintensität, KHYD: Kohlenhydrate, PHLM: Phenole und Ligninmonomere, LDIM: Lignindimere, LIPID: Lipide, Alkane, Alkene, *n*-Alkylester, *n*-Alkyldiester, *n*-Alkylaromaten, NVER: N-Verbindungen, STER: Sterole, PEPT: Peptide, SUBE: Suberin, FÄTT: Fettsäuren *n*-C₁₆ bis *n*-C₃₄

5.2.4 Physikalische Veränderungen des Strohs

Da mechanische Eigenschaften des Strohs ein Indikator für den Grad des Abbaus sein können, wurde in diesem Kapitel die Veränderung dieser Eigenschaft nach Inkubation mit Pilzen untersucht. Physikalische Veränderungen können anhand der mechanischen Zugspannung, Reißdehnung und dem E-Modul bestimmt werden. Da für das gemessene E-Modul keine signifikante Veränderung in allen Varianten nachgewiesen werden konnte, sind für die Auswertung dieser Versuche die mechanische Zugspannung und die Reißdehnung angewendet worden. Abbildung 5.13 zeigt die mechanische Zugspannung und Reißdehnung von Weizenstroh aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 90 und 180 Tagen Inkubation. Die mechanische Zugspannung und die Reißdehnung nahmen in allen Varianten durch die Inkubation ab. Nach 90 Tagen Inkubation trat bei der mechanischen Zugspannung eine signifikante Verringerung durch die Inkubation von *Trichoderma saturnisporum* ($4,9 \text{ N mm}^{-2}$, $P \leq 0,01$, $n = 15$) und *Cyathus striatus* ($6,6 \text{ N mm}^{-2}$, $P \leq 0,05$, $n = 15$) in Bezug auf die Kontrolle ($9,4 \text{ N mm}^{-2}$) auf. Die Reißdehnung nahm signifikant nach Inkubation von *Trichoderma saturnisporum* ($1,1 \%$, $P \leq 0,05$, $n = 15$) und *Cyathus striatus* ($1,2 \%$, $P \leq 0,05$, $n = 15$) gegenüber der Kontrolle ($1,9 \%$) ab. Nach 180 Tagen Inkubation verringerte sich die mechanische Zugspannung signifikant nach Inkubation von *Trametes versicolor* ($1,8 \text{ N mm}^{-2}$, $P \leq 0,01$, $n = 15$) und *Trichoderma saturnisporum* ($2,5 \text{ N mm}^{-2}$, $P \leq 0,05$, $n = 15$) gegenüber der Kontrolle ($4,5 \text{ N mm}^{-2}$). Bei der Reißdehnung war nach 180 Tagen Inkubation kein signifikanter Einfluss der Pilze zu erkennen.

In diesem Versuch hat *Trichoderma saturnisporum* den Strohabbau am effektivsten nach 90 und 180 Tagen Inkubation beschleunigt. *Cyathus striatus* konnte nur nach 90 Tagen eine Destabilisierung des Strohs bewirken und ist daher für kurze Inkubationsperioden geeignet. Dagegen zeigte *Trametes versicolor* erst nach 180 Tagen Inkubation einen Effekt auf den Strohabbau und ist somit aufgrund des höheren Zeitaufwandes in der Praxis weniger geeignet.

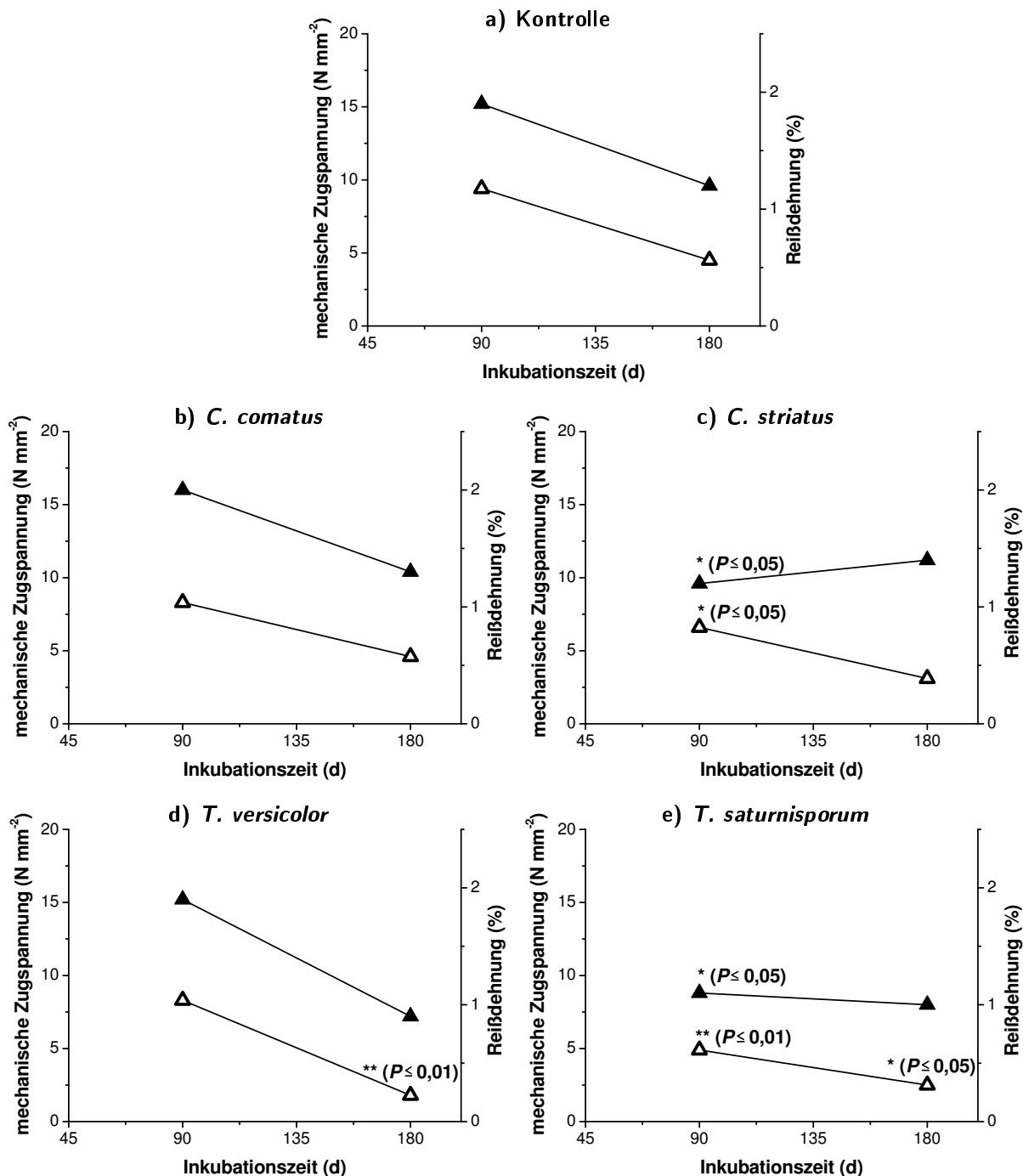


Abbildung 5.13: Mechanische Zugspannung (–Δ–) (N mm^{-2}) und Reißdehnung (–▲–) (%) des Strohs aus dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme nach 90 und 180 Tagen Inkubation: a) Kontrolle und Inokulation von b) *Coprinus comatus*, c) *Cyathus striatus*, d) *Trametes versicolor* und e) *Trichoderma saturnisporum*

Die mechanische Zugspannung und Reißdehnung von Stroh aus dem Gefäßversuch zum Einfluss der Inokulation nach 90 und 180 Tagen Inkubation, sind in Abbildung 5.14 dargestellt. Nach 90 Tagen Inkubation wurde durch die Zugabe des Fermenterprodukts eine signifikante Erhöhung der mechanischen Zugspannung ($23,8 \text{ N mm}^{-2}$, $P \leq 0,05$, $n = 15$) gegenüber der Kontrolle ($18,2 \text{ N mm}^{-2}$) nachgewiesen. Alle anderen Varianten verringer-

ten die mechanische Zugspannung, jedoch war der Effekt nicht signifikant. Die Reißdehnung nahm nach Zugabe von Glucose (3,5 %, $P \leq 0,05$, $n = 15$) signifikant gegenüber der Kontrolle (2,8 %) zu. Eine Abnahme der Reißdehnung war nur in der Variante mit *Cyathus striatus* zu verzeichnen, die jedoch nicht signifikant war.

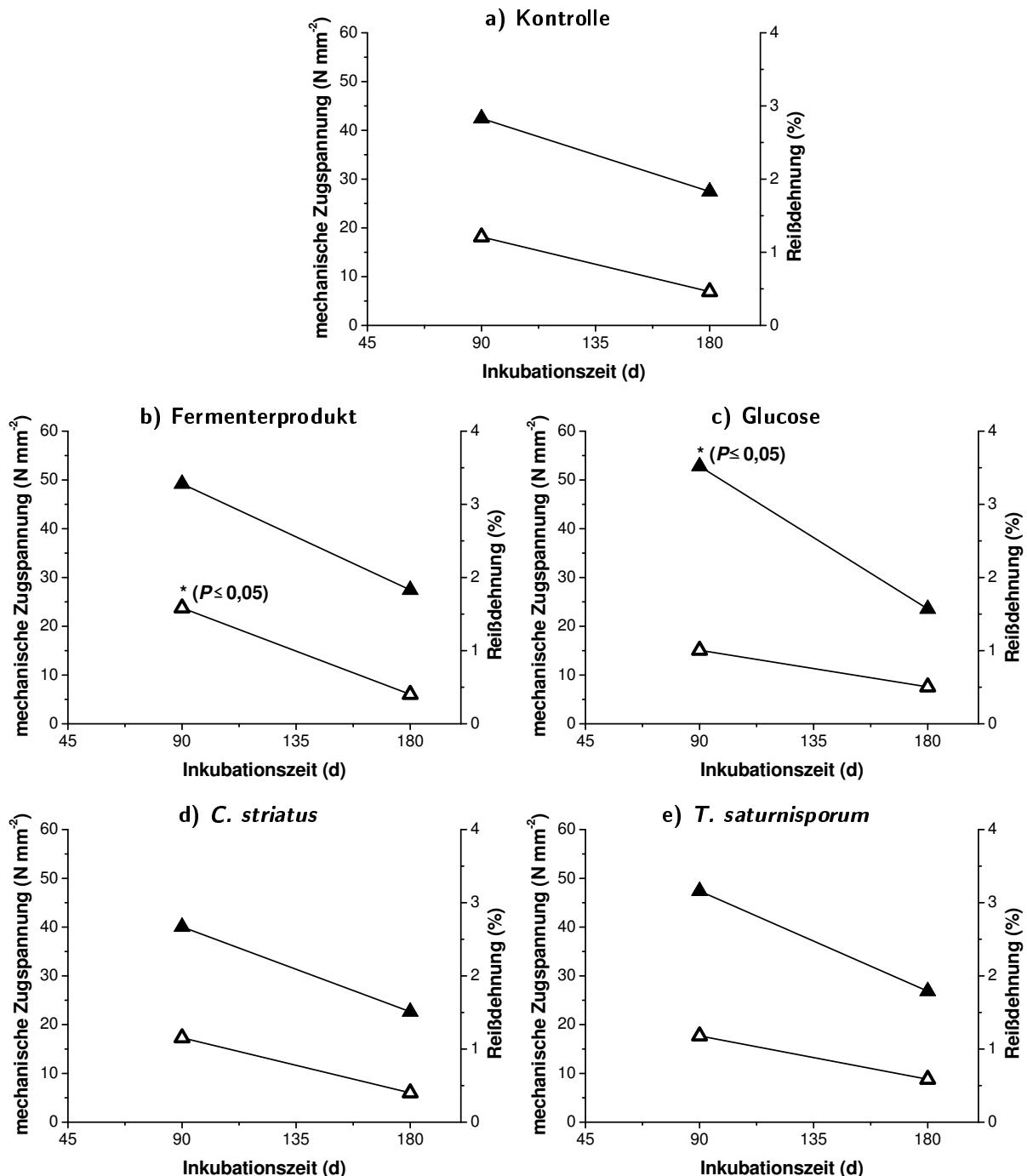


Abbildung 5.14: Mechanische Zugspannung (–Δ–) (N mm^{-2}) und Reißdehnung (–▲–) (%) des Strohs aus dem Inkubationsversuch zum Einfluss der Inokulation nach 90 und 180 Tagen Inkubation: a) Kontrolle und nach Inokulation von b) Fermenterprodukt, c) Glucose, d) *Cyathus striatus* und e) *Trichoderma saturnisporum*

Nach weiteren 90 Tagen Inkubation traten sowohl bei der mechanischen Zugspannung als auch bei der Reißdehnung keine signifikanten Veränderung gegenüber der Kontrolle auf. Der Einfluss der Inkubationszeit ist in diesem Versuch größer als der Einfluss der inokulierten Pilze. Im Vergleich zu dem Gefäßversuch zur Selektion der Pilzstämme wurden höhere Werte der mechanischen Zugspannung und der Reißdehnung erreicht. Signifikante Veränderungen traten jeweils für eine Erhöhung der mechanischen Zugspannung (Fermenterprodukt) und Reißdehnung (Glucose) auf. Somit konnte eine signifikante Beschleunigung des Strohabbaus durch die Inokulation mit Pilzen anhand der mechanischen Zugspannung und Reißdehnung nachgewiesen werden.

In Abbildung 5.15 sind die mechanische Zugspannung und Reißdehnung aus dem Freilandversuch nach 180, 245 und 285 Tagen Inkubation dargestellt. Nach 180 Tagen Inkubation wurde eine signifikante Abnahme ($P \leq 0,05$, $n = 15$) der mechanischen Zugspannung nach Inokulation von *Trichoderma saturnisporum* (AM 5) ($33,4 \text{ N mm}^{-2}$) gegenüber der Kontrolle ($45,4 \text{ N mm}^{-2}$) bestimmt. Auf die Reißdehnung hatte die Inokulation keinen signifikanten Einfluss. Zum Strohabbau hat damit nach 180 Tagen einzig *Trichoderma saturnisporum* beigetragen. Nach 245 Tagen wurde bei der mechanischen Zugspannung eine signifikante Zunahme nach Zugabe der Glucose ($22,4 \text{ N mm}^{-2}$, $P \leq 0,05$, $n = 15$) und *Cyathus striatus* ($21,1 \text{ N mm}^{-2}$, $P \leq 0,05$, $n = 15$) gegenüber der Kontrolle ($16,9 \text{ N mm}^{-2}$) festgestellt. Die Reißdehnung wurde lediglich nach Inokulation von *Cyathus striatus* (AM 10) ($2,6 \%$, $P \leq 0,05$, $n = 15$) gegenüber der Kontrolle ($3,5 \%$) signifikant verringert. Nach 285 Tagen Inkubation hatte die Inokulation mit den Pilzen auf die mechanische Zugspannung und Reißdehnung keinen signifikanten Einfluss mehr.

Zur Beschleunigung des Strohabbaus im Freilandeinsatz ist somit im Hinblick auf die mechanische Zugspannung *Trichoderma saturnisporum* (AM 5) nur für eine Anwendung bis 185 Tage geeignet. Weiterhin würde der Einsatz von *Cyathus striatus* (AM 10) bis 245 Tagen aufgrund der signifikanten Abnahme der Reißdehnung einen Strohabbau beschleunigen.

Einschränkend für die Auswertung der Ergebnisse aus der physikalischen Veränderung des Strohs sind die extremen Standardabweichungen bei der mechanischen Zugspannung (von Glucose nach 285 Tagen: $13,6 \pm 5,2 \text{ N mm}^{-2}$ bis *Cyathus striatus* (AM 10) nach 180 Tagen: $47,4 \pm 27,6 \text{ N mm}^{-2}$) und bei der Reißdehnung (von *Cyathus striatus* (AM 10) nach 180 Tagen: $2,2 \pm 0,6 \%$ bis zur Kontrolle nach 285 Tagen: $3,0 \pm 1,7 \%$).

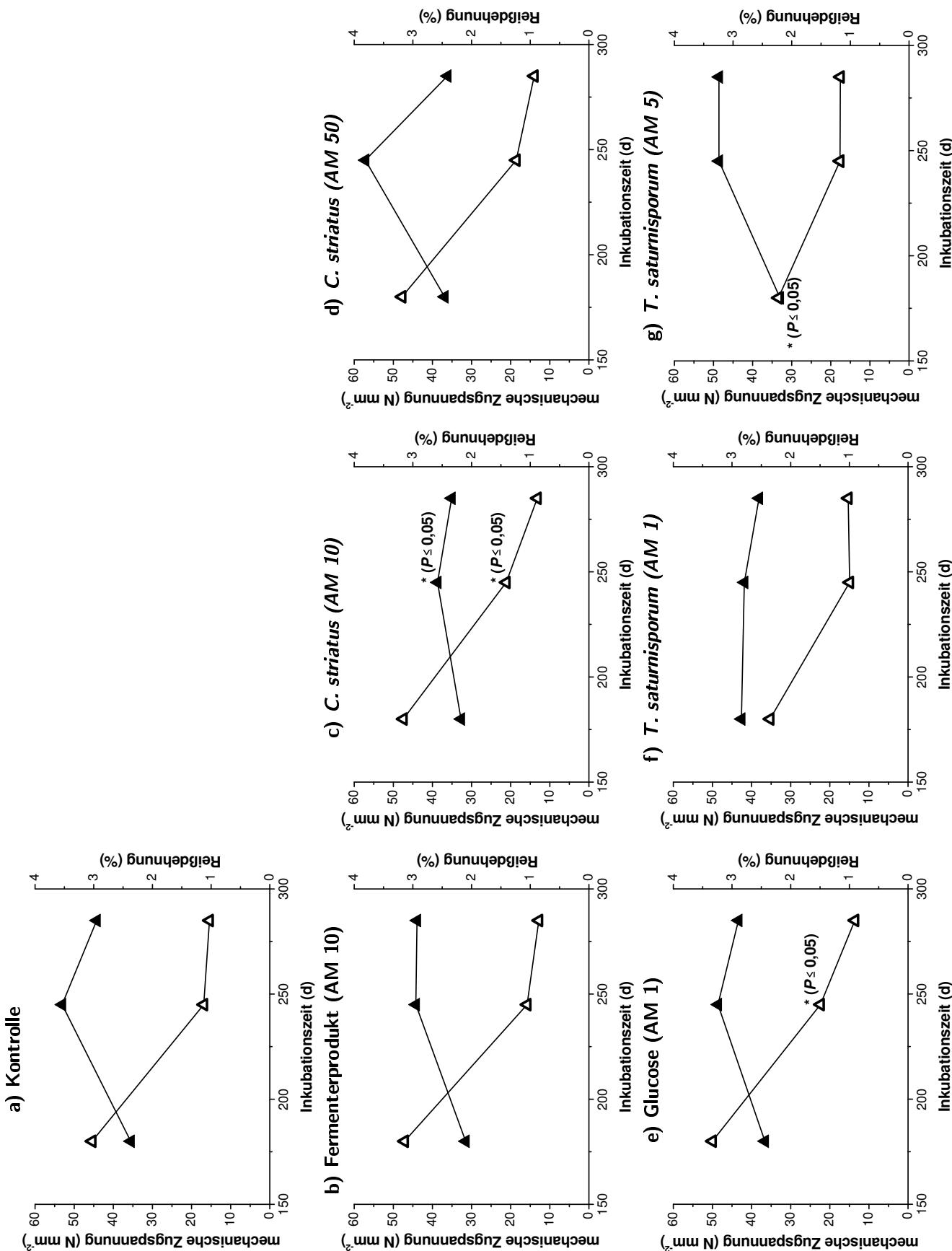


Abbildung 5.15: Mechanische Zugspannung ($-\Delta-$) (N mm^{-2}) und Reißdehnung ($-\blacktriangle-$) (%) des Strohs aus dem Freilandversuch nach 180, 245 und 285 Tagen Inkubation a) Kontrolle und Inkulation von b) Fermenterprodukt (AM 10), c) *Cyathus striatus* (AM 10), d) *Cyathus striatus* (AM 50), e) Glucose (AM 1), f) *Trichoderma saturnisporum* (AM 1) und g) *Trichoderma saturnisporum* (AM 5)

Die Anwendung von Vorrichtungen zur Messung mechanischer Eigenschaften von Baustoffen auf biologische Materialien waren wahrscheinlich die Ursache für die großen Standardabweichungen. Die technische Adaptation der Messvorrichtung und die Optimierung der Einbindung der Strohhalme in die Einspannvorrichtung würde eine kostengünstige und innovative Messmethode zur Charakterisierung des Strohabbaus darstellen. Somit kann festgestellt werden, dass die Messung der physikalischen Veränderung als Nachweis für den Strohabbau, zur Zeit jedoch noch keinen Routineparameter darstellt.

Die mechanische Zugspannung von Stroh wurde bisher an frischem, nicht inkubiertem Stroh untersucht. Ein Vergleich der Ergebnisse ist daher nur mit dem Ausgangsstroh möglich. [Limpiti \(1980\)](#) und [O'Dogherty et al. \(1995\)](#) untersuchten die mechanische Zugspannung von Weizenstroh, welches unmittelbar vor der Ernte entnommen wurde, bei verschiedenen Feuchtegehalten. Dabei wurde bei einem Feuchtegehalt von 10 bis 14 % bei [Limpiti \(1980\)](#) eine mechanische Zugspannung von 32 bis 38 N mm⁻² und bei [O'Dogherty et al. \(1995\)](#) von 9 bis 32 N mm⁻² nachgewiesen. Das Ausgangsstroh der eigenen Untersuchungen wurde nach der Ernte entnommen und hatte einen Feuchtegehalt von 13 %. Somit ist die ermittelte mechanische Zugspannung von 59 N mm⁻² um ca. Faktor zwei größer als die von [Limpiti \(1980\)](#) und [O'Dogherty et al. \(1995\)](#). Die starke Abweichung der eigenen Ergebnisse von denen aus der Literatur kann vermutlich auf unterschiedlich verwendete Weizensorten, dem Einsatz von Wachstumsreglern und von der Wahl des Probenmaterials zurückgeführt werden.

Entscheidend ist hierbei, welche Abschnitte des Weizenhalmes untersucht werden. In der Literatur werden Abschnitte für vergleichbare Ergebnisse zwischen dem zweiten und dritten Nodium ([Limpiti, 1980](#); [O'Dogherty et al., 1995](#)) beschrieben. Die in dieser Arbeit eingesetzten Strohproben wurden dem Häckselstrom des Mähdreschers entnommen und stellten somit eine repräsentativere Probe im Hinblick auf den Strohabbau der gesamten Pflanze dar.

Die Reißdehnung wurde bis jetzt nur zur mechanischen Beurteilung von Sisalfasern angewendet ([Kumar et al., 2003](#)). Dabei wurden aufgrund der Materialbeschaffenheit von Sisal Werte, die um den Faktor zehn größer waren als die von Stroh, ermittelt. Deswegen können aufgrund der unterschiedlichen Materialeigenschaften die Ergebnisse nicht miteinander verglichen werden.

6 Zusammenfassende Diskussion

Ziel der vorliegenden Arbeit war die Entwicklung eines Präparates auf Basis eines saprotrophen Pilzes, welcher die Strohrotte im Boden fördert. Mit selektierten Pilzstämmen, die für den Strohabbau am aussichtsreichsten erschienen, wurden Gefäß- und Freilandversuche durchgeführt. Dabei wurde der Strohabbau durch die Kombination von chemischen, optischen und physikalischen Verfahren quantitativ erfasst.

In dem Versuch zur *in vitro* - Strohbesiedlung zeigten *Cyathus striatus* und *Trametes versicolor* in Übereinstimmung mit den Untersuchungen von [Abbott und Wicklow \(1984\)](#), [Schmid und Helfer \(1995\)](#) und [Kriegelsteiner \(2000b\)](#) das schnellste Wachstum. Zusätzlich wurden bei *Coprinus* spp., *Bjerkandera adusta* und *Phellinus ferreus* ebenfalls schnelle Wachstumsraten nachgewiesen, was in der Literatur noch nicht beschrieben wurde.

Bei der Untersuchung der Enzymaktivität besaß *Trametes versicolor* (I) als einziger von den untersuchten Pilzstämmen die Fähigkeit, Cellulosen, Xylanasen und Lignin-Peroxidasen zu bilden und damit die Hauptbestandteile von Stroh am effektivsten abzubauen, womit die Ergebnisse von [Blanchette et al. \(1989\)](#), [Bennet et al. \(2002\)](#) und [White und Traquair \(2006\)](#) bestätigt wurden. Weiterhin wurde erstmals beschrieben, dass Lignin-Peroxidasen von *Bjerkandera adusta*, *Phellinus ferreus*, *Phlebia radiata*, *Phlebiopsis gigantea* und *Polyporus squamosus* gebildet werden, jedoch war aufgrund des pathogenen Verhaltens kein Stamm zur Freilandausbringung geeignet.

Im Versuch zum *in vitro* - Antagonismus zeichnete sich *Trametes versicolor* (I) als konkurrenzstärkster Pilz ab. Dabei wurden die Pathogene *Fusarium aqueductuum*, *Fusarium heterosporum* und *Phoma lingam* bereits nach 7 Tagen von *Cyathus striatus* am Wachstum gehindert und von *Trametes versicolor* vollständig überwachsen. Somit wurden die Untersuchungen von [White und Traquair \(2006\)](#), die eine hemmende Wirkung von *Trametes versicolor* und *Cyathus striatus* auf *Botrytis cinerea* nachgewiesen haben, bestätigt und für die, in den eigenen Versuchen verwendeten praxisrelevanten Pathogene, erweitert. Die *in vitro* selektierten Pilze *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus*, *Trametes versicolor* und *Trichoderma saturnisporum* wurden im Gefäß- und Freilandversuchen hinsichtlich der Beschleunigung des Strohabbaus nach Inokulation erstmalig mittels Rasterelektronenmikroskopie auf der Zellebene untersucht. Der eindeutig stärkere Abbau von inokuliertem Stroh mit *Cyathus striatus* und *Trichoderma saturnisporum* unter Laborbedingungen bestätigt die Hypothese, dass die Rasterelektronenmikroskopie eine geeignete neue Methode zum Nachweis des Strohabbaus ist. Dabei konnte kein Unterschied zwischen dem

Freilandversuch und den Gefäßversuchen unter Laborbedingungen nachgewiesen werden. Allerdings führte die Inokulation von *Trichoderma saturnisporum* im Freilandversuch zu einem stärkeren Strohabbau als durch *Cyathus striatus*.

Bei der gravimetrischen Erfassung des Gewichtsverlustes in Streubeuteln im Freilandversuch wurden nach einer Vegetationsperiode geringere Abbauraten (55 %) von Weizenstroh wie von [Jensen \(1985\)](#) (77 %) und [Stockfisch \(1997\)](#) (65 %) ermittelt. Eine deutliche Steigerung der Abbaurate um Faktor 1,2 (66 %) wurde jedoch durch die Inokulation mit *Cyathus striatus*, gefolgt von *Trichoderma saturnisporum*, nachgewiesen, die somit mit der des nicht inokulierten Weizenstroh von [Jensen \(1985\)](#) und [Stockfisch \(1997\)](#) übereinstimmt. Die Unterschiede im Strohabbau sind auf den extremen Einfluss der Witterungsverhältnisse zurückzuführen. Die für den praxisrelevanten Einsatz notwendigen, aber bisher nicht durchgeführten Untersuchungen der Pilze in Kombination mit Pathogenen, zeigten im Gefäßversuch, dass *Cyathus striatus* und *Trichoderma saturnisporum* nicht nur die Abbaurate erheblich erhöhten, sondern auch ein hohes antagonistisches Potenzial besitzen. Der beschriebene Abbau im Streubeutel im Freilandversuch wurde durch die Verringerung der C- und Erhöhung der N-Gehalte und der damit verbundenen Verengung der C/N-Verhältnisse im Gefäßversuch nach Inokulation mit *Cyathus striatus*, als auch in Kombination mit dem Pathogen *Gaeumannomyces graminis* bestätigt. Ebenfalls wurde ein ähnlicher Abbau anhand der C- und N-Gehalte des inokulierten Weizenstrohs im Freilandversuch in dieser Arbeit bei nicht inokuliertem Weizenstroh beschrieben ([Henriksen und Breland, 2002](#); [Gaind et al., 2005](#)), der gleichfalls auf den Einfluss der Witterung auf den Strohabbau zurückgeführt werden kann. Erstmalig wurde aufgrund der C-, N-Gehalte und dem C/N-Verhältnis im Gefäßversuch ein erhöhter Strohabbau nach Inokulation mit *Coprinus comatus*, *Trichoderma saturnisporum* und *Trametes versicolor* sowie zusätzlich in Gegenwart von Pathogenen nachgewiesen.

Der nachgewiesene Abbau durch Streubeutelversuche, Rasterelektronenmikroskopie und durch die veränderten C- und N-Gehalte wurde erstmalig für nicht inokuliertes und inokuliertes Weizenstroh im Gefäß- und Freilandversuch durch Py-FIMS auf der molekularen Ebene für eine längere Inkubationsperiode bis zu 285 Tagen bestätigt. Die dabei aufgezeichneten Thermogramme zeigten im Verlauf der Inkubation im Gefäßversuch anhand der gebildeten thermisch stabileren Substanzen einen stärkeren Strohabbau nach der Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* gegenüber *Cyathus striatus*. Dagegen wurde im Freilandversuch lediglich ein signifikanter Abbau durch *Cyathus striatus* gegenüber den nicht inokulierten Varianten nachgewiesen. Der durch das thermische Verhalten abgeleitete Inokulationseffekt im Gefäß- als auch im Freilandversuch, wurde durch die grafische Darstellung in der Hauptkomponentenanalyse eindeutig für *Trichoderma saturnisporum* und *Cyathus striatus* sowie weiterhin für *Coprinus comatus* und *Trametes versicolor* (I) bestätigt. Die signifikante Abnahme der absoluten Anteile der Phenole/Ligninmonomere, Lignindimere, Lipide, Alkylaromaten und N-Verbindungen durch die Inokulation mit *Tri-*

choderma saturnisporum und von Alkylaromaten durch *Cyathus striatus* im Gefäßversuch, bestätigte deren Einfluss auf einen verstärkten Abbau von Substanzklassen des Weizenstrohs. Allerdings war der ausgeprägte Inokulationseffekt in den ersten 90 Tagen der Inkubation danach nicht mehr nachweisbar und wurde dann durch die Inkubation dominiert. Im Freilandversuch wurde ausschließlich nach der Inokulation mit *Cyathus striatus* eine signifikante Abnahme der N-Verbindungen nachgewiesen.

Die erstmalige Anwendung der Parameter mechanische Zugspannung und Reißdehnung zur Beurteilung der Destabilisierung des Weizenstrohs nach Inokulation mit Pilzen, stellt eine Weiterentwicklung zu den, in der Industrie eingesetzten Verfahren zur Beschreibung der Materialeigenschaften von Naturstoffen, dar. Dabei wurde im Gefäßversuch bis 90 Tagen eine signifikante Abnahme der Zugspannung und Reißdehnung des Weizenstrohs nach der Inokulation mit *Cyathus striatus* nachgewiesen, wogegen eine Abnahme der mechanischen Zugspannung, des mit *Trametes versicolor* (I) inokulierten Strohs, erst nach 180 Tagen eintrat. Die Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* zeigte dagegen eine kontinuierliche signifikante Verringerung beider Parameter über den gesamten Inkubationszeitraum (180 Tagen). Die natürlichen Bedingungen im Freiland bewirkten eine signifikante Abnahme der Zugspannung durch die Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* nach 180 Tagen und erst nach 245 Tagen eine signifikante Abnahme der mechanischen Zugspannung und Reißdehnung des mit *Cyathus striatus* inokulierten Weizenstrohs. Da gegenwärtig keine Untersuchungen zur Reißdehnung vorliegen, sind Literaturvergleiche nur mit der mechanischen Zugspannung möglich. Der Widerspruch, der um ca. Faktor zwei größeren mechanischen Zugspannungen des inokulierten Weizenstrohs gegenüber nicht inokulierten Weizenstroh ([Limpiti, 1980](#); [O'Dogherty et al., 1995](#)), kann mit den unterschiedlich gewählten Weizensorten, dem Einsatz von Wachstumsreglern und der Auswahl des Abschnittes des Weizenstrohhalmes begründet werden. Dagegen wurde im Vergleich zu Sisal ([Kumar et al., 2003](#)) aufgrund der unterschiedlichen Faserstruktur wie erwartet, eine um ca. Faktor zehn geringere mechanische Zugspannung gemessen.

Zusammenfassend kann festgestellt werden, dass *Trametes versicolor* (I) trotz seiner Fähigkeit zur Bildung von strohabbauenden Enzymen, wie Cellulasen, Xylanasen und Lignin-Peroxidasen und seiner extremen Resistenz gegenüber Pathogenen, im Gegensatz zu *Trichoderma saturnisporum* und *Cyathus striatus* als strohabbauender Pilz eine untergeordnete Bedeutung besitzt.

Der gewählte innovative Ansatz für den Nachweis des Strohabbaus durch Inokulation mit selektierten saprotrophen Pilzen und dem erstmalig eingesetzte Pool von komplementären Analysenmethoden, konnten die Eignung von *Trichoderma saturnisporum* und *Cyathus striatus* zur Beschleunigung der Strohrotte im Boden nachweisen. Die dabei untersuchten Parameter, wie der Zellwandabbau durch Rasterelektronenmikroskopie, die Abnahme der mechanischen Zugspannung und Reißdehnung sowie der Nachweis des chemischen Strohabbaus auf der molekularen Ebene durch Py-FIMS zeigte, dass bevorzugt *Trichoderma*

saturnisporum unter optimierten Bedingungen im Laboratorium und *Cyathus striatus* im Freiland den Strohabbau beschleunigen. Im Hinblick auf die Praxisrelevanz ist *Cyathus striatus* für den Einsatz in der Landwirtschaft unter norddeutschen klimatischen Bedingungen der potenziell geeignete Pilz.

7 Schlußfolgerungen

Die Selektion der Pilzstämme anhand ihrer enzymatischen Aktivitäten und ihres Wachstums *in vitro*, führte zu einer Auswahl von Pilzen, die auch in Gefäß- und Freilandversuchen den Strohabbau beschleunigten. Damit erwies sich diese Vorgehensweise für die vorliegende Zielstellung als geeignete Selektionsmethode zur Reduktion der Anzahl in Gefäß- und Freilandversuchen, der zu testenden Stämme. Die Nutzung von Streubeuteln zum Nachweis des Strohabbaus in Gefäß- und Freilandversuchen, ermöglichte eine praxisnahe Untersuchung mit definierter Strohmenge und -qualität. Der im Rahmen der vorliegenden Arbeit konzipierte methodische Ansatz mit der Kombination aus optischer Bewertung der Zellwandstärke des Strohs mit Hilfe der Rasterelektronenmikroskopie, der Erfassung der Gewichtsverluste des Strohs in Streubeuteln, der Stabilitätsprüfung des Strohs anhand der mechanischen Zugspannung und Reißdehnung sowie der chemischen Untersuchung des Strohs mittels C- und N-Analysen und auf molekularer Ebene durch Py-FIMS, konnte erfolgreich zum Nachweis des Strohabbaus in den Gefäß- und Freilandversuchen eingesetzt werden. Die erstmalige Anwendung der Elektronenmikroskopie zur Beurteilung des Strohabbaus nach Inokulation mit Pilzstämmen, ermöglichte Aussagen zur Veränderung der Zellwandbeschaffenheit und zur Besiedlung des Strohs. Eine Determination der das Stroh besiedelnden Pilze im Gefäß- und Freilandversuch, ist anhand morphologischer Merkmale nicht möglich. Daher kann der direkte Anteil des inokulierten Pilzstammes an der Veränderung des Strohabbaus nicht quantifiziert werden, sondern nur der Effekt der Inokulation per se. Die Bestimmung der mechanischen Zugspannung und Reißdehnung des Strohs erwies sich als eine gut geeignete Methode für die physikalische Charakterisierung des Strohs. Die Messapparatur, insbesondere die Einspannvorrichtung, sollte für weitere Untersuchungen jedoch modifiziert werden, um die notwendigen Vorbereitungen der Proben für einheitliche Messbedingungen bei Untersuchung von biologischem Material zu erleichtern. Die Ergebnisse der Py-FIMS belegen, dass die eingesetzten Pilzstämme durch den Abbau von Lignindimeren und höhermolekularen Ligninbausteinen zu Phenolen und Ligninmonomeren, unter Entstehung von Kohlenhydraten und einigen organischen N-Verbindungen, zum Strohabbau beigetragen haben. Der in Gefäß- und Freilandversuchen nachgewiesene, beschleunigte Strohabbau nach Applikation von saprotrophen Pilzstämmen, erweist sich als aussichtsreiche Perspektive für die Beseitigung von Strohmatten als mechanisches Problem bei der Bearbeitung und Bestellung sowie als Habitat für bodenbürtige Pathogene. Von den untersuchten Stämmen wies *Cyathus striatus* die höchste

Leistungsfähigkeit auf. Da dieser Basidiomycet jedoch als Myzel vermehrt wurde, welches hohe Aufwandmengen des Präparates und damit verbundene Kosten erfordert, wurde der *Trichoderma saturnisporum* Stamm für das angestrebte Präparat ausgewählt. Er kann aufgrund seiner geringen Applikationsmenge in Form von Konidien auf einer Trägersubstanz einfacher produziert und kostengünstiger vertrieben werden. Die Wirksamkeit des Präparates auf Basis des selektierten Pilzstammes muss in Folgeuntersuchungen im Praxiseinsatz unter unterschiedlichen Standortbedingungen geprüft werden, da der Vergleich von den Ergebnissen aus Gefäß- und Freilandversuchen den großen Einfluß der Standortbedingungen belegt.

Literaturverzeichnis

- Abbott, T. P. und Wicklow, D. T., 1984. Degradation of lignin by *Cyathus* species. *Applied and Environmental Microbiology*, 3:585–587.
- Abd-Alla, M. H. und Omar, S. A., 1998. Wheat straw and cellulolytic fungi application increases nodulation, nodule efficiency and growth of fenugreek *Trigonella foenum-graceum* L. grown in saline soil. *Biology and Fertility of Soils*, 26:58–65.
- Allison, S. D. und Vitousek, P. M., 2004. Extracellular enzyme activities and carbon chemistry as drivers of tropical plant litter decomposition. *Biotropica*, 36:285–296.
- Annuosamy, M., Richard, G., Recous, S., und Guérif, J., 2000. Change in mechanical properties of wheat straw due to decomposition and moisture. *American Society of Agricultural Engineers*, 16(6):657–664.
- Anonym, 1998. *Bundesbodenschutzgesetz (BBodSchG) - Gesetz zum Schutz vor schädlichen Bodenveränderungen und zur Sanierung von Altlasten vom 17. März 1998*. Veröffentlicht im Bundesgesetzblatt 1998 Teil 1, Nr. 16 vom 24.03.1998 S. 502 ff.
- Argyropoulos, D. S. und Menachem, S. B., 1997. Lignin. *Advances in Biochemical Engineering Biotechnology*, 57:127–158.
- Ashby, M. F., Gibson, L. J., Wegst, U., und Olive, R., 1995. The mechanical properties of natural materials. I. Material property charts. *Proceedings of the Royal Society of London*, 450(A):123–140.
- Baar, J. und Stanton, N. L., 2000. Ectomycorrhizal fungi challenged by saprotrophic basidiomycetes and soil microfungi under different ammonium regimes *in vitro*. *Mycological Research*, 104(6):691–697.
- Bailey, K. L., 1996. Diseases under conservation tillage systems. *Canadian Journal of Plant Science*, 76:635–639.
- Béguin, P. und Aubert, J.-P., 1994. The biological degradation of cellulose. *FEMS Microbiology Reviews*, 13:25–58.

- Bennet, J. W., Wunch, K. G., und Faison, B. D., 2002. Use of fungi biodegradation. In: Hurst, C. J. (Hrsg.), *Manual of Environmental Microbiology*, S. 960–971. ASM Press, Washington, D.C., 2. Auflage.
- Bisset, J., Szakacs, G., Nolan, C. A., Druzhinina, I., Gradinger, C., und Kubicek, C. P., 2003. New species of *Trichoderma* from Asia. *Canadian Journal of Botany*, 81(6): 570–586.
- Blanchette, R. A., 1991. Delignification by wood-decay fungi. *Annual review of phytopathology*, 29:381–398.
- Blanchette, R. A., Abad, A. R., Farrell, R. L., und Leathers, T. D., 1989. Detection of lignin peroxidase and xylanase by immunocytochemical labelling in wood decayed by basidiomycetes. *Applied and Environmental Microbiology*, 55(6):1457–1465.
- Bowen, R. M., 1989. Decomposition of wheat straw by mixed cultures of fungi isolated from arable soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 22:401–406.
- Brand, T. und Alsanus, B. W., 2004. Induction and impact of cell wall degrading enzymes in nutrient solution of closed hydroponic systems. *Journal of Phytopathology*, 152:313–319.
- Börner, H., 1997. *Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz*. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart.
- Brunotte, J., Voßhenrich, H.-H., und Ortmeier, B., 2003. Strohverteilung und Präzisionsstoppelbearbeitung. *Getreidemagazin*, 8(2):114–118.
- Buchanan, M. und King, L. D., 1993. Carbon and phosphorus losses from decomposing crop residues in no-till and conventional till agroecosystems. *Agronomy Journal*, 85: 631–638.
- Cacais, A. O. G., de Paula Silveira, F. Q., und Filho, E. X. F., 2001. Produktion of Xylan-Degrading enzymes by *Trichoderma harzianum* strain. *Brazilian Journal of Microbiology*, 32:141–143.
- Chefetz, B., Hatcher, P. G., Hadar, Y., und Chen, Y., 1996. Chemical and biological characterization of organic matter during composting of municipal solid waste. *Journal of Environmental Quality*, 25:776–785.
- Chefetz, B., Hatcher, P. G., Hadar, Y., und Chen, Y., 1998. Characterization of the dissolved organic matter extracted from composted municipal solid waste. *Soil Science Society of America Journal*, 62:326–332.

- Cohen, R. und Hardar, Y., 2001. The roles of fungi in agricultural waste conversion. In: Gadd, G. (Hrsg.), *Fungi in bioremediation*, S. 305–334. Cambridge Univ. Press, Cambridge.
- Collins, H. P., Elliott, L. F., und Papendick, R. I., 1990. Wheat straw decomposition and changes in decomposability during field exposure. *Soil Science Society of America Journal*, 54:1013–1016.
- Derenne, S. und Largeau, C., 2001. A review of some important families of refractory macromolecules: composition, origin and fate in soils and sediments. *Soil Science*, 11: 833–847.
- El Titi, A., 2003. Getreidekrankheiten bei konservierender Bodenbearbeitung - Ökologische Zusammenhänge beachten. *Landwirtschaft ohne Pflug*, 3:17–21.
- Ertel, J. R. und Hedges, J., 1984. The lignin component of humic substances: Distribution among soil and sedimentary humic, fulvic, and base-insoluble fractions. *Geochimica et Cosmochimica Acta*, 48:2065–2074.
- Fengel, D. und Wegener, G., 1984. *Wood: Chemistry, ultrastructure, reactions*. De Gruyter, Berlin.
- Fioretto, A., Di Nardo, C., Papa, S., und Fuggi, A., 2005. Lignin and cellulose degradation and nitrogen dynamics during decomposition of three leaf litter species in a mediterranean ecosystem. *Soil Biology and Biochemistry*, 37:1083–1091.
- Franke, M., 2004. *Massenspektrometrische Untersuchungen an Prozessgewässern und Feststoffen aus der aerob mechanisch-biologischen Restabfallbehandlung*. Dissertation, Institut für Bodenkunde und Pflanzenernährung, Rostock.
- Franke, M., Jandl, G., und Leinweber, P., 2007. Analytical pyrolysis of re-circulated leachates: towards an improved municipal waste treatment. *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*, 79:16–23.
- Friebe, B., 1992. Strohabbau im Ackerboden in Abhängigkeit von der Bearbeitung. In: Friebe, B. (Hrsg.), *Wechselwirkungen von Bodenbearbeitungssystemen auf das Ökosystem Boden*, S. 131–138. Wissenschaftlicher Fachverlag Dr. Fleck, Gießen.
- Frimmel, F.-H. und Weiss, M., 1991. Aging effects of high-molecular-weight organic acids which can be isolated from landfill leachates. *Water Science and Technology*, 1-3:419–426.
- Gaind, S., Pandey, A. K., und Lata, 2005. Biodegradation study of crop residues as affected by exogenous inorganic nitrogen and fungal inoculants. *Journal of Basic Microbiology*, 45(4):301–311.

- Gaur, R., Gaur, M. K., Darmwal, N. S., Pandey, R., und Mehrotra, N., 1999. Effect of incubation periods and temperature on cellulase and free amino acid production by *Trichoderma harzianum*, a biocontrol fungus against *Rhizoctonia solani*. *Acta Botanica India*, 27:205–207.
- Glenn, J. K. und Gold, M. H., 1983. Decolorization of several polymeric dyes by the lignin-degrading basidiomycete *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and Environmental Microbiology*, 45(6):1741–1747.
- Gould, J. M., 1985. Studies on the mechanism of alkine peroxide delignification of agricultural residues. *Biotechnology and Bioengineering*, 27:225–231.
- Green, H., Larsen, J., Olsson, P. A., Jensen, D. F., und Jakobsen, I., 1999. Suppression of the biocontrol agent *Trichoderma harzianum* by mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* in root-free soil. *Applied and Environmental Microbiology*, 65(4):1428–1434.
- Greve, B., Haumaier, L., und Zech, W., 1993. Spectroscopic (IR, NMR) characterization of water-soluble organic substances extracted from straw, straw incubated with *Pleurotus ostreatus*, and straw compost. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde*, 156: 103–108.
- Gromovykh, T., Tulpanova, V., Shmarlovskaya, S., Gromovykh, V., und Makhova, H., 1999. Strains of *Trichoderma* benefit for biological control seedlings pathogens. In: Agency, U. E. P. (Hrsg.), *Annual International Research Conference on Methyl Bromide Alternatives and Emissions Reductions*.
- Grondona, I., Hermosa, R., Tejada, M., Gomis, M. D., Mateos, P. F., Bridge, P. D., Monte, E., und Gracia-Acha, I., 1997. Physiological and biochemical characterization of *Trichoderma harzianum*, a biological control agent against soilborne fungal plant pathogens. *Applied and Environmental Microbiology*, 63(8):3189–3198.
- Guggenberger, G., Christensen, B. T., und Zech, W., 1994. Land-use effects on the composition of organic matter in particle-size separates of soil: I. Lignin and carbohydrate signature. *European Journal of Soil Science*, 45:449–458.
- Guggenberger, G., Zech, W., und Thomas, R. J., 1995. Lignin and carbohydrate alternation in particle-size separates of an oxisol under tropical pastures following native savanna. *Soil Biology and Biochemistry*, 27(12):1629–1638.
- Haider, K., 1988a. The synthesis and degradation of humic substances. In: *Transactions XIII Congress of the International Society of Soil Science (ISSS)*, S. 644–656, Hamburg.

- Haider, K., 1988b. Der mikrobielle Abbau des Lignins und seine Bedeutung für den Kreislauf des Kohlenstoffs. *Forum Mikrobiologie*, 11:477–483.
- Haider, K. und Martin, J. P., 1979. Abbau und Umwandlung von Pflanzenrückständen und ihren Inhaltsstoffen durch die Microflora des Bodens. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde*, 142:456–475.
- Halsall, D. M. und Goodchild, D. J., 1986. Nitrogen fixation associated with development and localization of mixed populations of *Cellulomonas* sp. and *Azospirillum brasiliense* grown on cellulose or wheat straw. *Applied and Environmental Microbiology*, 51:849–854.
- Hanhart, H., 2001. Halmbruch: Schätzen sie das Risiko richtig ein. *Top Agrar*, 3:70–73.
- Harper, S. H. T. und Lynch, J. M., 1981a. The chemical components and decomposition of wheat straw leaves, internodes and nodes. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 32:1057–1062.
- Harper, S. H. T. und Lynch, J. M., 1981b. The kinetics of straw decomposition in relation to its potential to produce the phytotoxin acetic acid. *Journal of Soil Science*, 32:627–637.
- Harper, S. H. T. und Lynch, J. M., 1985. Colonization and decomposition of straw by fungi. *Transactions of the British Mycological Society*, 85:655–661.
- Heinzkill, M., Bech, L., Halkier, T., Schneider, P., und Anke, T., 1998. Characterization of laccases and peroxidases from wood-rotting fungi (Family Coprinaceae). *Applied and Environmental Microbiology*, 64(5):1601–1606.
- Hempfling, R., 1988. *Charakterisierung verschiedener Waldhumusformen und ihrer Dynamik durch analytische Pyrolyseverfahren*. Dissertation, Bayreuther Bodenkundliche Berichte, Universität Bayreuth.
- Hempfling, R. und Schulten, H.-R., 1990. Chemical characterization of organic matter in forest soils by Curie-point pyrolysis-gc/ms and pyrolysis-field ionization mass spectrometry. *Organic Geochemistry*, 15:131–145.
- Henriksen, T. M. und Breland, T. A., 2002. Carbon mineralisation, fungal and bacterial growth, and enzyme activities as affected by contact between crop residues and soil. *Biology and Fertility of Soils*, 35:41–48.
- Henriksen, T. M. und Breland, T. A., 1999. Nitrogen availability effects on carbon mineralisation, fungal and bacterial growth, and enzyme activities during decomposition of wheat straw in soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 31:1121–1134.

- Herrera-Estrella, A. und Chet, I., 2002. The biological control agent *Trichoderma* from fundamentals to applications. In: Kempken, F. (Hrsg.), *The mycota*, S. 71–90. Springer-Verlag, Berlin Heidelberg.
- Holland, J., 2004. The environmental consequences of adopting conservation tillage in europe. Reviewing the evidence. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 103:1–25.
- Hornsby, P. R., Hinrichsen, E., und Traverdi, K., 1997. Preparation and properties of poly-propylene composites reinforced with wheat and flax straw fibres. *Journal of Material Science*, 32:443–449.
- Janssen, B. H., 1984. A simple method for calculating decomposition and accumulation of "young" soil organic matter. *Plant and Soil*, 76:297–304.
- Janssen, B. H., 1996. Nitrogen mineralization in relation to C:N ratio and decomposability of organic materials. *Plant and Soil*, 181:39–45.
- Jensen, M. B., 1985. Interactions between soil invertebrates and straw in arable soil. *Pedobiologia*, 28:59–69.
- Joergensen, R. G., Meyer, B., und Mueller, T., 1994. Time-course of the soil microbial biomass under wheat: A one year field study. *Soil Biology and Biochemistry*, 26(8): 987–994.
- Killham, K., Sinclair, A. H., und Allison, M. F., 1988. Effects of straw addition on composition and activity of soil microbial biomass. *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh*, 94(B):135–143.
- Klimanek, E. M., 1997. Bedeutung der Ernte- und Wurzelrückstände landwirtschaftlich genutzter Pflanzenarten für die organische Substanz des Bodens. *Archiv für Acker- und Pflanzenbau und Bodenkunde*, 41:485–511.
- Klimanek, E. M. und Zwierz, P., 1992. Die chemische Zusammensetzung von Ernte- und Wurzelrückständen landwirtschaftlich genutzter Pflanzenarten. *Archiv für Acker- und Pflanzenbau und Bodenkunde*, 36:431–439.
- Knackmuss, H.-J., 1997. Abbau von Natur und Fremdstoffen. In: Ottow, J. C. G. und Bidlingmaier, W. (Hrsg.), *Umweltbiotechnologie*, S. 39–80. Gustav Fischer, Stuttgart.
- Kögel, I., 1986. Estimation and decomposition pattern of the lignin component in forest humus layers. *Soil Biology and Biochemistry*, 18(6):589–594.
- Kovacs, K., Szakacs, G., Pusztahelyi, T., und Pandey, A., 2004. Production of chitinolytic enzymes with *Trichoderma longibrachiatum* IMI 92027 in solid substrate fermentation. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 118(1):189–204.

- Kriegelsteiner, G. J., 2000a. *Die Großpilze Baden-Württembergs Band 1*. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart.
- Kriegelsteiner, G. J., 2000b. *Die Großpilze Baden-Württembergs Band 2*. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart.
- Krogmann, U., 1994. Neueste Erkenntnisse über die Grundlagen der Kompostierung. *Entsorgungspraxis*, 4:13–21.
- Kuga, S. und Brown, R., 1991. Physical structure of cellulose microfibrils: implications for biogenesis. In: Haigler, C. (Hrsg.), *Biosynthesis and biodegradation of cellulose*, S. 125–142. Marcel Dekker, Inc., New York, Basel.
- Kumar, R. P., Amma, M. L. G., und Thomas, S., 2003. Short sisal fiber reinforced styrene-butadiene rubber composites. *Jounal of Applied Polymer Science*, 58:597–612.
- Kushwaha, R. L., Vaishnav, A. S., und Zoerb, G. C., 1983. Shear strength of wheat straw. *Canadian Agricultural Engineering*, 25(2):163–166.
- Lange, H., 2002. *Zusammensetzung und Struktur der organischen Bodensubstanz im Dauerversuch Ewiger Roggenbau*. Dissertation, Institut für Bodenkunde und Pflanzenernährung, Rostock.
- Lehmann, W. D. und Schulten, H.-R., 1976. Physikalische Methoden in der Chemie: Massenspektrometrie II - Chemische Ionisations-, Feldionisations- und Felddesorptions-Massenspektrometrie. *Chemie in unserer Zeit*, 6:163–174.
- Leinweber, P. und Schulten, H.-R., 1992. Differential thermal analysis, thermogravimetry and in-source pyrolysis-mass spectrometry studies on the formation of soil organic matter. *Thermochimica Acta*, 200:151–167.
- Leinweber, P., Wehner, A., und Schulten, H.-R., 2002. Qualitätsbeurteilung von Komposten aus Bioabfällen mit klassischen biologischen und chemischen sowie mit modernen spektrometrischen Methoden. In: ATV-DVWK (Hrsg.), *Mechanische und biologische Verfahren der Abfallbehandlung*, S. 499–521. Ernst & Sohn-Verlag, Berlin.
- Limpiti, S., 1980. Effects of moisture content and stage of maturity on mechanical properties of wheat straw. *Thai Journal of Agricultural Science*, 13:277–283.
- Lyons, G. A., McCall, R. D., und Sharma, H. S. S., 2000. Physical degradation of wheat straw by the in-vessel and windrow methods of mushroom compost production. *Canadian Journal of Microbiology*, 46:817–825.
- Magan, N., 1988. Patterns of fungal colonization of cereal straw in soil. *Proceedings of the Royal Society of Edingburgh*, 94(B):119–126.

- Magid, J., Luxhoi, J., und Lyshede, O. B., 2004. Decomposition of plant residues at low temperatures separates turnover of nitrogen and energy rich tissue components in time. *Plant and Soil*, 258:351–365.
- Malkomes, H.-P., 1980. Strohrotteversuche zur Erfassung von Herbizid-Nebenwirkungen auf den Strohumsatz im Boden. *Pedobiologia*, 20:417–427.
- Mangenot, F. und Toutain, F., 1980. Les litières. In: Pesson, P. (Hrsg.), *Actualités d'écologie forestière: sol, flore, faune*, S. 3–59. Gauthier-Villars, Paris.
- McLean, K. L., Hunt, J., und Stewart, A., 2001. Compatibility of the biocontrol agent *Trichoderma harzianum* C52 with selected fungicides. *New Zealand Plant Protection*, 54:84–88.
- Miron, J. und Ben-Ghedalia, D., 1992. The degradation and utilization of wheat-straw cell-wall monosaccharide components by defined ruminal cellulolytic bacteria. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 38:432–437.
- Moore, D., Elhiti, M. M. Y., und D., B. R., 1979. Morphogenesis of the Carpophore of *Coprinus cinereus*. *New Phytologist*, 83:695–722.
- Nerud, F., Zouchová, Z., und Misurcovaá, Z., 1991. Ligninolytic properties of different white-rot fungi. *Biotechnology Letters*, 13(9):657–660.
- Nieder, R. und Richter, J., 1989. Die Bedeutung der Umsetzung von Weizenstroh im Hinblick auf den C- und N-Haushalt von Löß-Ackerböden. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde*, 152:415–420.
- O'Dogherty, M. J., Hubert, J. A., Dyson, J., und Marshall, C. J., 1995. A study of the physical and mechanical properties of wheat straw. *Journal of Agricultural Engineering Research*, 62:133–142.
- Pérez, J., Muñoz-Dorado, J., de la Rubia, T., und Martínez, J., 2002. Biodegradation and biological treatments of cellulose, hemicellulose and lignin: an overview. *International Microbiology*, 5(2):53–63.
- Peters, T., 2004. *Extrazelluläre Enzyme aus Basidiomyceten*. Dissertation, Fachbereich Chemie, Hannover.
- Roco, A. und Pérez, L. M., 2001. In vitro biocontrol activity of *Trichoderma harzianum* on *Alternaria alternata* in the presence of growth regulators. *Journal of Biotechnology*, 4(2):68–73.
- Schinner, F., 1982. Soil microbial activities and litter decomposition related to altitude. *Plant and Soil*, 65:87–94.

- Schmid, H. und Helfer, W., 1995. *Pilze*. IHW-Verlag, Eching.
- Schnitzer, M. und Schulten, H.-R., 1992. Analysis of organic matter in soil extracts and whole soils by pyrolysis-field ionization mass spectrometry. *Soil Science Society of America Journal*, 56:1811–1817.
- Schnitzer, M. und Schulten, H.-R., 1995. The analysis of soil organic matter by pyrolysis-mass spectrometry. *Advances in Agronomy*, 55:167–217.
- Schober, G., 2000. Reduktion organischer Abfallfraktionen mit lignolytischen Pilzen. In: für Grenzflächen und Bioverfahrenstechnik, F. I. (Hrsg.), *Berichte aus Forschung und Entwicklung*, Nummer 19. Fraunhofer IRB-Verlag.
- Schulten, H.-R. und Leinweber, P., 1991. Influence of long-term fertilization with farmyard manure on soil organic matter: Characteristics of particle-size fractions. *Biology and Fertility of Soils*, 12:81–88.
- Schulten, H.-R. und Leinweber, P., 1999. Thermal stability and composition of mineral-bound organic matter in density fractions of soil. *European Journal of Soil Science*, 50: 237–248.
- Schulten, H.-R. und Schnitzer, M., 1991. Supercritical carbon dioxide extraction of long-chain aliphatics from two soils. *Soil Science Society of America Journal*, 55:1603–1611.
- Schulten, H.-R. und Schnitzer, M., 1993. Temperature-resolved in-source pyrolysis-soft ionization mass spectrometry of soil humic acids. *Organic Geochemistry*, 20:17–25.
- Schwarze, W. M. R., Engels, J., und Mattheik, C., 2000. *Fungal strategies of wood decay in trees*. Springer, Berlin Heidelberg.
- Schwedt, G., 1992. *Taschenatlas der Analytik*. Georg Thieme Verlag, Stuttgart.
- Sethuraman, A., Akin, D. E., und Eriksson, K.-E. L., 1999. Production of lignolytic enzymes and synthetic lignin mineralization by the bird nest fungus *Cyathus stercoreus*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 52:689–697.
- Seyis, I. und Aksöz, N., 2003. Determination of some physiological factors affecting xylanase production from *Trichoderma harzianum* 1073 D3. *Microbiologica*, 26:75–81.
- Silveira, F. Q. P., Sousa, M. V., Ricart, C. A. O., Milagres, A. M. F., Medeiros, C. L., und Filho, E. X. F., 1999a. A new xylanase from a *Trichoderma harzianum* strain. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 23:682–685.
- Silveira, F. Q. P., Ximenes, F. A., Cacais, A. O. G., Milagres, A. M. F., Medeiros, C. L., Puls, J., und Filho, E. X. F., 1999b. Hydrolysis of xylans by enzyme systems from solid

- cultures of *Trichoderma harzianum* strains. *Brazilian Journal of Medical and Biological Research*, 32(8):947–952.
- Singh, A. und Sharma, S., 2002. Composting of a crop residue through treatment with microorganisms and subsequent vermicomposting. *Bioresource Technology*, 85:107–111.
- Smidt, E., Eckhardt, K.-U., Lechner, P., Schulten, H.-R., und Leinweber, P., 2005. Characterization of different decomposition stages of biowaste using Ft-IR spectroscopy and pyrolysis-field ionization mass spectrometry. *Biodegradation*, 16:67–79.
- Spray, B. und Bochem, H. P., 1991. Elektron microscopic observations of cellulose microfibril degradation by endocellulase from *Trichoderma reesei*. *FEMS Microbiology Letters*, 78:183–188.
- Steinert, K., 2006. Mikrobiologie gegen Schaderreger. *Landwirtschaft ohne Pflug*, 3:3.
- Stockfisch, N., 1997. *Strohabbau durch Mikroorganismen und Regenwürmer in zwei Bodenbearbeitungssystemen*. Dissertation, Institut für Pflanzenbau und Pflanzenzüchtung, Göttingen.
- Theander, O., 1985. Cellulose, hemicellulose and extractives. In: Overend, R. R., Milne, T. A., und Mudge, L. K. (Hrsg.), *Fundamentals of thermo-chemical biomass conversion*, S. 35–60. Elsevier, London.
- Tuomela, M., Vikman, M., Hatakka, A., und Itävaara, M., 2000. Biodegradation of lignin in a compost environment: A review. *Bioresource Technology*, 72(2):169–183.
- Vinceslas-Akpa, M. und Loquet, M., 1997. Organic matter transformations in lignocellulosic waste products composted or vermicomposted (*eisenia fetida andrei*): chemical analysis and ¹³C CPMAS NMR spectroscopy. *Soil Biology and Biochemistry*, 27:751–758.
- Voet, D., 1994. *Biochemie*. VCH-Verlag, Weinheim.
- Wainwright, M., 1995. *Biotechnologie mit Pilzen*. Springer-Verlag, Berlin Heidelberg.
- Ward, G., Hadar, Y., und Dosoretz, C., 2004. The biodegradation of lignocellulose by white rot fungi. In: Arora, D. (Hrsg.), *Fungal Biotechnology in Agricultural, Food, and Environmental Applications*, S. 393–407. Marcel Dekker, Inc., New York, Basel.
- Weber, H., 1993. *Allgemeine Mycologie*. Gustav Fischer Verlag Jena, Stuttgart.
- Wehner, A., 2000. Pyrolyse-Feldionisation-Massenspektrometrie von Gülle-Stroh-Gemischen während der Intensivrotte. Diplomarbeit, Institut für Bodenkunde, Universität Rostock.

- White, G. J. und Traquair, J. A., 2006. Necrotrophic mycoparasitism of *Botrytis cinerea* by cellulolytic and ligninocellulolytic Basidiomycetes. *Canadian Journal of Microbiology*, 52:508–518.
- Wiedow, D., Baum, C., und Leinweber, P., 2007. Inokulation with *Trichoderma sativisporum* accelerates wheat straw decomposition on soil. *Archives of Agronomy and Soil Science*, 53:1–12.
- Wolf, G. A. und Wirth, S. J., 1990. Application of soluble chromogenic substrates for assays of polysaccharide *endo*-hydrolase activity. In: Klement, Z., Rudolph, K., und Sands, D. C. (Hrsg.), *Methods in Phytopathology*, S. 409–413. Publishing House of the Hungarian Academy of Sciences, Budapest.
- Wolf, H., 2003. Schluss mit Strohmatten und Kümmerwuchs. *Top Agrar*, 7:54–56.
- Ximenes, F. A., Silveira, F. Q. P., und Filho, E. X. F., 1996. Production of β -xylosidase activity by *Trichoderma harzianum* strains. *Current Microbiology*, 33:71–77.

Danksagung

Herrn Prof. Dr. agr. habil. Peter Leinweber danke ich herzlich für die Betreuung, die fachlichen Anregungen sowie die Diskussionsbereitschaft zu dem Thema "Strohrotte". Bei Herrn Dr. agr. Peter Lüth von der PROPHYTA Biologischer Pflanzenschutz GmbH möchte ich mich für die Initiierung des Projektes, die Vergabe des Themas und die Betreuung der Arbeit bedanken.

Frau PD Dr. agr. habil. Christel Baum danke ich für die unverzichtbare Unterstützung bei der Betreuung und Auswertung der Versuche sowie kritischen Anregungen. Mein ganz besonderer Dank gilt Herrn Dr. rer. nat. Gerald Jandl, der mit seiner Diskussionsbereitschaft und vielen wertvollen Anregungen maßgeblich zum Erfolg der Arbeit beigetragen hat.

Weiterhin möchte ich den Mitarbeitern des massenspektrometrischen Labors, Herrn Dr.-Ing. Rolf Beese und Herrn Dipl.-Chem. Kai-Uwe Eckhardt für die Einführung in die Thematik der Pyrolyse-Feldionisation Massenspektrometrie und die Durchführung und Auswertung der Analysen danken.

Ebenso sei allen Mitarbeitern des Institutes für Bodenkunde und Pflanzenernährung an dieser Stelle für die freundliche Arbeitsatmosphäre und Hilfsbereitschaft gedankt.

Meinen "Lektoren" danke ich für ihre Geduld und kritischen Anmerkungen.

Ebenso sei besonders meinen ehemaligen Kolleginnen Dr. agr. Frauke Godlinsk und Dipl.-Chem. Jette Schwarz für ihre Hilfe bei der redaktionellen Gestaltung der Arbeit gedankt.

Meiner Familie möchte ich für ihre moralische Unterstützung, ihre Geduld und ihr Verständnis danken, mit der sie mich durch die zurückliegende Zeit begleitet haben.

Dem Wirtschaftsministerium des Landes Mecklenburg Vorpommern danke ich an dieser Stelle für die finanzielle Unterstützung der Arbeit.

Selbständigkeitserklärung

Ich erkläre, dass ich die hier vorgelegte Arbeit selbständig und ohne fremde Hilfe verfasst, andere als die von mir angegebenen Quellen und Hilfsmittel nicht benutzt und die den benutzten Werken wörtlich oder inhaltlich entnommenen Stellen als solche kenntlich gemacht habe.

Rostock, den 10. Juni 2008

Denny Wiedow

Lebenslauf

Name: Denny Wiedow

Geburtsdatum: 01.06.1977

Geburtsort: Ludwigslust

Schulbildung

1984 - 1991 Johannes-Gillhoff-Schule in Teweswoos
1991 - 1996 Gymnasium Dömitz

Wehrdienst

07/1996 - 04/1997 List auf Sylt

Studium

10/1997 - 12/2002 Studium an der Agrar- und Umweltwissenschaftlichen Fakultät der Universität Rostock
Abschluss: Diplom-Agraringenieur

Berufliche Tätigkeit

01/2002 - 12/2005 Wissenschaftlicher Mitarbeiter bei der PROPHYTA Biologischer Pflanzenschutz GmbH in Malchow/Poel
01/2006 - 04/2006 Wissenschaftlicher Mitarbeiter am Institut für Landnutzung
05/2007 Wissenschaftlicher Mitarbeiter am Institut für Nutztierwissenschaften und Technologie

Thesen

zur Dissertationsschrift

BESCHLEUNIGUNG DES STROHABBAUS IN ACKERBÖDEN: SELEKTION SAPROTROpher PILZE UND NACHWEIS IHRER WIRKSAMKEIT

vorgelegt von Dipl.-Ing. agr. Denny Wiedow

Problemstellung und Forschungsansatz

1. In engen Getreidefruchtfolgen und viehlosen Betrieben kommt es infolge der Anreicherung des Oberbodens mit wenig abgebautem Stroh besonders bei pflugloser Bodenbearbeitung zur verstärkten Ausbreitung bodenbürtiger Pathogene.
2. Das Problem der verzögerten Strohrotte verstärkt sich zusätzlich durch den Einsatz von Fungiziden (Strobilurine), in deren Folge das Stroh stabiler wird. Weiterhin wird durch die spätere Reife von Getreide und die frühere Aussaat der Folgekultur die Zeit für die Strohrotte verkürzt. Eine intensive Stoppelbearbeitung mit der Stroheinarbeitung entfällt aus Zeit- und Kostengründen zunehmend.
3. Strohmatten, die durch eine oberflächennahe Anreicherung von wenig abgebautem Stroh entstehen, erschweren die Bodenbearbeitung, Aussaat und das Auflaufen der Sämlinge sowie die Bestandesführung und führen daher zu Ertragsminderungen.
4. Eine mechanische Beseitigung der Strohmatten durch den Einsatz von Grubbern oder Striegeln ist kosten- und energieaufwendig und führt zur Austrocknung des Oberbodens sowie zum zusätzlich verstärkten Abbau der organischen Bodensubstanz.
5. Saprotophe Pilzstämme mit hohen Cellulase- und Xylanaseaktivitäten und der Fähigkeit zur Hemmung bodenbürtiger Pathogene beschleunigen den Strohabbau und tragen zur schnelleren Beseitigung von Strohmatten als Infektionsherde bei.
6. Der Nachweis der Wirksamkeit eines mikrobiellen Präparates auf die chemische und physikalische Veränderung des Strohs während des Abbaus im Boden erfordert einen neuartigen multimethodischen Versuchsansatz mit der Kombination von optischen (Rasterelektronenmikroskopie), gravimetrischen (Streubeuteltests), chemischen (C- und N-Analysen, Pyrolyse-Feldionsation Massenspektrometrie (Py-FIMS)) und physikalischen (Festigkeitsmessungen) Untersuchungen.

Forschungsergebnisse und neue Erkenntnisse

7. Die Selektion von saprotrophen Pilzstämmen führte zu einer Auswahl von Pilzen, die die zum Strohabbau notwendigen Enzyme produzieren, ein besonders hohes Wachstumsvermögen auf Stroh aufweisen und ein hohes antagonistisches Potenzial gegenüber bodenbürtigen Pathogenen besitzen.
8. Durch die Rasterelektronenmikroskopie kann optisch der Nachweis eines erhöhten Zellwandabbaus im Weizenstroh nach Applikation von Präparaten auf Basis von *Trichoderma saturnisporum* und *Cyathus striatus* erbracht werden.
9. Den beschleunigten Strohabbau im Oberboden nach Inokulation mit *Cyathus striatus* und *Trichoderma saturnisporum* beweisen signifikant erhöhte Gewichtsverluste des Weizenstrohs in Streubeuteln.
10. Die Inokulation mit *Coprinus comatus*, *Trichoderma saturnisporum* und *Trametes versicolor* führt zu einer schnelleren Verengung des C/N-Verhältnisses des Weizenstrohs und verbessert damit die Voraussetzungen für einen weiterführenden Abbau.
11. Die Thermogramme der Py-FIMS zeigen im Verlauf der Inkubation anhand der gebildeten thermisch stabileren Substanzen einen stärkeren Strohabbau für die Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* im Gefäßversuch und *Cyathus striatus* im Freilandversuch.
12. Der durch das thermische Verhalten abgeleitete Inokulationseffekt für *Coprinus comatus*, *Cyathus striatus*, *Trametes versicolor* (I) und *Trichoderma saturnisporum* in den Gefäß- und Freilandversuchen wird durch die multivariate statistische Analyse und der daraus resultierenden grafischen Darstellung der Hauptkomponente 1 und 2 bestätigt.
13. Die signifikante Abnahme der absoluten Anteile der Phenole und Ligninmonomere, Lignindimere, Lipide, Alkylaromaten und N-Verbindungen durch die Inokulation mit *Trichoderma saturnisporum* und von Alkylaromaten durch *Cyathus striatus* im Gefäßversuch bestätigt deren Einfluss auf einen verstärkten Abbau von Substanzklassen des Weizenstrohs.
14. Die Inokulation von *Cyathus striatus* und *Trichoderma saturnisporum* führt zu einer beschleunigten Abnahme der mechanischen Zugspannung und Reißdehnung des Weizenstrohs und damit zur Verringerung von Bearbeitungsproblemen.
15. Die Gesamtheit der Versuchsergebnisse beweisen ein erfolgreiches Übertragen von *in vitro* Versuchen über Gefäßversuche zum Freilandversuch unter Praxisbedingungen für die Entwicklung eines Präparates zur Beschleunigung der Strohrotte.

Schlussfolgerungen und Anwendungsmöglichkeiten

16. Der in Gefäß- und Freilandversuchen nachgewiesene beschleunigte Strohabbau nach Applikation von saprotrophen Pilzstämmen trägt zur Beseitigung von Strohmatten bei, so dass die Notwendigkeit einer zusätzlichen Bodenbearbeitung entfällt.
17. Der multimethodische Ansatz mit der Kombination von Rasterelektronenmikroskopie, Streubeuteltests, C- und N-Analysen, Py-FIMS sowie durch die Messung von Zugspannung und Reißdehnung konnte erfolgreich den Strohabbau in Gefäß- und Freilandversuchen nachweisen.
18. Die untersuchten *Trichoderma saturnisporum*- und *Cyathus striatus*-Stämme sind aussichtsreiche Isolate für die Entwicklung von kommerziellen Präparaten zur Beschleunigung der Strohrotte im Boden.